

**UNIVERSIDAD DE LA REPÚBLICA
FACULTAD DE AGRONOMÍA**

**CICLO ESTACIONAL Y ABUNDANCIA DE POBLACIONES
DE LA COCHINILLA NEGRA, *Saissetia oleae* (HEMIPTERA:
COCCIDAE) EN OLIVOS DE LA ZONA SUR DE URUGUAY**

por

Luis Hector MATTOS CASAL

**TESIS presentada como uno de
los requisitos para obtener el
título de Ingeniero Agrónomo**

**MONTEVIDEO
URUGUAY
2013**

Tesis aprobada por:

Director: -----
Ing. Agr. Gabriela Asplanato

Ing. Agr. Iris Beatriz Scatoni

Ing. Agr. Jorge Paullier

Fecha: 10 de junio de 2013

Autor: -----
Luis Hector Mattos Casal

AGRADECIMIENTOS

Al tribunal, Ing. Agr. Gabriela Asplanato, Ing. Agr. Iris Beatriz Scatoni e Ing. Agr. Jorge Paullier.

Al personal de Biblioteca, en especial a la Lic. Sully Toledo.

Y muy especialmente a mi familia, que me acompañó y brindó herramientas para crecer dentro del rubro olivícola.

Gracias.

TABLA DE CONTENIDO

	Página
PÁGINA DE APROBACIÓN.....	II
AGRADECIMIENTOS.....	III
LISTA DE CUADROS E ILUSTRACIONES.....	VI
1. <u>INTRODUCCIÓN</u>	1
1.1 OBJETIVOS.....	3
2. <u>REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA</u>	4
2.1 LA PRODUCCIÓN OLIVÍCOLA EN URUGUAY.....	4
2.2 IMPORTANCIA Y SITUACION ACTUAL DE LAS PLAGAS EN EL CULTIVO.....	5
2.3 LA COCHINILLA NEGRA O HACHE <i>Saissetia oleae</i>	8
2.3.1 <u>Ubicación taxonómica</u>	8
2.3.2 <u>Origen y distribución</u>	9
2.3.3 <u>Daños</u>	10
2.3.4 <u>Descripción de estados de desarrollo</u>	12
2.3.5 <u>Ciclo estacional</u>	15
2.3.6 <u>Factores que influyen en la abundancia de las poblaciones</u>	17
2.3.6.1 Condiciones climáticas.....	17
2.3.6.2 Fenología y manejo de la planta hospedera.....	18
2.3.6.3 Enemigos naturales.....	19

2.3.6.4	Dispersión.....	23
2.3.6.5	Superpoblación.....	24
3.	<u>MATERIALES Y METODOS</u>	25
3.1	DESCRIPCIÓN DE LOS SITIOS DE ESTUDIO.....	25
3.2	EVALUACIONES REALIZADAS.....	26
3.2.1	<u>Ciclo estacional</u>	26
3.2.2	<u>Abundancia</u>	27
4.	<u>RESULTADOS Y DISCUSION</u>	29
4.1	CICLO ESTACIONAL.....	29
4.2	ABUNDANCIA.....	33
4.2.1	<u>Fluctuación poblacional</u>	33
4.2.2	<u>Porcentaje de ramas infestadas</u>	39
4.2.3	<u>Distribución de estadios de desarrollo según órgano vegetativo</u>	40
4.2.4	<u>Proporción de huevos/ individuo adulto</u>	41
4.3	AGREGACIÓN DE POBLACIONES.....	43
5.	<u>CONCLUSIONES</u>	47
6.	<u>RESUMEN</u>	49
7.	<u>SUMMARY</u>	50
8.	<u>BIBLIOGRAFÍA</u>	51

LISTA DE CUADROS E ILUSTRACIONES

Cuadro No.	Página
1. Enemigos naturales de <i>Saissetia oleae</i> en Uruguay.....	21
2. Porcentaje de ramas infestadas por fecha de muestreo en las parcelas Almafuerde (<i>a</i>) y Tranco Largo (<i>b</i>).....	39
3. Individuos promedio por hembra adulta congelada en laboratorio.....	42
4. Estimadores de los parámetros (<i>a</i> , <i>b</i>) de la ley potencial de Taylor por estadio de desarrollo, en hojas y tallos en las dos parcelas; intervalo de confianza para <i>b</i> (I.C); y valor de <i>t</i> y <i>p</i> en la prueba de la $H_0: b=1$	44
Figura No.	
1. (a) Huevos depositados sobre tallo. (b) Vista ventral de hembra adulta de <i>Saissetia oleae</i> con huevos y ninfas neonatas.....	12
2. (a) Ninfas de primer estadio en envés de hoja. (b) Ninfas de segundo estadio sobre tallo.....	13
3. (a) Ninfas de tercer estadio sobre tallo. (b) Hembras adultas con huevos debajo de su cuerpo sobre tallo.....	14
4. (a) Árboles seleccionados en Tranco Largo. (b) Árboles seleccionados en Almafuerde.....	26
5. Porcentaje de los distintos estadios de desarrollo de <i>S. oleae</i> a lo largo del año en las parcelas de Almafuerde (<i>a</i>) y Tranco Largo (<i>b</i>). ♀ ovip = hembra adulta en etapa reproductiva con huevos y/o ninfas neonatas.....	31
6. Fluctuación poblacional <i>S. oleae</i> en tallo, hojas y rama en la parcela de Almafuerde.....	34

7. Fluctuación poblacional <i>Saissetia oleae</i> en tallo, hojas y rama en la parcela de Tranco Largo.....	35
8. Distribución de estadios de desarrollo de la cochinilla sobre tallo (<i>a</i>) y hoja (<i>b</i>) en las dos parcelas de estudio. Porcentaje de cada estadio en el total de individuos muestreados en todo el período de estudio...	40
9. Regresión entre el logaritmo neperiano (Ln) de la media y de la varianza del número de insectos totales (ninfas y hembras) sobre tallo en las parcelas Almafuerite (<i>a</i>) y Tranco Largo (<i>b</i>).....	46

1. INTRODUCCIÓN

En Uruguay, el cultivo del olivo se conoce desde principios del siglo XX, pero su explotación fue disminuyendo hasta hacerse casi insignificante. En ésta última década, la olivicultura en nuestro país ha experimentado un importante crecimiento, superando en área a cultivos tradicionales como los frutales de hoja caduca (Conde et al., 2010).

Actualmente se está en una etapa de investigación del comportamiento del cultivo, siendo la incorporación de nuevas tecnologías un punto clave para su desarrollo. Uno de los factores relevantes en esta fase es el manejo de las plagas presentes. Teniendo en cuenta que se trata de un cultivo cuyo principal objetivo es la producción de aceite es necesario establecer medidas de control que mantengan la calidad y la inocuidad del fruto previo a la fase industrial.

En los primeros años de esta nueva olivicultura se fue detectado un número limitado de especies plaga. Dentro de ellas se destaca *Saissetia oleae*, cochinilla negra o hache, ya conocida en el cultivo de cítricos y ornamentales (Prado et al., 2003). Esta especie puede provocar daños directos por succión de savia afectando el vigor en plantaciones jóvenes. El daño indirecto es más importante, originado por la excreción de sustancias azucaradas las cuales son sustrato para el desarrollo de hongos saprófitos que producen lo que se conoce como ‘fumagina’ o ‘negrilