

Biología y ensayos preliminares de control del margarodes de la vid, *Margarodes vitis* (Philippi)^{1, 2}

Roberto H. González R.³, Hiroshi Kido⁴, Angélica Marín⁵ y Patrick Hughes⁶.

El margarodes de la vid, insecto endémico de Chile, Argentina y Uruguay, es la plaga radicular más importante de muchos viñedos en áreas de riego y secano en la zona central del país. Descrito a fines del siglo pasado, interesó a algunos autores los que, entre los años 1890 a 1910, se preocuparon parcialmente de su compleja biología. La mayor parte de las informaciones de ese período se refieren a observaciones sobre desarrollo y distribución del insecto. Las referencias bibliográficas correspondientes han sido resumidas por Autran 1907 (1) y Porter 1936 (9).

A pesar de ser un insecto de tanta importancia económica en Chile, no ha existido ningún aporte que haya permitido conocer su morfología, desarrollo y ecología, conocimientos básicos para intentar cualquier plan orientado hacia el control de esta plaga. Su hábito subterráneo y la complejidad en que se desenvuelven sus diferentes estados de desarrollo, han sido factores que han retardado el conocimiento de su biología y ecología.

El propósito de esta publicación es dar a conocer los resultados de estudios conducidos en condiciones de laboratorio y de campo sobre la morfología, bionomía y control químico del insecto. Esta investigación, iniciada en 1966, ha sido realizada en la Estación Experimental Agronómica de la Universidad de Chile, con la contribución preliminar del Dr. M. M. Barnes y del señor M. Wargo de la Universidad de

California, Riverside. Gran parte de los conocimientos sobre desarrollo del insecto se obtuvieron a través de la Tesis de Grado realizada por uno de los autores (Marín, 1968) (6). Gracias al Convenio Universidad de Chile—Universidad de California, participaron en este proyecto por un período de 6 meses, el Dr. H. Kido y el señor P. Hughes de la Universidad de California, Davis.

MATERIAL Y METODOS

a. Biología y desarrollo

El estudio en condiciones de campo consistió en el muestreo periódico de poblaciones de margarodes en viñedos infestados. El material se colectó de diciembre 1966 a febrero 1967 en la Viña Tagua-Tagua (comuna San Vicente de Tagua-Tagua, O'Higgins) y en la provincia de Santiago en las Viñas Carmen (comuna de Buin) y Macul (comuna de Ñuñoa) a partir de octubre 1967 y febrero 1968, respectivamente.

El material se obtuvo semanalmente entre los meses de octubre a marzo, extrayéndose de un mismo sector infestado en la viña elegida, a fin de conocer la distribución en el perfil del suelo de las formas libres y enquistadas del insecto y, particularmente, para observar los desarrollos experimentados durante su ciclo evolutivo.

Las muestras fueron extraídas con un barreno de tubo de 7.5 cm. de diámetro y procesadas posteriormente en laboratorio para lo cual se lavaron en harneros cribados de 3.0 - 0.7 y 0.5 mm. de diámetro. El material filtrado se decantó en una serie de tamices de suelo, seleccionándose el tamaño de los quistes de acuerdo al número del tamiz del cual fueron separados. Los quistes con orificio de emergencia fueron descartados y los remanentes separados según si flotaran o se hundieran en agua.

La extracción de hembras adultas se hizo manualmente después de tamizar el suelo a través de harneros de 3 mm. de criba.

¹ Homóptera: Coccoidea, Margarodidae.

² Contribución científica N° 46 de la Estación Experimental Agronómica de la Universidad de Chile. Proyecto realizado bajo el Convenio Universidad de Chile—Universidad de California.

Los autores agradecen a los propietarios y administradores de las Viñas Carmen, Macul y Tagua-Tagua, por las facilidades otorgadas durante el desarrollo de este estudio. También se agradece al señor Jorge Castro del laboratorio fotográfico de la Estación Experimental Agronómica, por el material que ilustra este trabajo y al Ingeniero Agrónomo señor Patricio Arretz, por la revisión crítica del manuscrito.

Recepción manuscrito: 19 de mayo de 1969.

³ Ingeniero Agrónomo, Ph.D., Profesor de la Facultad de Agronomía, Universidad de Chile, Entomólogo asesor del Instituto de Investigaciones Agropecuarias.

⁴ y ⁵ Entomólogo, Ph.D. y Estudiante Graduado, respectivamente, Departamento de Entomología, Universidad de California, Davis.

⁶ Ingeniero Agrónomo, Estación Experimental Agronómica.

Los huevos y larvas de primer estado fueron separados del suelo por el método de flotación en una solución saturada de cloruro de sodio.

En Viña Carmen se comenzó extrayendo muestras cada 20 cm. hasta una profundidad de 120 cm. Posteriormente se trabajó solamente en dos niveles, 0 a 50 y 50 a 100 cm. de profundidad.

Como complemento de las observaciones de campo y con el objeto de conocer el desarrollo de los diferentes estados del insecto, se infestaron artificialmente plantas de vid y alfalfa las que se mantuvieron por dos años a partir de septiembre de 1966, en condiciones de invernadero. También se diseñaron cajas de observación con el objeto de estudiar el comportamiento y desarrollo del insecto fijo a las raíces de plantas de vid de dos años; estas cajas, con sus paredes laterales de vidrio cubierto exteriormente con papel negro y fondo de rejilla para permitir el escurrimiento del agua de riego, se mantuvieron en sala de crianza a 26°C bajo luz ultravioleta.

Paralelamente se mantuvo quistes de último estado de desarrollo en arena esterilizada, en estufas de cultivo o refrigerador, con el propósito de romper su latencia y provocar la emergencia de hembras. Los cultivos fueron a menudo interferidos por desarrollo de hongos, y se encontró que huevos y quistes podían ser desinfectados satisfactoriamente y sin daño aparente al organismo, colocándolos por algunos minutos en una solución de hipoclorito de sodio comercial (27 cc de "clorinda" en 473 cc de agua), y luego lavados con agua pura.

Un problema crítico se planteó al desconocer si las ninfas encerradas en los quistes estaban o no vivas. Para ello se siguieron dos métodos. Uno, se refirió a presencia de filamentos cerosos secretados a través de los orificios espiraculares, como indicación de actividad de las ninfas enquistadas. El otro se resolvió al determinar que la mayoría de los quistes vivos se hundían al introducirlos en agua.

La separación de quistes de diferentes estados de desarrollo (conteniendo ninfas de primer, segundo y tercer estado) se efectuó mediante cribas una vez conocido el rango de variación de tamaño de un determinado estado.

Las crías de laboratorio se efectuaron en envases de plástico con arena esterilizada. Los porcentajes de humedad del suelo en los diferentes tratamientos se controlaron mediante pesajes, agregando agua destilada por un tubo plástico a través de la tapa perforada del envase, cada vez que el peso se alteraba. La elección de las diferentes temperaturas en las estufas de cultivo con el propósito de romper la latencia de los quistes de último estado, se basó princi-

palmente en experiencias inéditas efectuadas por Barnes et al. (1967)*.

Los estudios de morfología y anatomía del insecto se realizaron a través de disecciones de quistes y hembras adultas mantenidas en alcohol isopropílico y de cortes histológicos en ejemplares fijados en Zenker. Montajes de dermis y otras estructuras se hicieron a partir de especímenes mantenidos en una solución de alcohol isopropílico-cloroformo-ácido acético, luego calentados en lactofenol y teñidos con fucsina ácida. También se hicieron montajes en líquido de Hoyer para observación en microscopía de fase contrastada.

Todas las medidas del insecto se expresan en mm. Las ilustraciones fueron efectuadas con ayuda de un retículo cuadrículado de ocular; las medidas de comparación indicadas en los dibujos, sólo son válidas para la figura más próxima. Los dibujos son originales del primer autor.

b. Ensayos de control químico.

Se eligieron quistes de 4 - 5 mm. de diámetro, con capacidad de producir filamentos cerosos, a fin de asegurarse que se encontraban vivos.

Los insecticidas usados se aplicaron como producto técnico, obtenidos del Pesticide Reference Standard de la Sociedad Entomológica de América o bien de compañías manufactureras. Cada producto se diluyó de manera que 100 mg de ingrediente activo quedaran contenidos en 1 cc de acetona.

Los quistes se trataron en forma tópica con un microaplicador automático controlado con pedal (ISCO, Instrumentation Specialties Co., Inc.) y calibrado con mercurio. Cada quiste fue tratado con 0.516 mg de insecticida activo, colocando una gota de acetona que contenía 0.258 mg de insecticida a cada lado del cuerpo. Previo el tratamiento, los filamentos cerosos se eliminaron con un pincel, y posteriormente se observó la capacidad del insecto de producir nuevos filamentos. La mortalidad se determinó al disectar el quiste 6 semanas después de la aplicación, tomándose como criterio la falta de turgidez y brillo del cuerpo y la coloración necrótica del tejido.

Hembras adultas fueron colectadas en el campo y tratadas con insecticida según el mismo método empleado en los quistes. Después de tratadas fueron colocadas en arena estéril humedecida, en cajas individuales. La mortalidad se comprobó por la ausencia de turgidez del

* Barnes, M. M., Wargo, M. J. and M. A. Marín. 1967. Investigations on *Margarodes vitium* Giard, a ground pearl on roots of grapevines. Informe inédito, Convenio Univ. Chile-Univ. California, 19 p.

cuerpo, pérdida de color, falta de movimiento e incapacidad de recuperar su forma natural al ser presionados con agujas espatuladas. También se determinó la capacidad de las hembras tratadas, a producir huevos viables.

En los ensayos toxicológicos también se incluyeron larvas, colectadas a poco de emerger de las masas de huevos obtenidos del campo o producidos por las hembras en laboratorio. Las pruebas iniciales consistieron en tratar aproximadamente 20 larvas con una gota de solución acetona-insecticida, la que se vació sobre aquellas colocadas en pequeños trozos de papel absorbente. Luego fueron transferidas a un disco de papel humedecido de 3 mm. de diámetro, colocado en un disco Petri. Las observaciones de mortalidad se hicieron 24 horas después de la aplicación, determinándose el número de larvas que permanecían en el círculo o que escapaban de él.

También se intentó determinar el efecto del suelo en la actividad de aquellos insecticidas que en los ensayos de laboratorio demostraron alguna actividad. Se colectó suelo de Viña Carmen, y una vez harneado se colocó en tubos de vidrio de 30 cm. de largo y 5 cm. de diámetro, tapándose el extremo inferior con una malla plástica. Luego se compactó ligeramente hasta que la columna de suelo alcanzó una altura de 25 cm en el cilindro. Los insecticidas utilizados se obtuvieron de productos comerciales dosificándose a 0.1% de ingrediente activo en 200 cc de agua, cantidad que se vació sobre la columna permitiendo una filtración lenta. La mezcla inicial y el filtrado recogido luego de su paso por la columna de suelo, fueron a su vez comparativamente ensayadas sobre las larvas, siguiendo el procedimiento ya descrito.

Los ensayos de campo se aplicaron en Viña Carmen con fecha 14 y 15 de febrero, 1968. Los insecticidas fueron inyectados al suelo con dos aplicadores: uno con un gasto de 187 cc por segundo y otro con 35 cc por segundo. Los inyectores se conectaron a una motobomba de 120 litros, aplicándose el producto en la porción central de la hilera a 45 cm., alejados del tronco en ambas direcciones, y a 60 cm de profundidad. Posteriormente se tomaron muestras de raíces del área tratada para determinar la presencia de larvas y ninfas vivas.

También se intentó controlar el insecto por inundación para lo cual se construyeron diques de 3 hileras de ancho por 150 m de largo, inundándose con una carga de agua de 20 cm de altura. La primera aplicación se hizo el 10 de febrero de 1968 en Viña Carmen, repitiéndose una semana más tarde. Dos semanas después de la segunda aplicación se examinaron las raíces para determinar la presencia de ninfas vivas.

TAXONOMIA

El margarodes de la vid fue descrito en Chile como *Heterodera vitis* por Philippi en 1884 (8), quien sólo conoció sus formas enquistadas. Posteriormente Giard 1894 (2), lo redescibió brevemente como una nueva especie de *Margarodes* sin otorgar ninguna prioridad a la acción de Philippi. Casi simultáneamente, Reed 1895 (10), también describió *Margarodes* como una nueva especie, *Margarodes trilobitum*, de material colectado de viñas de la zona central, sin que su descripción mejorara las anteriores.

Silvestri en 1940 (12), presentó una descripción parcial del insecto, la cual fue ampliada por Ruiz 1954 (11), y mejorada por Jakubski en 1965 (4). En ningún caso se describieron las ninfas de primer y segundo estado.

Lindinger 1954 (5), fue el primer autor que reconoció la validez de la descripción original de Philippi, sinonimizándolo *vitium* de Giard y transfiriendo la especie al género *Coccionella*. De acuerdo con la estricta aplicación del Código de Nomenclatura Zoológica, el no uso de un nombre específico por un lapso de 50 años es causa suficiente para invalidarlo. Esta acción que podría haberse aplicado a *vitis* de Philippi no es compartida por los presentes autores.

En la reciente revisión de la familia Margarodidae hecha por Jakubski (4), la tribu Margarodini incluye tres géneros: *Promargarodes*, *Margarodes* y *Sphaeraspis*, este último con la especie *vitis* de Philippi como tipo. La diferencia entre *Margarodes* y *Sphaeraspis* está basada principalmente en ciertos caracteres larvarios (abdomen bien segmentado en *Sphaeraspis* y con segmentación rudimentaria en *Margarodes*), en la forma del quiste (caras más diferenciadas en *Margarodes*) y especialmente en la presencia de una placa oral la que no existe en *Sphaeraspis*. Las hembras adultas en ambos casos son iguales.

Debido a la naturaleza heteromórfica de muchas especies, aún dentro del mismo género, parece ser que la clasificación propuesta por Jakubski es muy artificial. Reconociendo sin embargo que la especie *vitis* no presenta ciertos caracteres propios de *Margarodes*, los presentes autores estiman que debe ser mantenido en ese género transfiriendo *Sphaeraspis* a la categoría de subgénero.

La sinonimia de la especie es por lo tanto la siguiente:

- Margarodes* (*Sphaeraspis*) *vitis* (Philippi)
 1884 *Heterodera vitis* Philippi, Bol. Soc. Nac. Agric. Chile 15: 225-228.
 1894 *Margarodes vitium* Giard, Comptes rendus séances Soc. Biol. 46: 126-128.

- 1895 *Margarodes trilobitum* Reed, Ent. News., 6:6.
 1954 *Coccionella vitis* (Philippi), Lindinger, Beiträge zur Entom. 4: 615.
 1965 *Sphaeraspis vitis* (Philippi), Jakubski, Publ. British Mus. (Nat. Hist.): 111-116.

El tipo de *M. vitis* no existe, por lo cual se propone restaurar como neotipo un ejemplar hembra colectado por F. Lataste en 1903 perteneciente a la antigua colección del Instituto Agronómico de Chile. El espécimen, montado en bálsamo, ha quedado depositado en la colección Coccidológica de la Estación Experimental Agronómica de la Universidad de Chile.

DISTRIBUCION

Esta especie se encuentra en Argentina, Chile, Uruguay y posiblemente Paraguay. En este último país se describió *Margarodes gimenezi* (Podtiaguin), pero su descripción es imperfecta como para caracterizar esa especie adecuadamente. Sin embargo los caracteres dados, hacen presumir que se trataría de *M. vitis*.

Fuera de América del Sur, *M. vitis* ha sido citada atacando vid en Sud Africa, de donde se describió el macho (Theron, 1954) (13). Sin embargo se trata de un error de identificación ya que la especie en referencia corresponde a *Sphaeraspis prieskaensis* descrita por Jakubski en 1965 (4). Por lo tanto la distribución de *M. vitis* debe restringirse a los países citados en el área neotropical, en donde se desconoce la presencia del macho.

La distribución en Chile es irregular, extendiéndose desde la provincia de Aconcagua (Pectora) hasta la costa de Chillán en la provincia de Ñuble. La mayor concentración ocurre entre Santiago y O'Higgins, sobre plantas arbustivas silvestres que componen las asociaciones xero y mesofíticas en cerros y quebradas, (*Acacia caven*, *Baccharis* spp., *Cestrum parqui*, *Colletia spinosa*, *Eupatorium* sp., *Muehlenbeckia hastulata*, *Trevoa trinervis*), en especies forestales introducidas (*Eucalyptus globulus*, *Tilia europea*) y en plantas cultivadas y malezas en valles regados, preferentemente por el sistema del río Maipo (*Convolvulus arvensis*, *Cydonia vulgaris*, *Cynara cardunculus*, *Dahlia variabilis*, *Datura stramonium*, *Eschscholtzia californica*, *Foeniculum vulgare*, *Linum* sp., *Medicago sativa*, *Paspalum vaginatum*, *Petroselinum* sp., *Prunus* sp. y *Xanthium spinosum*) (González, 1956) (3), Olalquiaga y Contesse, 1959 (7)).

Ultimamente se ha encontrado el margarodes de la vid parasitando las raíces de almendro (*Prunus armeniaca*) y tuna (*Opuntia ficus-indica*) en la localidad de Til-Til al norte de Santiago, ciruelo (*Prunus domestica*) en Buin, y clavel (*Dianthus caryophyllus*) en Curicó.

La vid es aparentemente la planta huésped más susceptible. Entre las variedades cultivadas en el país, las más afectadas son: Semillón, Sauvignon, Cabernet, Cot y Pinot. Entre las menos afectadas aparecen Moscatel Negra, País y Romano las que toleran altas densidades de margarodes sin mayor daño aparente.

DESCRIPCION DEL INSECTO

Debido a que esta especie ha sido deficientemente descrita, desconociéndose además dos de sus estados ninfales, se redescubren los diferentes estados de desarrollo del insecto. También se agregan estudios sobre anatomía con el propósito de explicar algunos de sus procesos fisiológicos.

Generalmente el margarodes es reconocido en sus estados de quistes ("perlas de tierra"), los cuales son formas relativamente ovoides de color amarillo o café rojizo y de un tamaño variable de acuerdo a los estados ninfales que encierran.

El quiste más pequeño (primer estado) es aquel que envuelve la larva fijada a la raíz la cual se ha denominado ninfa de primer estado a fin de diferenciarla de la larva ambulatoria que la precede. Este quiste se forma a las 2-3 semanas de eclosado el insecto, siendo en sus primeros meses muy irregular en cuanto a forma y textura. A medida que la ninfa crece, el quiste aumenta en volumen y tiende a tomar una forma ovoide, variando su rango de tamaño de acuerdo a la edad desde 0.9 x 0.4 a 1.2 x 0.8 mm. El mayor crecimiento experimentado a partir del tercer mes, es posible debido a la ruptura de sus paredes laterales las que vuelven a restaurarse gracias a la secreción de nuevas escamas laminares producidas por la ninfa.

El quiste de segundo estado (1.4 x 1.0 a 2.6 mm.) es más esférico y de pared más engrosada a expensas de nuevas láminas que se agregan desde el interior; su cara ventral, en contacto con la raíz puede ser aplanada o ligeramente cóncava. Una capa bien destacada, la placa ventral, se encuentra entre el cuerpo del quiste y la raíz y corresponde a la porción ventral del quiste de primer estado perdido durante la muda, de modo que allí se encuentran restos de exuvios como patas y antenas de las larvas más el estilete del aparato bucal. Al desprender la placa ventral queda en evidencia el orificio bucal ubicado en el extremo anterior de la cara ventral del quiste, a la altura de los dos pares de espiráculos torácicos. Por detrás de la boca y en un plano más lateral se observan las dos hileras formadas por los siete pares de espiráculos abdominales que terminan a ambos lados del orificio anal.

El quiste de tercer estado (2.3 a > 5 mm.) corresponde a la forma de mayor desarrollo que

puede alcanzar el insecto enquistado. Es pronunciadamente esférico, con la superficie ventral aplanada y con dos mudas de aparato bucal entre el cuerpo y la placa ventral. Su color varía de café amarillento a café rojizo de acuerdo a la edad, presentando estos últimos la textura exterior más agrietada. Al desprender las láminas exteriores que componen la pared del quiste, se observa que su estructura está constituida por láminas estratificadas que gradualmente disminuyen en espesor. En quistes de máximo tamaño aparecen hasta 26-28 de estas láminas, siendo las inferiores más flexibles y nacaradas.

Al desprender la placa ventral y algunas láminas externas para ubicar el poro anal, se observa que éste se encuentra rodeado de tres corridas de poros, los que al igual que los espiráculos coinciden con las aberturas respectivas que posee el cuerpo de la ninfa encerrado en su interior.

Todos los estados de quiste durante ciertos períodos y obedeciendo a causas no precisadas, producen a través de sus orificios espiraculares filamentos cerosos tubulares muy frágiles los que pueden alcanzar 2 a 4 mm. de largo (fig. 10). Aparentemente estas formaciones filamentosas corresponden a conductos de comunicación entre el espiráculo de la ninfa y el orificio correspondiente en la pared del quiste.

Estado larvario.

Corresponde a la forma libre del insecto recién eclosado de los huevos que la hembra deposita en el verano. Es de forma alargada y de color blanco cremoso. Mide de 0.9 a 1.1 mm. de largo por 0.3 a 0.4 en su mayor ancho, abarcando la cabeza y el tórax casi la mitad del largo total (fig. 1).

Su dermis es membranosa, desprovista de poros, pero con capacidad de secretar escamas cerosas a partir de los 4-6 días de edad. Dorsalmente y por detrás de las antenas existe un par de setas de 0.06 mm.; otro par, flageliforme, de 0.23 mm. se ubica en el extremo posterior del cuerpo. En cada tergito y esternito de los siete primeros segmentos abdominales existe una hilera de cuatro pares de microsetas dispuestas central y marginalmente.

Las antenas se componen de cinco artejos, el distal provisto de cuatro sensorios cilíndricos en el ápice y de una sensila placoide que se abre ventralmente. No posee ojos. El rostro, ubicado más arriba que el segundo par de coxas, está delimitado por un par de labios (*lb*, fig. 1) provistos de una seta apical y de una papila lateral. La crumena, muy desarrollada, en reposo y extendida, alcanza una longitud comparable a la del cuerpo. El ano se ubica en el noveno segmento y posee un par de setas laterales.

Ninfa de primer estado.

Se denomina así a la larva fijada en el tejido radicular y cubierta por el primer quiste, sin que aún se haya producido ningún proceso de muda. Esta etapa de desarrollo comienza a los 10-12 días de edad de la larva y se extiende hasta aproximadamente los 8-9 meses de edad del insecto. Tal como se ha descrito, el quiste que rodea a este estado es muy frágil e irregular en sus primeros 4 meses (vale decir de comienzos de marzo a junio). Sus paredes son aún muy delgadas de modo que por transparencia puede observarse en su interior la ninfa con su estilete inserto en la raíz y con todos sus apéndices externos presentes. La mayor variación experimentada al mes de fijada, con relación a la larva, es su cambio de forma de alargada a fusiforme (fig. 10). Con respecto al tamaño promedio y su desviación estandar de ninfas recientemente enquistadas (febrero-marzo) es de $0.85 \pm 0.045 \times 0.25 \pm 0.03$ mm. y aquel de ninfas próximas a mudar al segundo estado (aproximadamente 9 meses de edad) es de $1.16 \pm 0.018 \times 0.78 \pm 0.023$ mm.

Ninfa de segundo estado.

Al pasar la ninfa de primer a segundo estado, se produce la primera ecdisis o muda, proceso que en condiciones de terreno se observa desde mediados de octubre a fines de diciembre del primer año de vida del insecto (gráfico 2). Durante este proceso se produce una fractura en la pared del quiste desprendiéndose su cubierta dorsal a fin de permitir la formación de una nueva pared. (fig. 11). También la ninfa recoge su estilete desde el interior de la raíz, el cual es mudado junto con restos de dermis, tráqueas, antenas y patas. Estos restos exuviales quedan bajo la nueva cara ventral del quiste de segundo estado, lo que junto a los restos de la cara ventral del primer quiste constituyen la placa ventral donde el estilete, principal evidencia de la muda, permite identificar a este quiste como de segundo estado.

El cuerpo de la ninfa (fig. 2) es globoso, de color blanco cremoso. La dermis es brillante y finamente alveolada. En la cara ventral se encuentran las pequeñas antenas (*a*, fig. 2) constituidas por tres sensorios, dos espatulados y uno cilíndrico. El rostro está representado por un par de labios (*lb*, fig. 2) que distalmente posee una seta y lateralmente un par de papilas. El estilete emerge entre los labios y la crumena forma la característica curva tal como se ilustra. Las patas han desaparecido no quedando vestigios de sus áreas de implantación. Posee dos pares de espiráculos torácicos, rodeados basalmente de un área membranosa con dos poros auxiliares ovalados (*et*, fig. 2). Los siete pares de espiráculos abdominales (*ea*, fig. 2) ca-

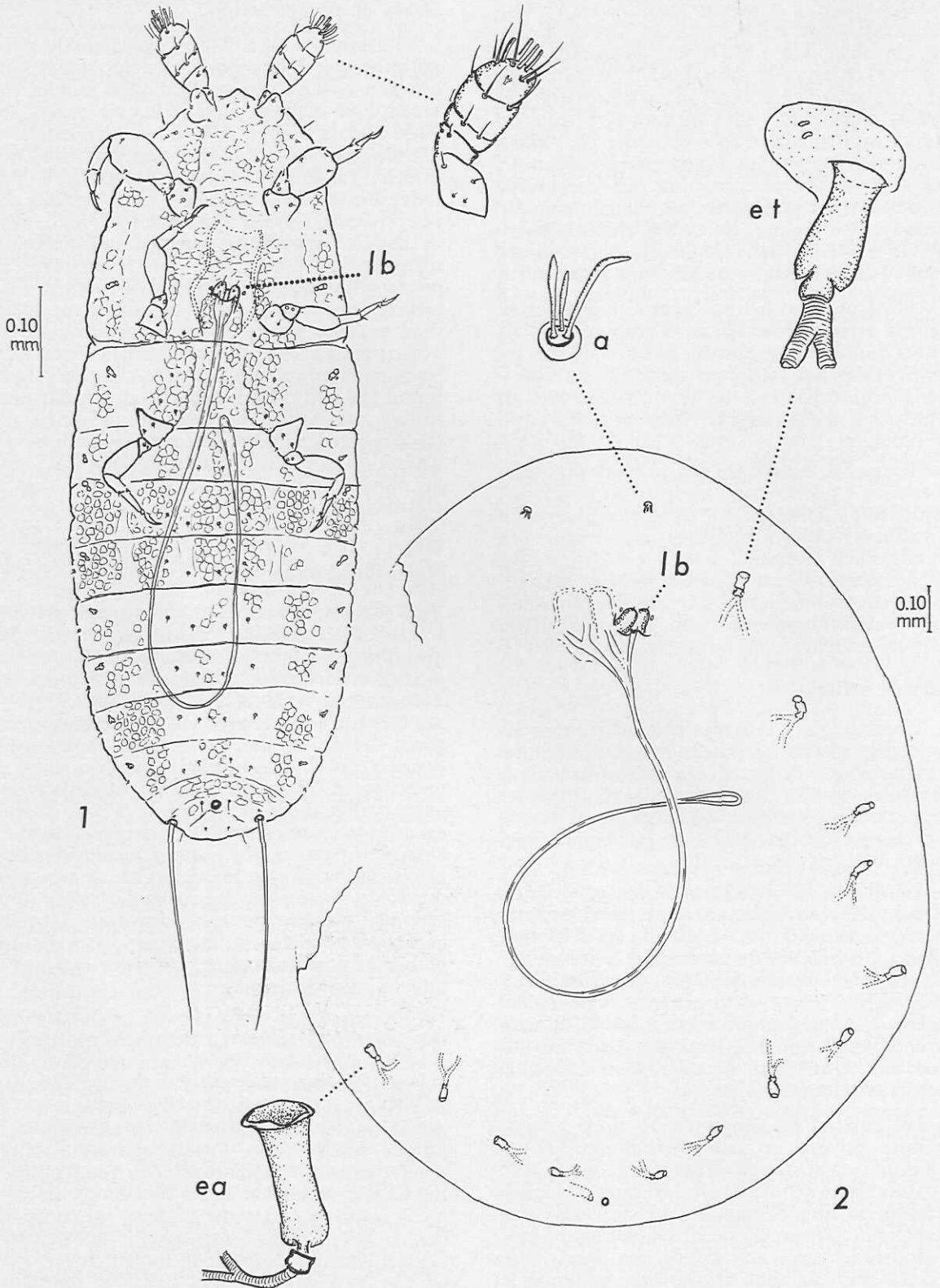


Lámina I: Fig. 1: Larva de *Margarodes vitis*, vista ventral; lb: labio. Fig. 2, ninfa de segundo estado; a: antena; et: espiráculo torácico; ea: espiráculo abdominal (Dibujo: R. González).

recen del área basal. El ano y el tubo anal se ven claramente, pero no existen esbozos del área genital. La dermis carece totalmente de poros, discos u otras estructuras de secreción.

La ninfa de segundo estado corresponde a la etapa de desarrollo del insecto desde los 10 hasta los 23 meses de edad. Por lo tanto su rango de tamaño es amplio, variando desde 1.40 x 1.10 mm. (promedio del año de edad) hasta aproximadamente 2.3 x 1.7 mm. en su forma de mayor desarrollo.

Ninfa de tercer estado.

Es la que sucede a la anterior después de una muda en que como principal producto de la ecdisis queda agregado el estilete bucal y sus anexos tal como ocurre en la primera muda. Por lo tanto en los quistes de mayor tamaño que encierran esta ninfa, al desprender la placa ventral deben observarse los dos juegos de estiletes bucales mudados.

Al abrir la pared del quiste queda en evidencia el cuerpo globoso, blanco amarillento y brillante de la ninfa la cual es esencialmente igual a la de segundo estado. Carece de apéndices, salvo las antenas, muy reducidas y formadas por tres sensorios cilíndricos largos y dos cortos (fig. 5). Los labios son más reducidos que la ninfa de segundo estado. Los espiráculos torácicos están implantados en un área membranosa (a. m., fig. 14) con cuatro poros auxiliares ovalados, y poseen un vestíbulo cilíndrico dos veces más largo que ancho, terminado en un atrio quitinoso perforado por 12-14 poros en el círculo más exterior y 6-8 en el interior (figs. 6 y 14). Los siete pares de espiráculos abdominales carecen de poros. El ano presenta una estructura quitinizada triangular, (a, fig. 7) y está separado por cerca de cinco veces su diámetro de la cicatriz genital, esta última el esbozo de la futura vulva (eg, fig. 7). Los únicos poros que existen en la dermis y que diferencian a esta ninfa de la anterior, están dispuestos en tres hileras en el área anogenital (fig. 7): una posterior a ambos lados del ano, formada por seis pares de poros; una mediana por delante de la cicatriz genital, formada por dos pares, y una hilera anterior de sólo un par, ubicada a la altura del penúltimo par de espiráculos abdominales.

Estructura interna de las ninfas.

Al romperse un quiste, fluye una abundante cantidad de un líquido celomático lechoso constituido por una gran cantidad de glóbulos grasos emulsionados y que desprende un fuerte olor almizclado.

A través de disecciones y cortes seriados de ninfas de segundo y tercer estado, se ha deter-

minado que ambas son básicamente iguales en su estructura interna. La dermis o pared del cuerpo (d, figs. 3 y 4) es muy delgada y está formada por dos capas histológicamente diferentes: una exterior formada por una apretada corrida de células verticales y una interior o estrato basal. La dermis no sufre espesamientos sino alrededor de los espiráculos torácicos los que se implantan en un área membranosa que acepta muy bien los colorantes ácidos.

En un corte transversal del cuerpo en ninfas de tercer estado a la altura del orificio bucal (fig. 3), por debajo de la dermis aparece un tejido muy laxo constituido por grandes células vacuoladas probablemente en el interior de las cuales se originan los corpúsculos grasos que caracterizan el líquido celomático. La estructura interna predominante está constituida por el aparato digestivo, el cual se abre en el orificio oral rodeado por los dos labios (lb, fig. 3) por donde emerge el estilete succionador (e, fig. 3). La boca se continúa en una faringe musculosa (f, fig. 3), luego en el esófago (es, figs. 3 y 4) el cual se dispone entre los brazos del tentorium (t, figs. 3 y 4) encargados de soportar la crumena (cr, fig. 4). El estómago está delimitado posteriormente por dos tubos de Malpighi bifidos, los cuales son de longitud comparable al intestino.

En el segundo y tercer estado ninfal los dos pares de glándulas salivales (g. s., figs. 3 y 4). alcanzan un gran desarrollo, situándose a la altura del ganglio supraesofágico (c, figs. 3 y 4). Son de estructura acinosa y de núcleos grandes, claramente visibles con tinción de hematoxilina; los conductos de las glándulas salivales (c. s, fig. 3) se unen en un conducto común vaciándose en la zona esófago-faríngea por detrás de la porción basal de la crumena. El saco de la crumena que encierra el estilete trifido está sujeto basalmente a los brazos laterales del tentorium, y se dispone paralelamente al tubo digestivo cuando el estilete se encuentra replegado.

En un quiste de 3 - 4 mm. de largo, el estilete extendido mide fácilmente 5 mm; emerge de la abertura bucal atravesando un canal en la pared del quiste (p. q., fig. 3) y luego otro en la placa ventral (p. v., fig. 3) para penetrar en el tejido radicular.

El resto de los órganos internos está representado por el aparato respiratorio, con tráqueas de sección muy ancha que forman dos ramas principales laterales; el sistema nervioso con un ganglio supra e infraesofágico y una simple cadena ventral; el aparato reproductor no existe en las ninfas y está solamente representado en el estado por una papila que corresponde interiormente a la cicatriz genital o esbozo vulvar. El aparato circulatorio no fue estudiado en detalle.

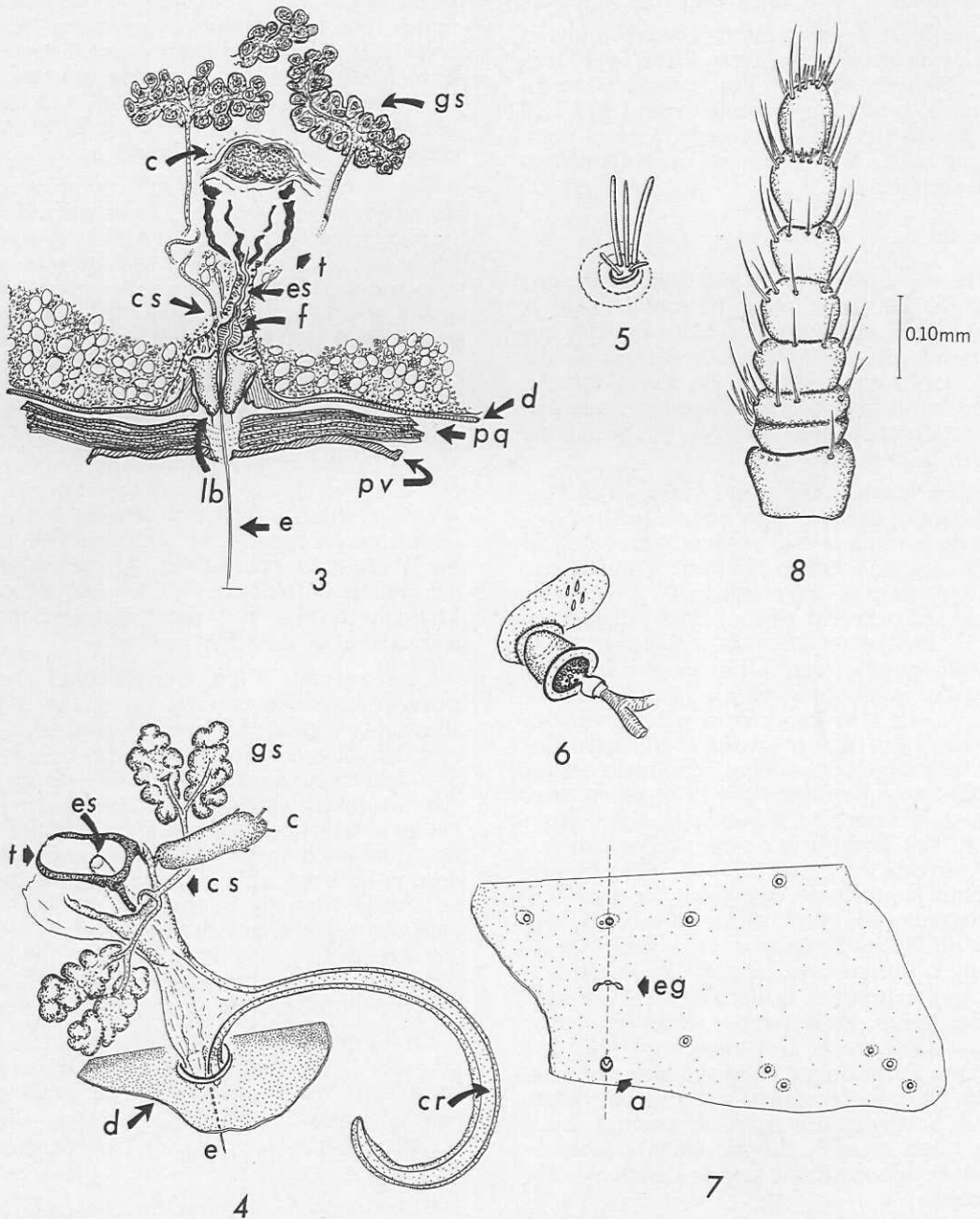


Lámina II: Fig. 3: corte transversal de una ninfa de tercer estado a la altura del orificio bucal; *pv*: placa ventral; *pq*: pared del quiste; *d*: dermis; *e*: estilete; *lb*: labio; *f*: faringe; *cs*: conducto salival; *es*: esófago; *t*: brazo lateral del tensorium; *c*: ganglio supraesofágico; *gs*: glándula salival. Fig. 4: disección de un quiste de tercer estado en la región esofágica; *cr*: crumena; otras abreviaturas tal como en fig. 3. Figs. 5, 6 y 7: ninfa de tercer estado; 5: antena; 6: espiráculo; 7: poros en la dermis de la sección anogenital; *eg*: cicatriz genital; *a*: ano. Fig. 8: vista dorsal de la antena de hembra adulta (Dibujo: R. González)

Hembra adulta.

(fig. 15). Cuerpo globoso, amarillo, revestido por abundante pilosidad de color amarillo dorado más intensa en el extremo anterior. Antenas de 0.8 mm, color café amarillento, formada de 8 artejos, todos a excepción del basal provistos de una hilera de setas gruesas y cortas, más abundantes en la cara ventral; cara dorsal (fig. 8) con no más de 4 setas largas por segmento con excepción del séptimo, el cual está muy fusionado con el sexto. Patas café castaño, las del primer par de tipo cavador, con la coxa y fémur muy ensanchados, tibia y tarso fusionados dorsalmente y la garra terminal cóncava muy desarrollada, más larga que el fémur. Segundo y tercer par de patas básicamente iguales, con todos los segmentos bien delimitados y provistos de setas marginales.

La dermis es escamosa y revestida de pelos largos y cortos, además de setas espiniformes y de sensorios truncados en el ápice; estos últimos son más abundantes en las áreas pleurales y en la zona media de los tergitos abdominales. A partir del cuarto esternito abdominal se agregan discos porosos multiloculares compuestos de 5 lóculos internos y 12-14 poros marginales, los cuales son muy abundantes en los esternitos 5º a 9º especialmente en la vecindad del ano.

Los espiráculos torácicos entre el primer y segundo par de patas están implantados en un área membranosa provista de 2 sensilas redondas. Los siete pares de espiráculos abdominales son más pequeños que los anteriores y están dispuestos tal como en la tercera ninfa. La boca, no funcional, está representada por un poro alargado por detrás del primer par de patas (p. o., fig. 15). Existen además en la zona ventral 3 apodemas esternales (a. e., fig. 15), correspondientes a cada par de patas. El ano tampoco es funcional.

La hembra carece de aparato digestivo. El sistema nervioso está representado por los ganglios supra e infraesofágicos muy próximos entre sí, de donde se desprende una simple cuerda ventral. Las tráqueas son menos numerosas que en las ninfas. El aparato reproductor ocupa prácticamente toda la cavidad celomática y está representado por un ancho útero con dos oviductos los que en hembras grávidas se extienden hasta la cavidad cefálica. La vagina es muy esclerosada y provista de glándulas papilosas colaterales, aparentemente encargadas de producir las secreciones algodonosas que envuelven los huevos.

El tamaño de las hembras adultas es muy variable de acuerdo sea el tamaño del quiste de tercer estado del cual emergen. La variación en longitud observada fue de 2.5 a 8 mm. siendo

menos comunes las de tamaño inferior. Los rangos más frecuentes se encuentran entre 4.5 y 6 mm. (fig. 17).

DINAMICA DE LA POBLACION EN FORMAS ENQUISTADAS

Al revisar el perfil de un suelo infestado en la vecindad de raíces de vid, se observa una gran variación en la población de quistes. Existen diferencias apreciables de tamaño de acuerdo a la etapa de desarrollo ninfal y en aquellas formas del último estado las diferencias más importantes se refieren a la edad del quiste. En cuanto a la viabilidad de los quistes existen también grandes diferencias, ya que un alto porcentaje de ellos puede contener ninfas muertas.

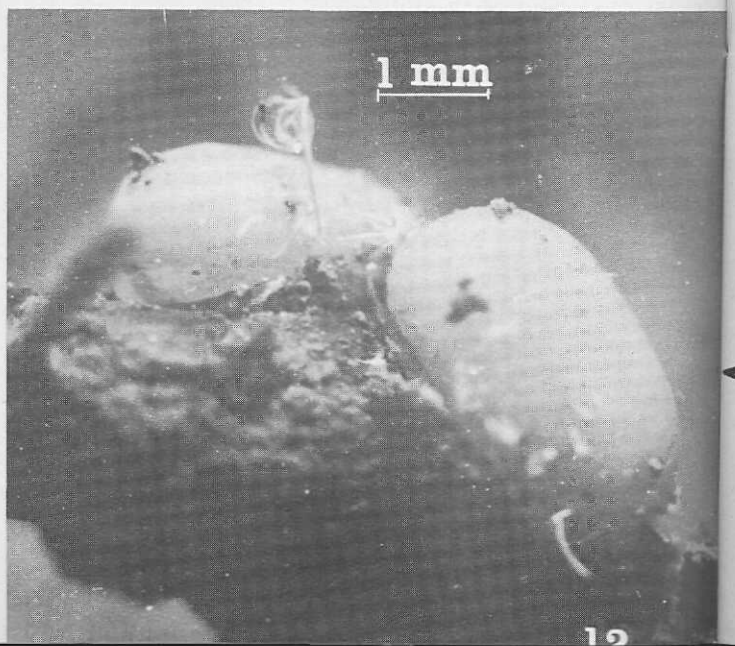
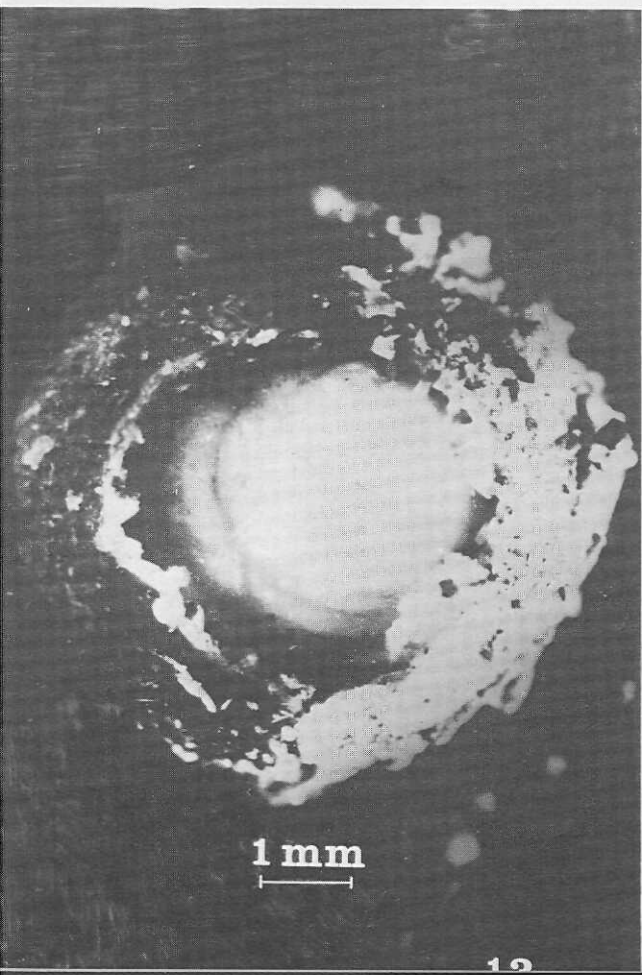
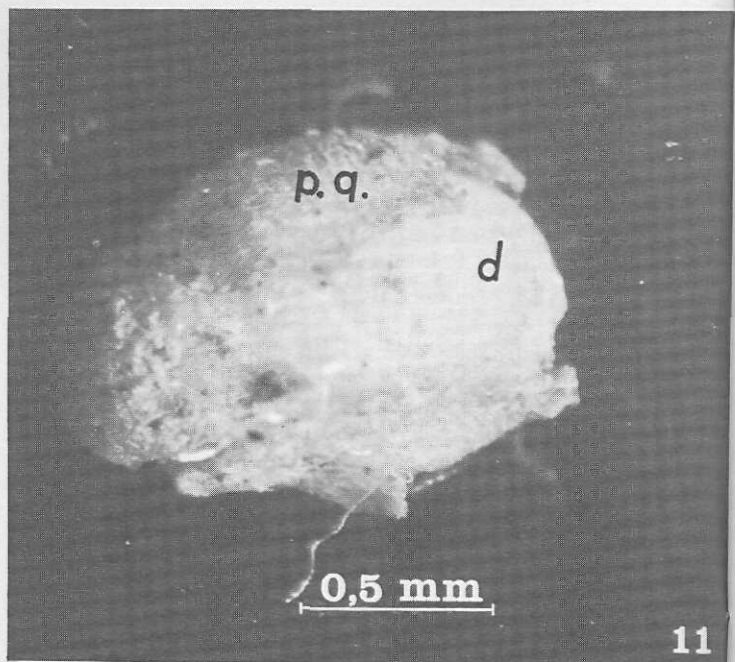
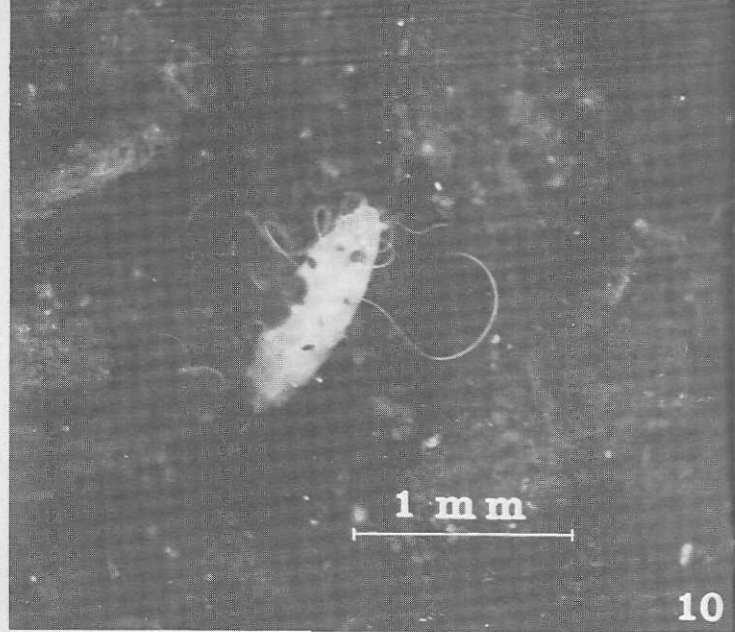
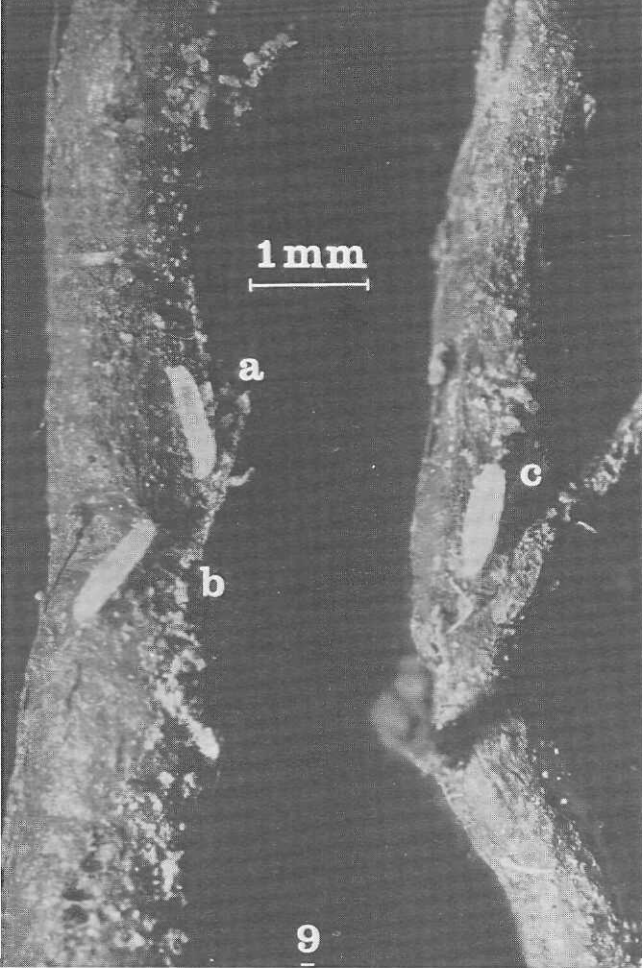
Para utilizar con cierta seguridad el método de flotación, como un sistema rápido para diferenciar quistes con ninfas vivas y muertas, se comprobó mediante disecciones que los quistes hundidos en agua estaban vivos (85 a 100%) mientras que los flotantes estaban muertos (83 a 92%). Esta situación variaba al examinar quistes colectados desde fines de octubre a comienzos de enero, ya que la mayoría de los quistes de tercer estado que contenían hembras desarrolladas y a punto de emerger, también flotaban en agua (46 de un total de 60 examinadas) (Cuadro 4).

En los resultados que se presentan a continuación, se denominan emergidos a los quistes con orificios de emergencia que han dado origen a hembras adultas; quistes vivos los que se hunden en agua, y muertos los que flotan. El margen de error existente en el método se desprecia por ser pequeño en el gran total de quistes analizados.

A mediados de septiembre, 1967, se tomaron muestras en Viña Carmen, cada 20 cm de profundidad en un cuartel muy infestado constituido por una mezcla de variedades. La textura del suelo en ese sector es franco arenosa a los 0-40 cm, cambiando a franco-arcillo-arenosa entre 40 y 100 cm. De los resultados (Cuadro 1) se pueden extraer las siguientes conclusiones:

1. La mayoría de los quistes fueron encontrados en un rango de 0 a 60 cm.
2. La mayor concentración de quistes ocurre en el estrato 20-40 cm.
3. El mayor número de quistes conteniendo ninfas muertas ocurre en el nivel 0.20 cm. siendo este número mayor en los quistes de tamaño inferior a 1.9 mm.

Esta misma situación analizada en Viña Tagua-Tagua en un cuartel de Pinot Negro donde la textura es franco-arcillo-limosa hasta los 60



Cuadro 1 – Rango de tamaño y viabilidad de quistes de *Margarodes* encontrados en 8 muestras de suelo tomadas al azar, Viña Carmen, 15 septiembre, 1967.

Profundidad del suelo (cm.)	TAMAÑO DE LOS QUISTES EN MILIMETROS											
	> 5.6			5.6 a 3.9			3.9 a 1.9			< 1.9		
	emer- gidos	vivos	muer- tos	emer- gidos	vivos	muer- tos	emer- gidos	vivos	muer- tos	emer- gidos	vivos	muer- tos
0-20	4	0	2	91	44	19	64	55	23	6	20	13
20-40	10	3	1	222	131	59	182	101	70	17	35	28
40-60	1	0	0	118	128	26	120	106	60	24	35	17
60-80	0	0	0	49	56	25	51	44	26	13	10	12
80-100	0	0	0	42	34	17	41	48	24	7	18	14
100-120	0	0	0	5	5	1	8	15	3	5	9	3
TOTAL	15	3	3	527	398	147	466	369	206	72	127	87

cm. y de arena gruesa entre los 80-120 cm., mostró los siguientes resultados (Cuadro 2):

1. La mayoría de los quistes se encontraron en el rango 0-60 cm.
2. El mayor número de quistes vivos ocurrió entre aquéllos de tamaño 3.9 a 2.7 mm, o

sea, conteniendo ninfas de tercer estado.

3. El mayor número de quistes con orificios de emergencia ocurrió en aquéllos de tamaño superior a 3.9 mm, lo que está de acuerdo con el mayor rango de tamaño encontrado en hembras adultas.

Cuadro 2 – Número total de quistes de *Margarodes* encontrados en 8 muestras diferentes tomadas al azar, Viña Tagua-Tagua, 24 de diciembre, 1967.

Profundidad del suelo (cm.)	TAMAÑO DE LOS QUISTES EN MILIMETROS													
	> 3.9			3.9 a 2.7			2.7 a 1.9			1.9 a 1.0			< 1.0	
	emer- gidos	vivos	muer- tos	emer- gidos	vivos	muer- tos	emer- gidos	vivos	muer- tos	emer- gidos	vivos	muer- tos	vivos	muer- tos
0-20	47	19	5	12	15	12	13	6	5	2	5	7	2	12
20-40	7	5	2	9	11	1	3	6	3	2	3	7	2	3
40-60	8	0	0	7	9	0	2	3	3	1	5	11	1	9
60-80	5	2	1	8	2	0	2	3	0	1	0	3	0	4
80-100	11	4	0	4	6	2	0	0	2	0	0	3	0	0
100-120	3	4	0	4	5	1	0	1	0	0	0	0	0	0
TOTAL	81	34	8	44	48	16	20	19	13	6	13	31	5	28

En Viña Carmen también se tomaron semanalmente muestras de poblaciones de quistes por un período de 6 semanas desde octubre 1967. Esta vez sólo se muestreó de dos niveles de profundidad y en diferentes zonas del viñedo cada vez. Los resultados (Cuadro 3) indican las siguientes conclusiones:

1. La mayoría de los quistes se encontraron en el nivel 0-50 cm. de profundidad.
2. Los quistes vivos fueron más abundantes en los primeros 0-50 cm. Estos quistes fueron en su mayoría de un rango de tamaño superior a 3.9 mm.

— Lámina III: Fig. 9: larvas recién eclosadas, fijándose a la raíz (a, b); c: larva fijada comenzando a secretar la pared quística. Fig. 10: ninfa de primer estado en su primera fase de desarrollo. Obsérvese la producción de filamentos cerosos a través de los espiráculos. Fig. 11: quiste de segundo estado en el proceso de muda. Las paredes laterales (p, q) se escinden mostrando la dermis (d) de la ninfa. Fig. 12: quiste de tercer estado recién mudados. La pared quística es lisa, de color amarillo. Fig. 13: hembra emergiendo del quiste de tercer estado a través del orificio de emergencia en el polo anterior (Fotos: J. Castro)

Cuadro 3 — Resultados de exámenes de muestras de suelo tomadas al azar (3 a 8 lugares) en Viña Carmen, Buin, 1967-68.

		Nº DE QUISTES ENCONTRADOS A 2 PROFUNDIDADES DIFERENTES (en cm.)						
FECHA	TAMAÑO QUISTES (mm.)	EMERGIDOS		VIVOS		MUERTOS		TOTAL
		0-50	50-100	0-50	50-100	0-50	50-100	
26 Oct.	> 3.9	199	37	205	79	67	23	610
	2.7 - 3.9	157	39	221	89	53	12	571
	1.0 - 2.7	74	58	230	120	162	46	690
	< 1.0	8	8	96	56	40	3	211
	TOTAL	438	142	752	344	322	84	2082
9 Nov.	> 3.9	222	150	76	97	37	25	607
	2.7 - 3.9	147	109	82	78	23	44	483
	1.0 - 2.7	90	54	123	76	122	64	529
	< 1.0	0	1	38	45	11	25	120
	TOTAL	459	314	319	296	193	158	1739
17 Nov.	> 3.9	181	48	116	76	20	11	452
	2.7 - 3.9	97	35	63	52	24	5	276
	1.0 - 2.7	35	22	47	46	78	46	274
	< 1.0	0	0	0	2	24	9	35
	TOTAL	313	105	226	176	146	71	1037
23 Nov.	> 3.9	372	129	151	64	32	9	757
	2.7 - 3.9	186	41	63	45	29	15	379
	1.0 - 2.7	81	44	59	65	79	33	361
	< 1.0	1	0	6	0	9	7	23
	TOTAL	640	214	279	174	149	64	1520
30 Nov.	> 3.9	214	83	124	66	26	18	531
	2.7 - 3.9	81	37	71	53	19	13	274
	1.0 - 2.7	69	33	64	35	51	32	284
	< 1.0	0	0	9	2	14	9	34
	TOTAL	364	153	268	156	110	72	1123
7 Dic.	> 3.9	179	24	78	43	31	14	369
	2.7 - 3.9	83	18	65	69	37	18	290
	1.0 - 2.7	46	11	105	72	63	21	318
	< 1.0	10	0	36	11	29	8	94
	TOTAL	318	53	284	195	160	61	1071
21 Dic.	> 3.9	370	150	180	196	110	47	1053
	2.7 - 3.9	127	78	108	139	70	44	566
	1.0 - 2.7	84	49	226	84	236	74	753
	< 1.0	6	0	52	24	68	43	193
	TOTAL	587	277	566	443	484	208	2565
4 Enero	> 3.9	167	106	112	74	51	45	555
	2.7 - 3.9	68	43	85	60	36	21	313
	1.0 - 2.7	64	15	151	80	176	75	561
	< 1.0	0	0	53	6	55	74	188
	TOTAL	299	164	401	220	318	215	1617
11 Enero	> 3.9	192	101	116	115	46	29	600
	2.7 - 3.9	75	24	65	52	42	23	281
	1.0 - 2.7	33	12	75	75	95	34	324
	< 1.0	0	0	8	9	18	17	52
	TOTAL	300	137	264	251	201	103	1256
25 Enero	> 3.9	243	92	142	138	76	41	732
	2.7 - 3.9	66	36	108	80	40	16	346
	1.0 - 2.7	73	18	266	77	219	64	717
	< 1.0	0	0	89	18	236	67	410
	TOTAL	382	146	605	313	571	188	2205

Cuadro 3 (Cont.)

Nº DE QUISTES ENCONTRADOS A 2 PROFUNDIDADES DIFERENTES (en cm.)								
FECHA	TAMAÑO QUISTES (mm.)	EMERGIDOS		VIVOS		MUERTOS		TOTAL
		0-50	50-100	0-50	50-100	0-50	50-100	
8 Febr.	> 3.9	283	131	151	94	63	20	742
	2.7 - 3.9	140	62	100	94	35	24	455
	1.0 - 2.7	46	21	120	91	143	74	495
	< 1.0	4	2	31	10	102	60	209
	TOTAL	473	216	402	289	343	178	1901
28 Febr.	> 3.9	113	60	20	39	35	38	305
	2.7 - 3.9	63	31	19	23	20	21	177
	1.0 - 2.7	32	10	51	28	50	31	202
	< 1.0	0	0	38	16	15	4	73
	TOTAL	208	101	128	106	120	94	757
3 Marzo	> 3.9	90	35	56	117	38	31	367
	2.7 - 3.9	37	6	37	68	17	15	180
	1.0 - 2.7	26	16	29	21	71	28	191
	< 1.0	0	0	11	9	24	5	49
	TOTAL	153	57	133	215	150	79	787
21 Marzo	> 3.9	83	28	95	43	50	26	325
	2.7 - 3.9	15	3	67	42	13	16	156
	1.0 - 2.7	26	4	72	41	72	42	357
	< 1.0	0	0	19	7	37	17	80
	TOTAL	124	35	253	133	172	101	818
10 Abril	> 3.9	227	75	91	77	68	18	556
	2.7 - 3.9	115	42	47	39	38	17	298
	1.0 - 2.7	54	3	28	18	74	20	179
	< 1.0	0	0	9	11	9	6	35
	TOTAL	396	120	175	145	189	61	1086
23 Abril	> 3.9	175	71	120	65	44	19	494
	2.7 - 3.9	51	13	48	62	28	18	220
	1.0 - 2.7	35	12	47	50	76	39	259
	< 1.0	0	0	12	5	36	14	67
	TOTAL	261	96	227	182	184	90	1040

- La mayoría de los quistes muertos en el estrato 0-50 cm. fueron de tamaño pequeño.
- Quistes con orificio de emergencia fueron más abundantes en el nivel 0-50 que 50-100 cm.

Para constatar la presencia de hembras desarrolladas en el interior de quistes se realizaron disecciones periódicas. Las primeras hembras se observaron en quistes colectados en Viña Carmen el 20 de octubre de 1967. En relación al número total de quistes vivos examinados, el porcentaje de aquéllos conteniendo hembras sólo alcanzó a un 2.4% del total (Cuadro 4) con una máxima de 10% hacia el 9 de noviembre para declinar posteriormente. El tamaño de los quistes conteniendo hembras fue muy variable y es así como en las tres categorías seleccionadas de 2.4 a 2.7; 2.7 a 3.9 y sobre 3.9 mm. el

porcentaje de hembras encontradas fue de 35, 32 y 33, respectivamente. Esto indica la variación de tamaño de las hembras adultas y además explica que el mayor porcentaje de falla en la emergencia ocurre en la categoría menor.

Tan pronto las larvas comenzaron a emerger de los huevos y a dispersarse a través del suelo, se hicieron observaciones sobre su distribución con relación a la profundidad. Se cavaron calicatas de 30 x 50 cm. cerca de la base de 21 plantas en varias localidades de las Viñas Carmen y Macul, siendo revisados hasta 80 cm. de profundidad. Los resultados se muestran en el Cuadro 5. En Viña Carmen, el mayor número (40%) se encontró en los 0-20 cm., mientras que en Viña Macul el mayor porcentaje (51%) fue observado entre 20 y 40 cm. de profundidad.

Cuadro 3 (Cont.)

Nº DE QUISTES ENCONTRADOS A 2 PROFUNDIDADES DIFERENTES (en cm.)								
FECHA	TAMAÑO QUISTES (mm.)	EMERGIDOS		VIVOS		MUERTOS		TOTAL
		0-50	50-100	0-50	50-100	0-50	50-100	
8 Febr.	> 3.9	283	131	151	94	63	20	742
	2.7 - 3.9	140	62	100	94	35	24	455
	1.0 - 2.7	46	21	120	91	143	74	495
	< 1.0	4	2	31	10	102	60	209
	TOTAL	473	216	402	289	343	178	1901
28 Febr.	> 3.9	113	60	20	39	35	38	305
	2.7 - 3.9	63	31	19	23	20	21	177
	1.0 - 2.7	32	10	51	28	50	31	202
	< 1.0	0	0	38	16	15	4	73
	TOTAL	208	101	128	106	120	94	757
3 Marzo	> 3.9	90	35	56	117	38	31	367
	2.7 - 3.9	37	6	37	68	17	15	180
	1.0 - 2.7	26	16	29	21	71	28	191
	< 1.0	0	0	11	9	24	5	49
	TOTAL	153	57	133	215	150	79	787
21 Marzo	> 3.9	83	28	95	43	50	26	325
	2.7 - 3.9	15	3	67	42	13	16	156
	1.0 - 2.7	26	4	72	41	72	42	357
	< 1.0	0	0	19	7	37	17	80
	TOTAL	124	35	253	133	172	101	818
10 Abril	> 3.9	227	75	91	77	68	18	556
	2.7 - 3.9	115	42	47	39	38	17	298
	1.0 - 2.7	54	3	28	18	74	20	179
	< 1.0	0	0	9	11	9	6	35
	TOTAL	396	120	175	145	189	61	1086
23 Abril	> 3.9	175	71	120	65	44	19	494
	2.7 - 3.9	51	13	48	62	28	18	220
	1.0 - 2.7	35	12	47	50	76	39	259
	< 1.0	0	0	12	5	36	14	67
	TOTAL	261	96	227	182	184	90	1040

- La mayoría de los quistes muertos en el estrato 0-50 cm. fueron de tamaño pequeño.
- Quistes con orificio de emergencia fueron más abundantes en el nivel 0-50 que 50-100 cm.

Para constatar la presencia de hembras desarrolladas en el interior de quistes se realizaron disecciones periódicas. Las primeras hembras se observaron en quistes colectados en Viña Carmen el 20 de octubre de 1967. En relación al número total de quistes vivos examinados, el porcentaje de aquéllos conteniendo hembras sólo alcanzó a un 2.4% del total (Cuadro 4) con una máxima de 10% hacia el 9 de noviembre para declinar posteriormente. El tamaño de los quistes conteniendo hembras fue muy variable y es así como en las tres categorías seleccionadas de 2.4 a 2.7; 2.7 a 3.9 y sobre 3.9 mm. el

porcentaje de hembras encontradas fue de 35, 32 y 33, respectivamente. Esto indica la variación de tamaño de las hembras adultas y además explica que el mayor porcentaje de falla en la emergencia ocurre en la categoría menor.

Tan pronto las larvas comenzaron a emerger de los huevos y a dispersarse a través del suelo, se hicieron observaciones sobre su distribución con relación a la profundidad. Se cavaron calicatas de 30 x 50 cm. cerca de la base de 21 plantas en varias localidades de las Viñas Carmen y Macul, siendo revisados hasta 80 cm. de profundidad. Los resultados se muestran en el Cuadro 5. En Viña Carmen, el mayor número (40%) se encontró en los 0-20 cm., mientras que en Viña Macul el mayor porcentaje (51%) fue observado entre 20 y 40 cm. de profundidad.

Fig. 14: Primer espiráculo torácico de la ninfa de tercer estado; *am*: área membranosa basal; *at*: atrio; *t*: tráqueas. Obsérvese las perforaciones del estrato interno de la dermis (*d*) (Foto: R. González).

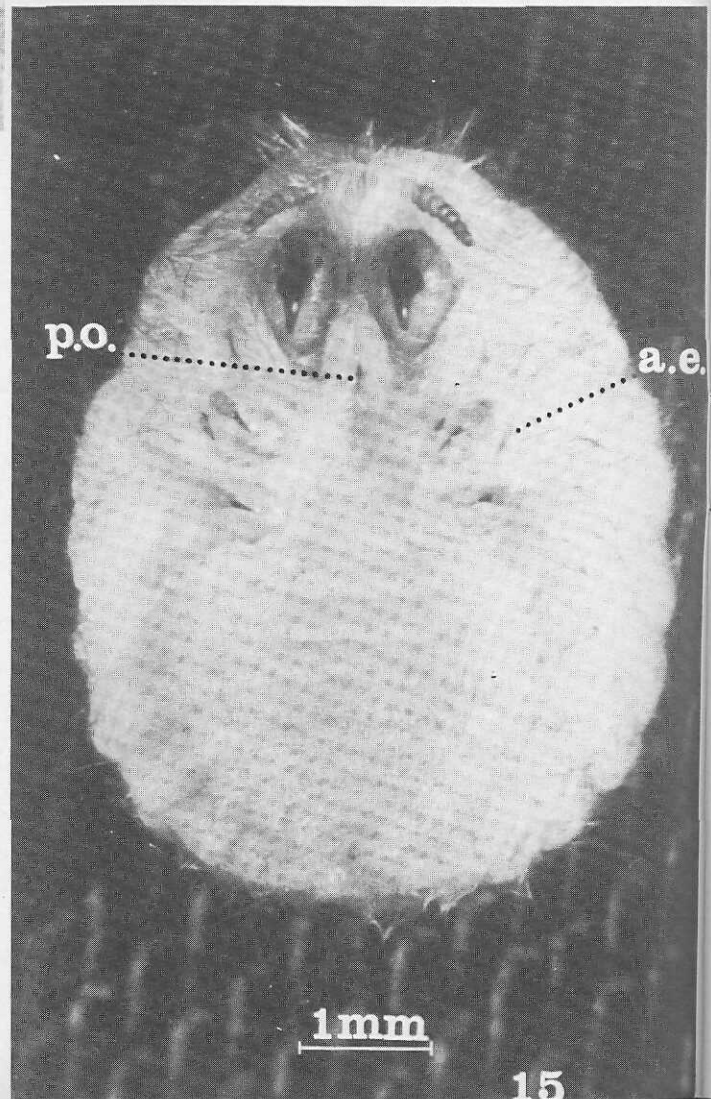
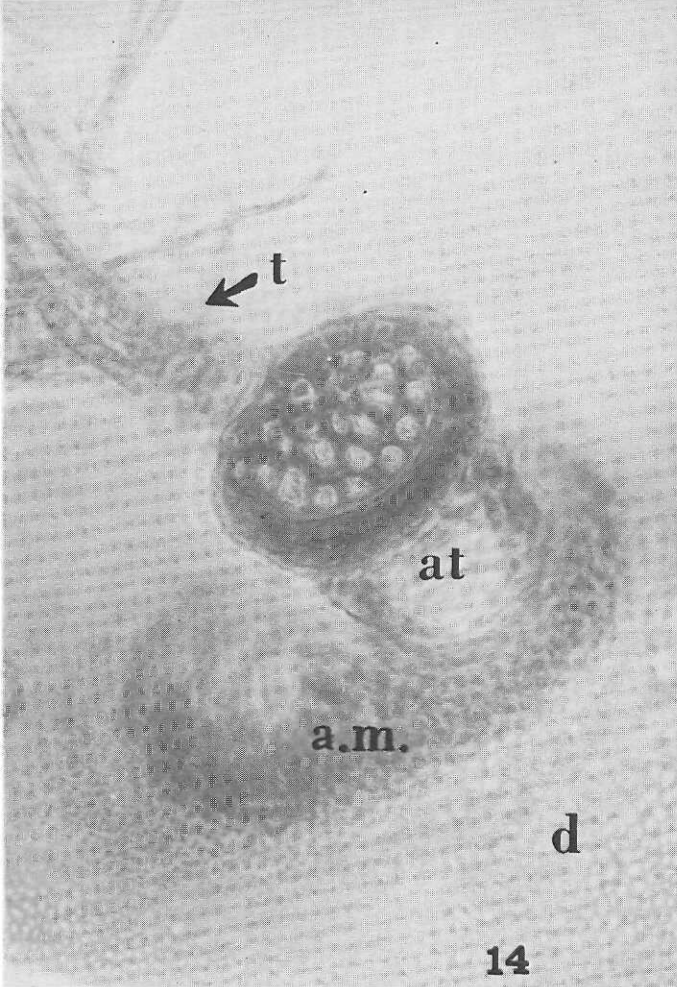


Fig. 15: Vista ventral de la hembra adulta: *po*: poro o cicatriz oral; *ae*: apodema esternal (Foto: V. Sandoval)

Cuadro 4 — Número de hembras completamente desarrolladas encontradas en el interior de quistes, desde el 20 de octubre, 1967, al 25 de enero, 1968.

Fecha	NUMERO DE QUISTES SUMERGIDOS			NUMERO DE QUISTES FLOTANTES			Nº total de quistes vivos	% quistes vivos con hembra
	vivo	muerto	con hembra	vivo	muerto	con hembra		
20 Oct.	559	0	1	—	—	—	559	0,2
26 Oct.	198	0	6	26	160	12	224	8,0
9 Nov.	142	0	1	42	137	17	184	10,0
17 Nov.	136	0	0	25	68	9	161	5,6
23 Nov.	156	0	1	19	110	7	175	4,5
30 Nov.	162	6	2	12	110	0	174	1,2
7 Dic.	344	30	3	25	135	0	369	0,8
21 Dic.	184	22	0	21	188	0	205	0,0
4 Ener.	144	0	0	11	149	0	155	0,0
11 Ener.	107	5	0	10	90	1	117	0,9
25 Ener.	152	30	0	14	125	0	166	0,0
TOTAL	2284	93	14	205	1272	46	2489	Prome- 2,4 dio

Cuadro 5 — Distribución de larvas en profundidad en Viñas Carmen y Macul, en la zona radicular de plantas afectadas (10 plantas por fecha).

FECHA EXAMEN	Nº DE LARVAS ENCONTRADAS A DIFERENTES PROFUNDIDADES				Nº TOTAL DE LARVAS
	0—20 cm.	20—40	40—60	60—80	
<i>Viña Carmen</i>					
21 Febrero	38	27	11	2	78
7 Marzo	30	7	10	17	64
14 Marzo	58	34	7	9	108
29 Marzo	34	37	56	43	170
3 Abril	27	7	10	2	46
10 Abril	22	22	19	22	85
23 Abril	27	9	3	1	40
TOTAL	236	143	116	96	591
Porcentaje	40	24	20	16	
<i>Viña Macul</i>					
19 Febrero	7	135	58	0	200
12 Marzo	5	24	22	6	57
19 Marzo	32	158	38	11	239
26 Marzo	228	405	63	24	720
2 Abril	16	46	7	0	69
9 Abril ¹	396	846	538	95	1875
TOTAL	684	1614	726	136	3160
Porcentaje	22	51	23	4	

¹ Raíces de una sola planta extraídas y examinadas**Relación insecto-raíz.**

Por un período de tres meses (noviembre-enero 1968) se realizó observaciones exclusivamente en quistes fijados a las raíces a fin de estu-

diar sus relaciones alimenticias. De 100 quistes examinados sobre raíces vivas, solamente cuatro de ellos no tenían sus estiletes introducidos en el tejido radicular. Por otra parte, el examen de

una muestra de 100 quistes en raíces muertas demostró que ninguno tenía sus estiletes introducidos en el tejido. En períodos posteriores nuevas observaciones demostraron que todos los quistes sobre raíces vivas tenían sus estiletes insertos, salvo en el momento de la ecdisis en que el insecto retrae su estilete a fin de mudarlo.

Raíces vivas con quistes, traídas al laboratorio en octubre 1968 y revisadas dos meses después, indicaron que la mayoría de los quistes había logrado retirar el estilete desde el tejido de la planta, recogiendo internamente en la crumena. Aquellos que aún lo mantenían inserto, fueron examinados por disección, caracterizándose la ninfa por mostrar el abdomen totalmente retraído en el interior y además con filamentos cerosos que emergían desde los espiráculos abdominales pero que no lograban asomar a través del orificio correspondiente en la pared del quiste. El intestino de estas ninfas se encontraba totalmente vacío y con numerosos pliegues.

Comparando esta última situación con la de quistes fijos a raíces vivas, se demostró que tanto el estómago como el intestino se encontraban muy expandidos, y que además en la mayoría de los casos se producía una excreción mucosa de color blanco a través del orificio anal.

La posición del estilete en el tejido radicular fue determinado examinando quistes fijos a raíces y raicillas vivas. Cuando el eje central (xilema) fue removido de la raíz, se encontró que el estilete se encontraba inserto intracelularmente a través del tejido floemático, en forma paralela y adyacente al xilema. Cortes transversales de raíces determinaron también que el estilete se mueve alrededor del xilema sin penetrarlo, introducido nada más que el tejido floemático de mayor actividad.

Observaciones efectuadas en un alfalfar sembrado luego de arrancar una viña infestada con margarodés, indicaron que quistes de tercer estado, o sea de 2 o más años de vida, se habían fijado en algunas raíces de alfalfa al 5º o 6º mes de establecido el cultivo. Esta situación demuestra que las ninfas son capaces de volver a alimentarse de raíces vivas cuando éstas en su crecimiento llegan a la proximidad del quiste. El mecanismo de introducción del estilete de una ninfa enquistada, se desconoce.

Durante el mes de enero, cuando se produce la eclosión de huevos, las larvas se movilizan hasta ubicar la raíz. Luego evaginan su estilete, desde el interior de la crumena extendiéndolo en toda su longitud y después de varias tentativas lo introducen paralelamente bajo la superficie. Por lo general prefieren ubicarse en raicillas de 1 a 2 mm. de diámetro.

Los largos relativos de los estiletes en los diferentes estados ninfales, fueron medidos comparando aquellos mudados en la ecdisis, con la longitud del estilete del estado anterior a la muda. Así, el largo del aparato bucal dejado en la primera muda (tomado de la placa ventral de un quiste de segundo estado) era muy semejante al de la larva recién emergida (promedios de 1.95 y 1.87 mm., respectivamente). El estilete de una segunda muda era aproximadamente igual al del quiste que sólo había mudado una vez (promedios de 3.10 y 2.86 mm. respectivamente). Aquél encontrado en el interior de quistes de los cuales la hembra adulta había emergido (tercera muda) era muy semejante al tomado de quistes que sólo habían mudado dos veces, con un promedio de 4.7 y 4.63 mm. respectivamente. Esto revela que el estilete bucal sólo crece durante el proceso de ecdisis, no sufriendo incrementos en longitud posteriormente, sino hasta la próxima muda.

DESARROLLO DEL INSECTO

Debido a que en condiciones de campo el período de aparición de la hembra es muy restringido, se sometieron quistes de tercer estado a diversos tratamientos de temperatura a fin de romper su latencia y provocar la emergencia de hembras.

Con este objeto se seleccionó cerca de 4.000 quistes de un diámetro superior a 3 mm, que aparentemente contenían ninfas vivas de tercer estado. Cada tratamiento incluyó cuatro repeticiones de 50 quistes cada uno, y fueron mantenidos en arena esterilizada con una humedad de 15 y 20%. Las temperaturas de los tratamientos variaron de -5°C a 35°C por un período de 1 a 5 semanas y luego transferidos a 26°; otros tratamientos continuaron en forma permanente a una sola temperatura. Los resultados se expresan en el Cuadro 6 y de ellos puede extraerse las siguientes conclusiones:

1. Es posible obtener hembras en laboratorio en períodos diferentes al de normal emergencia en el campo.
2. Las mejores temperaturas de emergencia fueron la de 30° por 3 y 5 semanas continuadas por un período a 26°, y la de 28° en forma permanente.
3. El bajo porcentaje de emergencia (no superior a 2%) se debe a la época de colección de los quistes (meses de otoño).

Posteriormente se continuó produciendo hembras a lo largo del año, a partir de quistes colectados en diferentes períodos, determinándose que el mejor porcentaje de emergencia corresponde a tratamiento con quistes colectados en primavera, habiéndose logrado obtener un

Cuadro 6 — Quiebre de latencia de quistes de tercer estado y emergencia de hembras adultas en tratamiento con diferentes temperaturas. Cada tratamiento = 200 quistes. Iniciación de la experiencia, abril y mayo 1967.

Temperatura Tratamiento C°	Duración semanas	Temperatura posterior al tratamiento	Hembras emergidas a los (días acumulativos)								Total quistes emergidos tratamiento
			32	39	46	53	60	67	74	76	
35	1	26	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	3	26	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	5	26	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Permanente	35	0	0	0	0	0	0	0	0	0
32	1	26	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	5	26	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Permanente	32	0	0	0	0	0	0	0	0	0
30	1	26	0	1	1	1	1	1	1	1	1
	3	26	0	2	3	3	3	3	3	3	3
	5	26	0	3	4	4	4	4	4	4	4
	Permanente	30	0	0	0	0	0	0	0	0	0
28	1	26	0	0	0	0	1	1	1	1	1
	5	26	0	0	1	1	1	1	1	1	1
	Permanente	28	1	2	2	2	3	3	3	4	4
26	Permanente	26	0	0	1	1	2	2	2	2	2
24	Permanente	24	0	0	0	0	1	1	1	1	1
5	1	26	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	3	26	0	1	1	1	1	1	1	1	1
	5	26	0	0	0	0	0	0	0	0	0
-5	1	26	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	5	26	0	0	0	0	0	0	0	0	0

máximo de 14% de hembras. En condiciones normales de campo, la emergencia anual que se produce desde fines de octubre a fines de diciembre, no es superior a un 9%.

En los tratamientos de emergencia de hembras efectuados en laboratorio se trabajó con una masa heterogénea de quistes en cuanto a edad. Es muy posible que lo irregular de las cifras obtenidas pueda deberse a factores de diferencia de edad de las ninfas de tercer estado, como así también de su estado de alimentación.

Emergencia de hembras.

Los quistes que producirán hembras, al ser disectados en fechas próximas a la emergencia, muestran la tercera ninfa en el proceso de muda interna donde pierden su aparato bucal adquiriendo apéndices antenarios y locomotores conjuntamente con otras estructuras del imago. La hembra inmadura se caracteriza por su segmentación incipiente, carece de esclerotización en los apéndices locomotores. Contrariamente a la opinión de varios autores creemos que el proceso de cambio de ninfa de tercer estado a hembra inmadura no es el resultado de un proceso de total reorganización en el organismo, lo que implicaría una lisis comparable a la que ocurre en las pupas de los in-

sectos holometábolos. En este caso, las ninfas se transforman gradualmente comenzando por desarrollar un par de bandas musculares ventrales en el lugar donde se fijan los apéndices locomotores y luego sufren la última ecdisis la que a diferencia de las anteriores no implica rompimiento de la pared del quiste, siendo por lo tanto totalmente interna.

En Viña Carmen, en los años 1967 y 68, las primeras hembras adultas aparecieron hacia la última semana de octubre. La mayor intensidad de aparición se produjo a fines de noviembre para finalizar el proceso en la última semana de diciembre. Sin embargo y en forma excepcional se constató la presencia de escasas hembras (1-2 ejemplares por muestra) a fin de marzo y luego a mediados de abril en la temporada 1968, situación que volvió a repetirse en la primera semana de mayo de 1969 donde se encontró una hembra en una muestra. Este hecho no significa que se trate de un segundo período de emergencia, sino parece más bien que se trata de quistes rezagados en su desarrollo.

En cuanto a la distribución en profundidad, la mayor parte de las hembras adultas fue encontrada en el nivel 0-50 cm.; ocasionalmente se encontraron hembras entre 80 y 100 cm.

En condiciones de invernadero, durante 1966, la emergencia comenzó a fines de octubre, seis

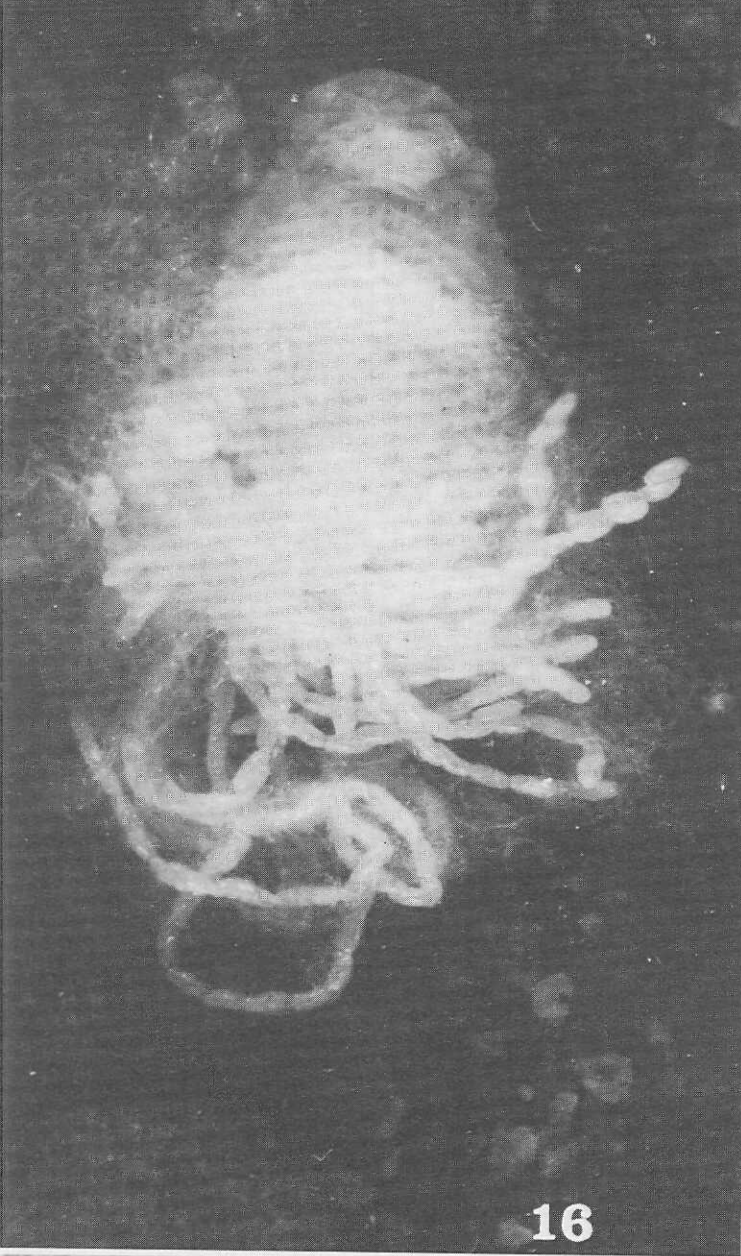


Fig. 16: Hembra en oviposición, mostrando los filamentos algodonosos del ovisaco y los huevos unidos en cadena (Foto: J. Castro).

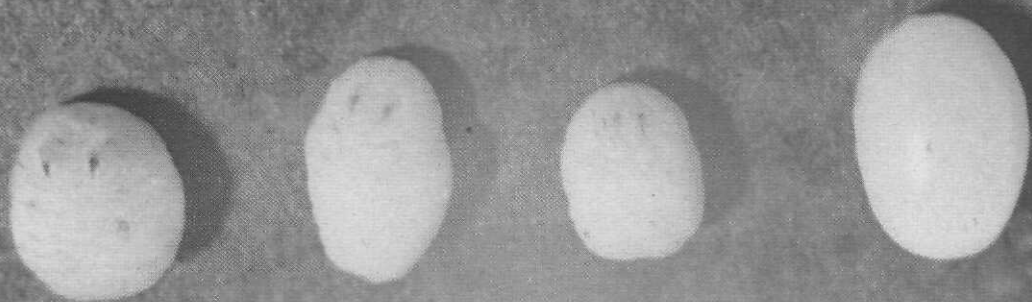
Fig. 17: Hembras adultas nacidas de quistes de tercer estado de diferente tamaño (Foto: H. Kido).



Fig. 18: Vista dorsal de la hembra con ovisaco de máximo desarrollo (Foto: M. Barnes).



Fig. 19: Ninfa de tercer estado comparada con tres hembras adultas (Foto: H. Kido).



semanas después de haber colocado en estas condiciones quistes colectados en Viña Macul. Al año siguiente, este proceso se inició el 14 de octubre para terminar el 28 de noviembre con un máximo de emergencia en los primeros días del último mes.

La emergencia de la hembra es laboriosa y demora de 4 a 24 horas desde que se observa en el polo anterior del quiste la aparición de un opérculo translúcido que dará origen al orificio de emergencia (fig. 13). Una vez abandonado el quiste, la hembra se moviliza en el suelo en forma muy activa durante la primera semana, para luego inmovilizarse al final de la segunda comenzando así su fase de preoviposición durante la cual secretan los filamentos algodinosos que darán origen al ovisaco (fig. 18.)

Oviposición.

La hembra se reproduce sin el concurso del macho, el cual hasta la fecha no ha sido encontrado. Esta reproducción partenogenética que

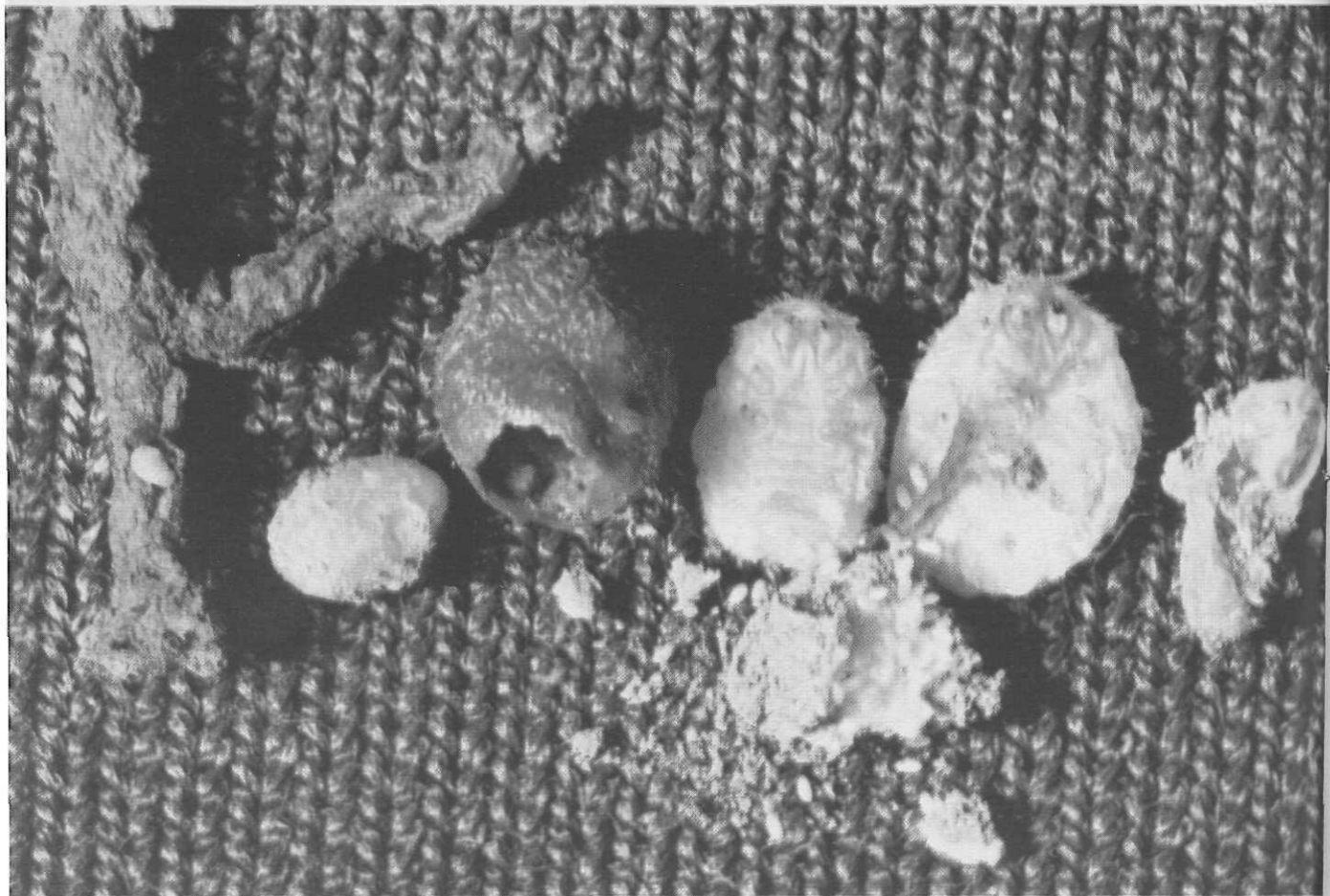
da origen a huevos viables, ha sido también señalada para el insecto en Argentina, como el medio normal y regular de reproducción, (Ruiz, 1954) (11).

Los huevos son depositados en forma de cadena cuando la hembra se encuentra en un espacio libre del suelo (fig. 16), o bien en apretadas masas cuando el suelo está muy compactado (fig. 21). Recién puestos, son de color blanco lechoso y de un tamaño variable de 0.52 x 0.21 a 0.78 x 0.22 mm.

La postura se observó en Viña Carmen a fines de noviembre de 1967, alcanzando un máximo durante la primera quincena de enero. Las últimas hembras en oviposición se observaron hacia fines de marzo de 1968, mientras que en Viña Macul el proceso en algunos ejemplares se retrasó hasta comienzos de la segunda semana de abril de ese año.

El efecto de la humedad del suelo parece influir notablemente en la oviposición. Para es-

Fig. 20: Quiste recién desarrollado y fijado a la raíz. Otros estados corresponden a quiste de segundo estado próximo a mudar, quiste de tercer estado vacío con orificio de emergencia, 2 hembras oviplenas y una hembra muerta al término de la oviposición. (Foto: R. González).



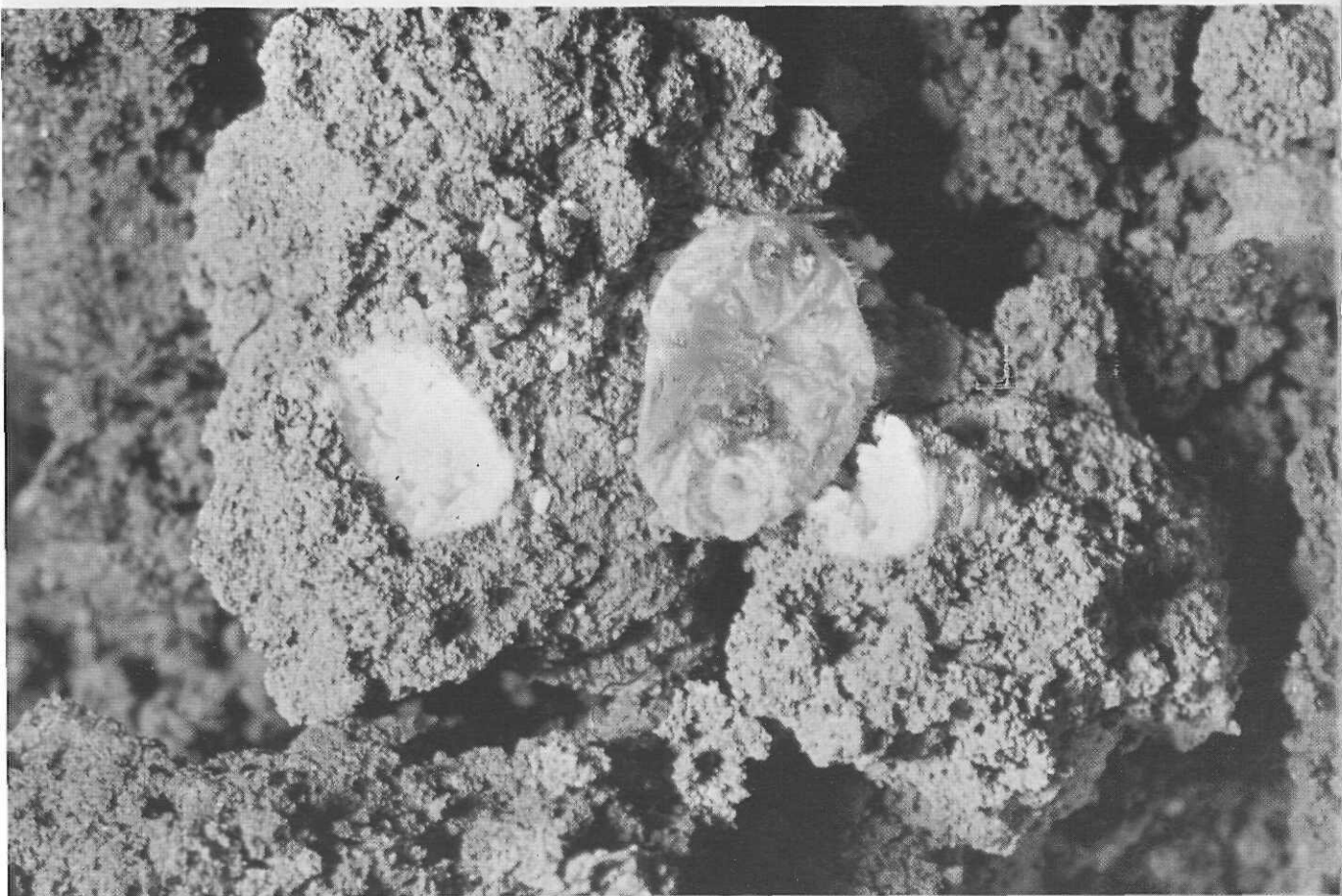


Fig. 21: Hembra al término de oviposición con nidos de postura en el suelo. (Foto: R. González).

tudiar el efecto de este factor, se confinaron 7 hembras de tamaño uniforme tan pronto éstas mostraron alguna actividad en la formación del ovisaco. Las hembras numeradas de 1 a 6 se mantuvieron a 15°C y a un porcentaje de humedad del suelo de 15-10-10-8-5 y 2% respectivamente; la hembra restante se mantuvo a 26°C y a un 15% de humedad del suelo. Los datos de postura total controlada por hembras que se muestran en el Gráfico 1, indican que la menor oviposición se produjo cuando la humedad del suelo fue inferior a 10%; también se desprende de los resultados, que la postura declina fuertemente a partir de la tercera semana de iniciado el proceso. Observaciones posteriores también indicaron que la cantidad de huevos puestos está en relación al tamaño de la hembra; es así como hembras inferiores a 3.5 mm tienen un máximo de postura inferior al promedio general.

Eclosión de los huevos.

En condiciones de campo, las primeras larvas aparecieron a comienzos de la segunda se-

mana de enero. En cada lote de postura la eclosión de los huevos demoró de 10 a 15 días entre la aparición de la primera y última larva.

Al nacer la larva muestra gran actividad durante la primera semana, al término de la cual por lo general evaginan su estilete bucal; una vez ubicada la raicilla se fijan a ella introduciendo su estilete (a y b, fig. 9) y después de un período de alimentación de una semana comienzan a secretar escamas cerosas con las cuales forman un primer esbozo de quiste, perdiendo su forma alargada y haciéndose fusiformes (c, fig. 9). En esta etapa comienzan una activa secreción de filamentos tubulares cilíndricos a través de sus espiráculos (fig. 10), proceso que generalmente tiene lugar entre la última semana de enero y tercera de febrero. Al final de la cuarta semana de vida ya ha logrado formar su primer quiste.

Primer estado ninfal.

Ocurre a partir de la segunda semana de febrero y se extiende por un período de 8 a 9 meses. Su alimentación es muy activa lo que de-

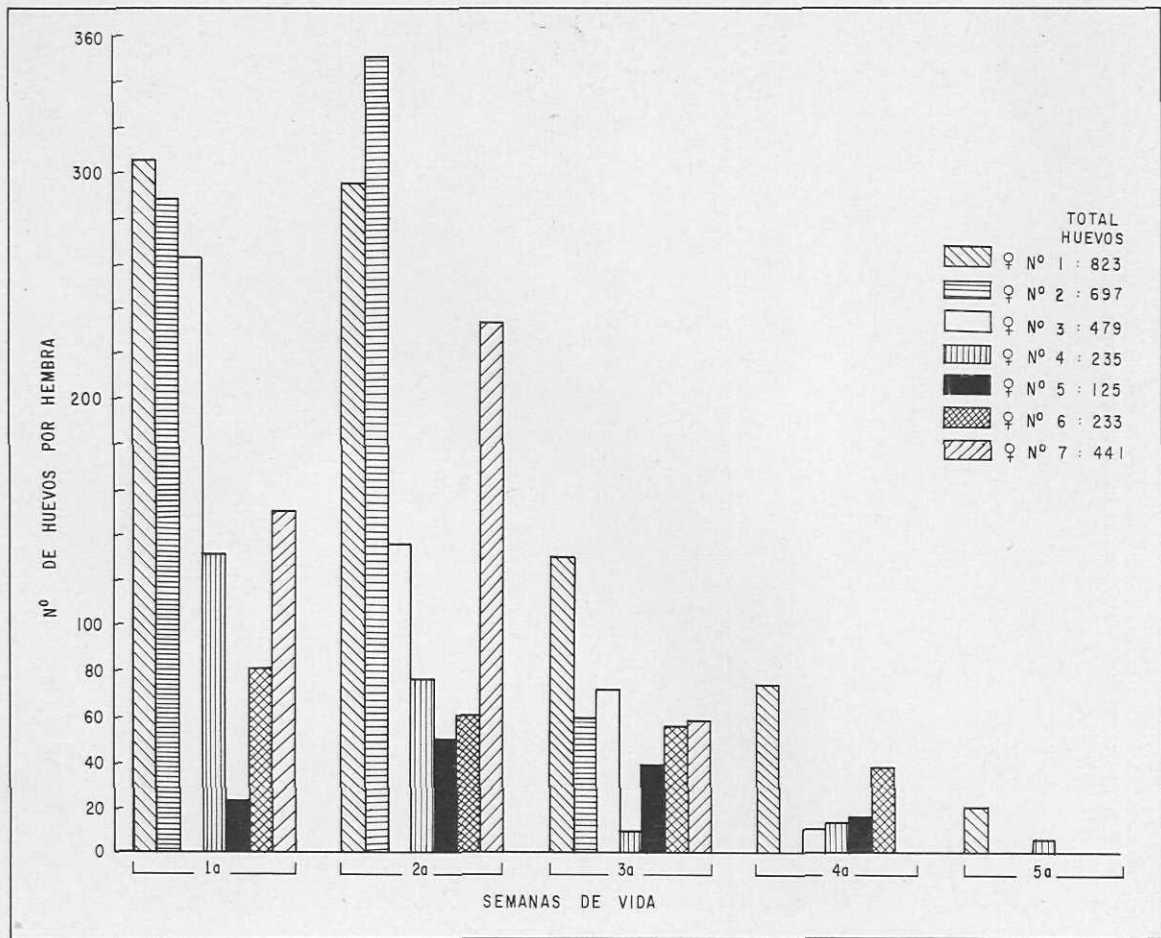


Gráfico 1: Postura total controlada por hembra a diferentes porcentajes de humedad del suelo y temperatura (ver texto).

termina un rápido cambio de forma de alargado a globular, con el consiguiente incremento en volumen.

Hacia fines de octubre se observa que estas ninfas retraen su estilite desde el interior de la raíz, lo que marca el comienzo de la primera muda, o sea el paso a segunda ninfa, etapa en que la coloración del quiste se hace más amarilla.

Segundo estado ninfal.

Se inicia a partir de fines de octubre, aproximadamente a los 9 meses del nacimiento de la larva, extendiéndose hasta septiembre o noviembre del próximo año. Las ninfas de segundo estado por lo general están contenidas en quistes de tamaño superior a 1.4 x 0.97 mm. y poseen un solo juego de aparato bucal mudado entre la cara ventral del quiste y la placa ventral.

De preferencia se encuentran fijados a raicillas de 2 a 4 mm. de diámetro, y demuestran una alta actividad alimenticia.

Tercer estado ninfal.

Comienza a fines del segundo año de vida del insecto, cuando el quiste tiene un tamaño superior a 2,4 mm y dos juegos de aparatos bucales mudados. Aparentemente a medida que se hacen de un tamaño mayor, su relación alimenticia con la raíz no es tan crítica, encontrándose un gran número de quistes de tercer estado sueltos en el suelo.

No ha sido posible determinar la duración de esta etapa ninfal, cuyos límites están dados por la segunda muda (fig. 12) y luego por la muda interna que sufre para transformarse en hembra adulta. Es interesante anotar que la longitud del quiste al momento de la última muda es muy variable, habiéndose observado este proceso en quistes de 2.4 hasta 7.5 mm, lo que podría indicar que la emergencia de la hembra bien puede ocurrir a diferentes edades de la ninfa de tercer estado.

Es además conocido el hecho que quistes de tercer estado pueden mantenerse viables por es-

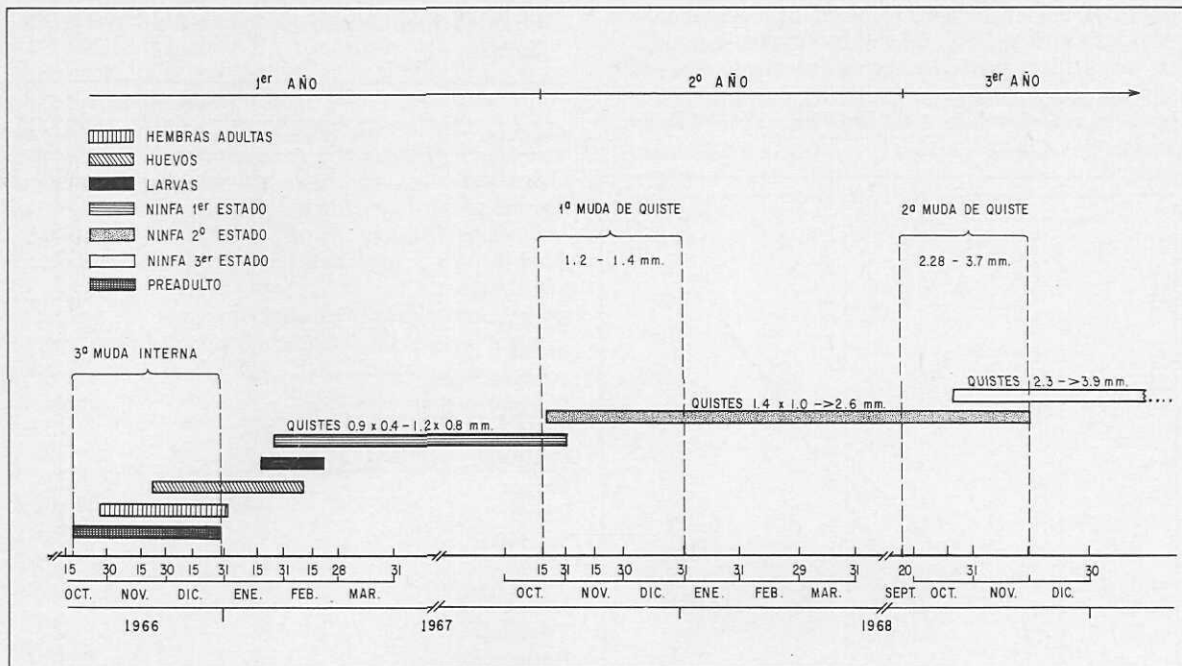
CICLO EVOLUTIVO DE *M. VITIS*

Gráfico 2: Ciclo evolutivo de *Margarodes*, elaborado a base de promedio de observaciones.

pacio de varios años (8-12 años) y ser capaces de originar hembras si se presentan condiciones adecuadas. Esto podría indicar que el término de la latencia (diapausa?) de la ninfa de tercer estado puede estar gobernado por factores externos que en este momento se desconocen.

En el gráfico 2 se resumen los promedios de observaciones sobre el ciclo evolutivo del margarodes, con datos obtenidos de la Viña Carmen, Macul y Tagua-Tagua desde 1966 a 1968. Por las razones expuestas no es posible aún determinar la duración total del ciclo del insecto por desconocer el promedio de duración del tercer estado ninfal.

ENSAYOS PRELIMINARES DE CONTROL QUIMICO

El propósito de los ensayos de laboratorio fue determinar la efectividad por contacto de un gran número de productos hacia los estados de quiste, larva y hembra adulta. Aunque el número de insectos empleados en cada experiencia fue relativamente bajo, las altas dosis usadas permitieron en forma rápida conocer la relativa efectividad de un producto determinado. Aquellos insecticidas que mostraron algún efecto positivo en dosis altas, fueron probados un mayor número de veces a dosis menores.

Las dosis activas empleadas son, en muchos casos, superiores a 100 veces las dosis normales

recomendadas para cada producto, con el propósito de descartar inmediatamente aquéllos que en una primera prueba no mostraban mayor efectividad.

El efecto inmediato del insecticida sobre el estado de quiste, por razones obvias, fue muy difícil de determinar. En general los insectos coccoideos muestran en forma muy lenta síntomas de intoxicación por insecticidas. En este caso particular habría que simplemente proceder a la disección individual para conocer los estados de morbilidad. Por otra parte, debido a que los quistes fueron colectados del campo se desconocía su edad, y por lo tanto la susceptibilidad frente a los insecticidas bien podría variar de acuerdo a este factor.

Las primeras observaciones sobre el efecto de algunos productos en los estados de quiste se hicieron atendiendo a la habilidad que tenían para producir nuevamente filamentos cerosos a través de los orificios espiraculares. Se observó que cuando se ensayaron algunos insecticidas en concentraciones crecientes sobre el quiste, la habilidad de éste para producir filamentos era menor con el incremento de la dosis. En el gráfico 3, el porcentaje de quistes sin filamentos (estimado primeramente como mortalidad aparente) está expresado en términos logarítmicos y las líneas resultantes corresponden a valores prohibit de cada insecticida. Los tres productos usados tuvieron una respuesta muy semejante

siendo la dosis de 0.516 mg. de insecticida activo por quiste la que produjo una inhibición muy cercana al 95% en los tres casos. Esta dosis se utilizó posteriormente como punto de partida en el ensayo siguiente donde fueron probados 37 productos de base diferentes (Anexo 1).

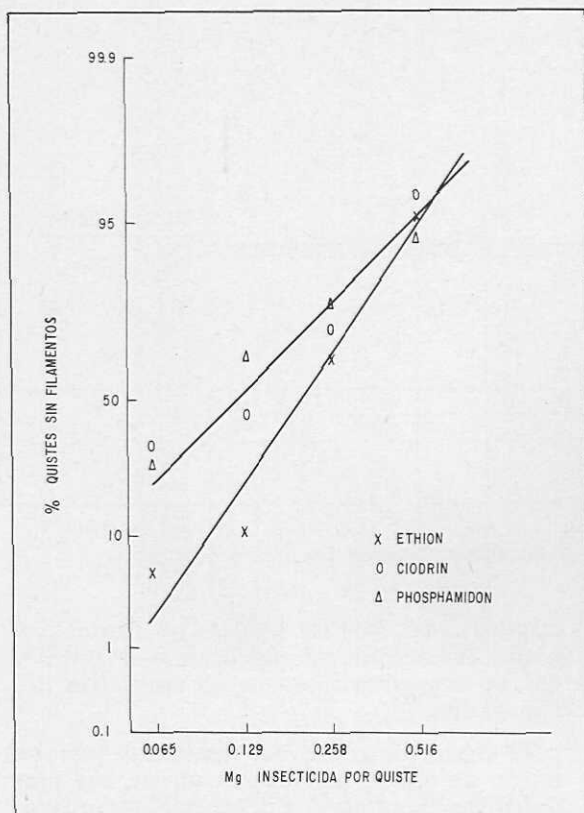


Gráfico 3: Efecto de tres insecticidas sobre quistes de tercer estado. Porcentaje de quistes sin filamentos expresado en números logarítmicos.

Acción tóxica por contacto de insecticidas sobre quistes de tercer estado.

En este ensayo se probó la acción de 37 insecticidas, confrontando la incapacidad del quiste para producir filamentos con la real mortalidad de la ninfa encerrada en su interior.

Los resultados (Cuadro 7) indican que ningún producto bajo las condiciones del ensayo produjo una mortalidad total de la ninfa a las dosis empleadas, a pesar que algunos insecticidas (Fosfamidón, Ciodrin, Ethion, Delnav) fueron capaces de prevenir la total formación de filamentos. Por lo tanto se estima en este ensayo preliminar que la acción por contacto de los insecticidas usados hacia el quiste de último estado, es insignificante. También se comprueba que no existe relación entre la inhibición de filamentos y la mortalidad de la ninfa.

Cuadro 7 — Aplicaciones localizadas con diferentes insecticidas en quistes de tercer estado.¹

Insecticida	Número de quistes	
	Sin filamentos cerosos	muertos
Di-Syston	7	3
Phorate	2	3
Malathion	6	6
Azodrin	3	2
Sin tratar	0	2
Fosdrin	3	3
Naled	3	2
Phosphamidon	10	4
Bidrin	8	5
Dichlorovos	7	7
Ciodrin	10	4
Birlgne	7	2
Ethion	10	7
Sin tratar	1	0
Ronnel	6	5
Imidan	0	0
Trichlorfon	5	2
Ruelene	4	2
Zectran	2	1
Carbaryl	2	1
Sin tratar	0	1
Metil parathion	4	7
Carbophenothion	5	5
Metil trithion	7	1
Parathion	7	0
Delnav	10	5
Sin tratar	0	0
Endosulfan	0	0
DDT	0	2
Lindano	0	0
Metoxyclo	0	3
TDE	0	3
Dieldrin	0	0
Aldrin	4	2
Endrin	1	3
Heptacloro	0	3
Clordano	2	2
Toxafeno	0	1
Sin tratar	0	0
Furadan ²	10	3
Baygon ²	3	0
Moban ²	6	1

¹ Se emplearon 10 quistes por tratamiento, aplicándose 0.516 mg de insecticida activo a cada quiste. Una semana después de la aplicación se realizaron observaciones sobre el desarrollo de filamentos cerosos y 6 semanas después de la aplicación se observó la mortalidad.

² Se emplearon 20 quistes por tratamiento.

Acción de insecticidas por contacto sobre la hembra adulta.

Se ensayaron 21 insecticidas aplicados con un microaplicador según el método descrito, utilizándose 10 hembras maduras pre-oviposi-

ción por tratamiento, a las que en forma tópica se aplicó 0.516 mg de ingrediente activo. Los resultados (Cuadro 8), muestran que el diazinon mató la totalidad de las hembras antes que fueran capaces de oviponer. Los productos dioxathion, disulfoton, phorate, parathion y carbophenothion, aunque no mataron todas las hembras, impidieron que sus huevos eclorasen. La mayoría de los insecticidas restantes empleados no afectaron la viabilidad de los huevos puestos por las hembras tratadas.

Cuadro 8 — Aplicaciones localizadas (tópicas) sobre hembras adultas de Margarodes¹

Insecticida	Número de hembras		
	Muertas	con huevos viables	con huevos no viables
Endofulfan	0	6	0
DDT	2	3	0
Lindano	1	8	0
Metoxycloro	0	6	0
TDE	4	4	0
Dieldrin	1	4	0
Aldrin	0	10	0
Endrin	0	6	0
Heptacloro	0	10	0
Clordano	0	7	0
Toxafeno	0	8	0
Phosphamidon	2	5	0
Dioxathion	6	0	4
Diazinon	10	0	0
Di-Syston	0	0	4
Dichlorovos	1	3	0
Phorate	0	0	2
Azodrin	1	8	0
Malathion	4	3	0
Parathion	2	0	6
Carbophenothion	4	0	4
Sin tratar	0	10	0

¹ Se emplearon 10 hembras por tratamiento aplicándose 0.516 mg de insecticida activo a cada hembra. Resultados comprobados dos semanas después de la aplicación.

Efecto de insecticidas de contacto sobre las larvas.

De acuerdo a la metodología explicada, se trataron grupos de larvas con 22 insecticidas a dosis variables desde 0.001 a 10% activo y disueltos en acetona. Los recuentos efectuados a las 24 horas de aplicados los productos, se consignan en el Cuadro 9. Los mejores tratamientos corresponden a Moban, Lannate, Furan, Metil-paration, Baygon y diazinon los que produjeron una alta mortalidad incluso a dosis inferiores a las normalmente recomendadas para esos productos. Sin embargo la efectividad de esos productos se redujo cuando una

Cuadro 9 — Aplicaciones tópicas de insecticidas sobre larvas. Recuentos a las 24 horas después de la aplicación, sobre movilidad y mortalidad de las larvas.

Insecticida	Porcentaje larvas		Número de repeticiones	Número total de larvas
	mórbidas	inmóviles ¹		
Dieldrin				
10	30	75	1	24
1	63	43	3	46
0.1	31	19	2	36
Aldrin				
10	88	11	1	17
1	61	52	2	33
0.1	40	7	2	30
Lindano				
10	100	56	1	18
1	60	47	2	43
0.1	76	23	2	39
Endrin				
10	100	59	1	17
1	41	38	2	34
0.1	43	16	2	37
Heptacloro				
1	0	5	1	19
0.1	13	13	1	16
Malathion				
10	13	0	1	24
Ethion				
10	79	5	2	42
1	86	0	1	21
0.1	89	17	1	18
Di-Syston				
10	32	0	1	19
1	25	15	1	20
0.1	38	0	1	16
Azodrin				
10	70	90	1	18
1	47	47	1	47
0.1	42	14	1	22
Bidrin				
10	85	100	1	20
1	89	83	1	15
0.1	53	27	1	15
Dipterex				
10	86	36	1	21
1	87	39	1	23
0.1	80	7	1	15
Carbophenothion				
10	100	67	1	15
1	100	18	1	17
0.1	95	50	1	22
Phosphamidon				
10	92	96	1	25
1	90	90	1	20
0.1	86	93	1	28

¹ Larvas sin movimiento fueron aquellas que permanecieron en el círculo de 3 mm, 24 horas después de tratadas.

Cuadro 9. (Cont.)

Insecticida	Porcentaje larvas		Número de repeticiones	Número total de larvas
	mórbidas	inmóviles ¹		
Ciodrin				
10	60	50	2	48
1	43	96	2	46
0.1	73	93	2	44
Delnav				
10	30	4	2	46
1	38	5	2	42
0.1	29	2	2	42
Parathion				
10	91	91	1	23
1	36	70	2	44
0.1	49	40	2	35
Metil parathion				
10	100	100	1	22
1	91	100	1	22
0.1	96	94	3	71
0.01	88	12	2	41
0.001	94	9	2	32
Diazinon				
10	96	100	1	23
1	45	100	2	47
0.1	80	99	4	94
0.01	100	100	2	47
0.001	100	91	2	43
Baygon				
10	96	96	2	50
1	65	100	3	55
0.1	75	99	5	96
0.01	100	100	2	44
0.001	83	79	2	42
Mobam				
10	87	100	2	39
1	95	100	2	44
0.1	95	100	4	88
0.01	100	100	2	44
0.001	89	76	2	38
Lannate				
10	100	100	2	36
1	92	97	2	44
0.1	97	100	4	79
0.01	100	100	2	44
0.001	100	86	2	44
Furadan				
10	100	100	1	26
1	95	100	1	21
0.1	100	100	3	59
0.01	100	100	2	44
0.001	89	63	2	38

¹ Larvas sin movimiento fueron aquellas que permanecieron en el círculo de 3 mm, 24 horas después de tratadas.

formulación comercial preparada, se filtró a través de una columna de suelo, tratándose las larvas con este filtrado (Cuadro 10).

Cuadro 10 — Efectividad de insecticidas filtrados a través de una columna de suelo de 25 x 5 cm. Ensayo con dos repeticiones y 20 larvas por tratamiento.

INSECTICIDA	Mezcla inicial Porcentaje larvas inmóviles ³	Filtrado Porcentaje larvas inmóviles ³
Baygon 50 W. P. ¹	100	43
Lannate 90 W. P. ¹	100	6
Furadan 50 W. P. ¹	100	25
Moban 50 W. P. ¹	100	38
Diazinon 60 E. ²	100	29
Sin tratar	0	0

¹ 0.125% ingrediente activo en 200 cc de agua.

² 0.144% ingrediente activo en 200 cc de agua.

³ Larvas inmóviles se consideraron aquellas que permanecieron en el círculo de 3 mm, 24 horas después del tratamiento.

Ensayos preliminares de campo.

En Viña Carmen se aplicaron insecticidas al suelo mediante inyectores adaptados a una motobomba de 120 litros de capacidad, a una dosis de 0.1% de ingrediente activo en agua. La cantidad total de producto por hectárea se indica en el Cuadro 11. La evaluación hecha una semana después de la aplicación, contando larvas vivas por parcela, indicó falta de consistencia en los datos y prácticamente ningún control a la dosis empleada.

Lo mismo ocurrió en las parcelas inundadas con agua, en una tentativa por conocer el efecto del aniego sobre las larvas fijadas a la raíz.

Cuadro 11 — Dosis de insecticida por hectárea aplicado al 0,1% ingrediente activo en agua, con inyectores de suelo. Viña Carmen, 14-15 febrero de 1968.

INSECTICIDA	Cantidad de Insecticida por hectárea
<i>Inyector con gasto de 187 cc/seg.</i>	
Baygon 50 W. P.	179 kg.
Baygon 50 W. P.	83 "
Moban 50 W. P.	159 "
Furadan 50 W. P.	143 "
Diazinon 60 E.	99 lt.
<i>Inyector con gasto de 35 cc./seg.</i>	
Baygon 50 W. P.	64 kg.
Diazinon 60 E.	50 lt.
Lannate 90 W. P.	76 kg.

DISCUSION DE LOS RESULTADOS

Del estudio de la distribución de los quistes en el suelo se determinó que la mayoría se encuentra entre los 10 y 60 cm de profundidad. Aquéllos que contienen hembras desarrolladas están distribuidos en los primeros 80 cm, pero aproximadamente los 2/3 se concentran entre los 0 y 50 cm. Cuando las hembras emergen de esos quistes, se produce una migración ascendente concentrándose entre 20 y 40 cm.

Quistes conteniendo ninfas de primer y segundo estado, se encuentran preferentemente en los primeros 40 cm de profundidad.

Las ninfas enquistadas son capaces de sobrevivir por largos períodos en suelos sin cultivo o cubiertos con plantas no hospederas. La presencia de raíces de vid en el terreno no es requisito para la sobrevivencia y reproducción del insecto, ya que éstos pueden desarrollarse en numerosas plantas mesoneras. En plantas herbáceas anuales como la correhuela, donde se han encontrado larvas fijas a la raíz, se estima poco probable que el insecto sea capaz de completar la totalidad de su ciclo evolutivo. Parece además existir una relación entre plantas mesoneras más favorables y porcentaje de emergencia de hembras, lo cual fue comprobado en laboratorio manteniendo quistes de último estado en suelos con vid y alfalfa, donde esta última planta provocó un menor porcentaje de emergencia.

El hecho que la ruptura de la latencia de las ninfas se produjera en el laboratorio en ausencia de plantas, indica también que la temperatura es fundamental para producir emergencia de hembras. Temperaturas sostenidas de 35, 32 y -5° C produjeron una mortalidad total de las ninfas. En cambio el tratamiento de 30° por cinco semanas y luego a 26° produjo el mejor porcentaje de emergencia.

Previo a cada muda, los estiletes son retraídos de la raíz y perdidos con el exuvio; luego el nuevo aparato bucal es nuevamente introducido en el floema. También es retraído el aparato bucal si la raíz del cual se alimenta el insecto, muere. Por ambas causas se estima que un gran número de quistes se encuentran sueltos en el terreno. Al crecer una nueva raíz en estrecha proximidad al quiste, éste es capaz de fijar su aparato bucal nuevamente; esta situación se comprueba al encontrarse quistes de último estado alimentándose de raicillas nuevas de vid o correhuela.

El porcentaje de quistes de último estado que anualmente producen hembras adultas no es superior a un 8-9% lo que podría indicar que la ninfa necesita de un período largo de latencia, o bien existen factores desconocidos como requisitos de humedad, temperatura y alimentación. Esta situación es crítica desde el punto de vista de control del insecto ya que los ensayos demostraron que solamente las larvas pueden ser relativamente controladas con algunos insecticidas y por lo tanto para producir un control efectivo en el terreno habría que continuar el tratamiento anual por varios años en forma consecutiva.

Las evaluaciones de laboratorio con altas dosis de insecticidas demostraron que los quistes de último estado y hembras adultas son difíciles de matar. Los requerimientos de dosis excesivas para lograr algún efecto en las hembras, parece excluir totalmente el uso de insecticidas en condiciones de campo. Las larvas demostraron ser más vulnerables hacia algunos productos los que necesitan estudiarse en el terreno en el período que va desde el eclosión de los huevos a la migración de las larvas hacia las raíces, vale decir durante el mes de febrero. Experiencias en este sentido se han realizado en la temporada 1969, no conociéndose aún los resultados totales de la investigación.

Los ensayos preliminares de control en condiciones de campo no produjeron resultados positivos y deben explorarse otros métodos de aplicación, uso de insecticidas sistémicos inyectados al suelo y nuevos productos de acción residual conveniente a fin de ofrecer una mayor protección cuando el período de emergencia de las hembras se extiende más de lo necesario. La experiencia preliminar inundando hileras con una carga de agua de 20 cm, no produjo resultados seguramente porque el aniego no fue mantenido por el tiempo suficiente. En el laboratorio, las larvas demostraron ser susceptibles a los excesos de humedad, pero ninfas enquistadas sumergidas por más de una semana en agua, no muestran mayores síntomas de morbidez.

Los resultados obtenidos en esta investigación deben ser considerados como un primer aporte integral a la solución a este grave problema que afecta los viñedos en Chile. Varios aspectos estudiados precisan ser confirmados y ampliados, especialmente lo que se refiere al control químico del insecto y nuevos métodos de evaluación de los resultados de control en condiciones de campo.

A N E X O

Composición química de algunos insecticidas empleados

NOMBRE TECNICO	NOMBRE COMERCIAL	FORMULA	NOMBRE TECNICO	NOMBRE COMERCIAL	FORMULA
—	Azodrin	dimetil fosfato, éster con cis 3-hidroxi-N-metil crotonamida.	—	Lannate	S-metil N- [oxi(metil carbamol)] tioacetimidato
—	Baygon	o-isopropoxifenil metilcarbamato.	ethion	Ethion	0,0,0',0'-tetraetil S-S' bifosforoditioato de metileno
—	Bidrin	dimetil fosfato, éster con cis 3-hidroxi-N, N-dimetil crotonamida	mevinphos	Phosdrin	metil 3-hidroxi-alfa-crotonato dimetilfosfato
carbaryl	Sevin	1-naftil metilcarbamato	—	Mobam	4-benzotienil-N-metilcarbamato
carbophe-nothion	Trithion	S-(metil p-tioclorofenil), dietil fosforoditioato	naled	Dibrom	1,2-dibromo-2,2-dicloroetil dimetilfosfato
—	Ciodrin	α -metilbenzil 3-hidroxi crotonato, dimetil fosfato	phorate	Thimet	0,0-dietil S-(etiltio) metil fosforoditioato
—	Birlane	2-cloro-1 (2,4-diclorofenil) vinil dietil fosfato	phospha-midon	Dimecron	dimetil fosfato, éster con 2-cloro-N, N-dietil-3-hidroxi-crotonamida
dichlorovos	Vapona	2,2-diclorovinil dimetil fosfato	ronnel	Korlan	0,0-dimetil 0-2,4,5-triclorofenil fosforotioato
dioxathion	Delnav	S,S-p-dioxano-2,3-diyl 0,0 dietil fosforoditioato	—	Ruelene	0-4-butil terciario-2-clorofenil 0-metil metilfosforoamidato
disulfoton	Di-Syston	0,0-dietil S-2 (etiltio) etil fosforoditioato	trichlorfon	Dipterex, Dilox	dimetil (2,2,2-tricloro-1-hidroxi-1) fosfonato
endosulfan	Thiodan	6,7,8,9,10,10-hexacloro-1,5,5 ^a , 6,9,9 ^a -hexahidro-6,9-metano-2,4,3-benzodioxatepin 3-óxido	TDE	DDD	2,2bis (p-clorofenil)-1,1-dicloro-etano
—	Furadan	2,3-dihidro-2,2-dimetil-7-benzo-furanil metilcarbamato	—	Zectran	4-dimetilamino-3,5-xylil metilcarbamato
—	Imidan	0,0-dimetil S-ftalimidometil fosforotioato			

RESUMEN

Se estudió la morfología, biología y dinámica de la población de *Margarodes vitis* (Phil.), a través de tres años, en viñedos infestados de las Viñas Carmen, Macul y Tagua-Tagua, complementándose estas observaciones con experiencias controladas en laboratorio en la Estación Experimental Agronómica de la Universidad de Chile.

Muestreos periódicos en suelos infestados, demostraron que la mayoría de los estados de desarrollo del insecto se encuentran entre 10 y 60 cm de profundidad y durante la mayor parte del año (marzo a octubre) solamente se encuentran formas enquistadas, alimentándose de las raíces dispersas en el suelo. El mayor porcentaje de quistes vivos posee un tamaño de 2.7 a > 3.9 mm, lo que indica que la mortalidad natural es alta en las ninfas de primer estado.

Las hembras emergen a fines de octubre, encontrándose en el campo hasta fines de diciembre. Se distribuyen preferentemente en el nivel 0-50 cm. de profundidad encontrándose en forma ocasional ejemplares adultos bajo los 80 cm. La reproducción es partenogenética y la oviposición se extiende desde fines de noviembre hasta comienzos de febrero. Las larvas eclosionan a mediados de enero extendiéndose este proceso por un mes. Se fijan a las raicillas transformándose a la segunda o tercera semana en ninfas de primer estado. Se alimentan exclusivamente de las células más internas del tejido floemático de la raíz. Entre mediados de octubre y fines del primer año (diciembre) sufren la primera muda, dando origen a ninfas de segundo estado, perdiendo antenas, patas y otras estructuras larvarias. Este proceso ocurre en quistes cuyo tamaño fluctúa entre 1.2 y 1.4

mm. A fines del segundo año (septiembre-noviembre) sufren otra muda, transformándose en ninfas de tercer estado, la cual al cabo de un tiempo aún no precisado, da origen a hembras adultas.

La emergencia anual de hembras en el campo es de alrededor de un 9%. En el laboratorio, con tratamientos de diferentes temperaturas, se logró producir hembras en los meses de otoño e invierno; las mejores condiciones se lograron a 26°C con un 8% de humedad en el suelo, tratando quistes colectados en primavera.

Ensayos de control en laboratorio con aplicaciones tópicas de insecticidas clorados, demostraron que hembras adultas tratadas sobrevivieron siendo capaces de producir huevos viables. Los productos usados fueron: endosulfan, DDT, lindano, metoxicloro, TDE, dieldrin, aldrin, endrin, heptacloro, clordano y toxafeno.

Dioxation, Di-syston, phorate, paration y carbofenotion no fueron capaces, a las dosis usadas, de matar todas las hembras tratadas, pero los huevos puestos por las hembras no eclosionaron.

Diazinon mató las hembras tratadas e impidió la oviposición.

Las larvas fueron tratadas con 22 diferentes productos, de los cuales Moban, Lannate, Furadan, Baygon, Diazinon y Metil-paration, fueron los insecticidas más promisorios. Las dosis usadas de 0.125 a 0.144% de ingrediente activo inmovilizaron las larvas produciendo su muerte posterior. Cuando las soluciones acuosas de estos productos se filtraron a través de una columna de suelo de 25 cm, los filtrados fueron inefectivos contra las larvas.

También se ensayaron 37 insecticidas diferentes contra el último estado de desarrollo de la ninfa enquistada. Aunque algunos de los productos usados previnieron el desarrollo de filamentos cerosos a través de los espiráculos, al disectar los quistes se demostró que en ningún caso la muerte de las ninfas fue total.

Ensayos preliminares de campo contra los estados larvarios efectuados en Viña Carmen, utilizando insecticidas en formulación acuosa al 0.1% de ingrediente activo inyectados al suelo, demostraron que no se produjo un control adecuado de las larvas fijadas a las raíces. Los productos usados fueron Moban, Lannate, Furadan, Baygon y Diazinon. Control mediante inundación con una carga de agua de 20 cm (febrero 1968) tampoco produjo resultados satisfactorios.

S U M M A R Y

The biology, morphology and population dynamics of the ground pearl of grapes, a root inhabiting scale insect *Margarodes vitis* (Phil.), was studied under laboratory and field conditions from September 1966 to March 1969. The study was conducted in the University of Chile, Agricultural Experiment Station at Maipú.

Soil samples were collected periodically from three infested vineyards in the provinces of Santiago and O'Higgins. From March to October, only cyst form containing first to third nymphal stages were found feeding on the roots or scattered throughout the soil profile. The majority of the cysts were found in the upper 10 to 60 cm of the soil.

Cysts were dissected to study viability of the enclosed nymphs and to determine the stage of development of immature females. Results showed that when the cysts were placed in water, 85 to 100% of those which sank are alive. Cysts containing dead nymphs as well as fully developed females floated on the surface.

Cysts containing fully developed females are scattered throughout the soil profile but 2/3 of these cysts were found in 0-50 cm depth rather 50 to 100 cm in the soil. The percentage of adult females annually emerging from these third instar cysts was not greater than 9%. Emergence occurs from late October to late December.

Reproduction occurs parthenogenetically. Average egg production is about 600 eggs per regular to large sized females. Oviposition takes place from November to early February and the larvae appear in January and February. As soon as the larva find a suitable rootlet, introduces its mouth part into the phloem tissue and starts forming the cysts. The first molt occurs in October and the next year, in November, the second molt takes place. The length of the last (third) nymphal stage is not known.

Females can be readily obtained in the laboratory by exposing third instar cysts to temperatures of about 30°C and 8% soil moisture.

Laboratory trials with insecticides applied topically with a micro-applicator, showed that none of the 37 organic compounds tested produced a significant reduction of the third instar cysts.

Topical applications with chlorinated hydrocarbon insecticides showed that treated adult females were able to survive and lay viable eggs. The chemicals tested were: endosulfan, DDT, lindane, methoxiclór, TDE, dieldrin, aldrin, endrin, heptachlor, chlordane and toxaphene.

Dioxathion, Di-Syston, phorate, parathion and carbophenothion did not kill all the treated females but eggs oviposited by the females did not hatch.

Diazinon killed the treated females and prevented oviposition.

Against the newly emerged larvae, Mobam, Lannate, Furadan, Baygon, diazinon and methyl parathion appeared to be the most promising insecticides. A 0.125 or 0.144% (active ingredient) aqueous mixture of the commercially formulated insecticides immobilized the nymphs. However when the mixtures were filtered through a 25 cm. column of soil, the filtrates were ineffective against the larvae.

Field trials directed against larvae by using 0.1% (active ingredient) aqueous mixtures of insecticides injected into the soil in Viña Carmen, Buin, showed that adequate control of larvae feeding on the roots was not obtained. The chemicals tested were: Mobam, Furadan, Baygon and Diazinon.

Insect control by flooding a portion of the vineyard with water (February 1968) was not successful.

LITERATURA CITADA

1. AUTRAN, E. Las cochinillas argentinas. Buenos Aires. Min. Agric. Bol. 7 1907. pp. 145-200
2. GIARD, A. Sur une cochenille souterraine des vignes du Chili, *Margarodes vitium* nov. sp. Compt. rend. séances Soc. Biol. 46: 126-128 1894.
3. GONZALEZ, R. H. Tres nuevos mesoneros para Chile de *Margarodes vitium* Giard. Simiente (Chile) 26: 60. 1956.
4. JAKUBSKI, A. W. A revision of Margarodidae and Termitococcidae. Londres. British Museum (Nat. Hist.) 1965. 187 p.
5. LINDINGER, L. Neue beiträge zur Schildlaus Nomenklatur and Anderes. Beiträge zur entom. 4 (5-6): 675. 1954.
6. MARIN, M. A. Investigaciones biológicas sobre el *Margarodes* de la vid, *Margarodes vitis* (Phil.) Tesis Ing. Agr. Santiago. Universidad de Chile. 1968. 140 p. (Mimeografiada).
7. OLALQUIAGA, G. y CONTESSE, J. Plagas de la vid en Chile. F. A. O. Bol. Fitosanit. 7: 73-77 1959.
8. PHILIPPI, F. Una nueva enfermedad de la parral y una enfermedad de los árboles frutales. Santiago, Chile. Soc. Nac. Agric. Bol. 15: 225-228 1884.
9. PORTER, C. El *Margarodes vitium* Giard. Notas sinonímicas, zoogeográficas y bibliográficas. Rev. Chilena Hist. Nat. 39:323-335. 1936.
10. REED, E. Entomological News 6: 5. 1895. (Original no consultado; compendiado en Zoo. Record, 32: 366. 1895).
11. RUIZ, A. Materiales para la biología de *Margarodes vitium* Giard, parásito radicular de la vid en Mendoza. Univ. Nac. Cuyo, Fac. Ciencias Agrarias, Bol. Tecn. 7-8, 1954. 58 p.
12. SILVESTRI, F. Compendio di entomologia applicata. Portici, v. 2. 1940. pp. 638-641.
13. THERON J. G. Comparative studies on the morphology of male scale insects. Ann. Univ. Stellenbosch, Sud Africa. 34, sect. A (1): 1-71. 1954.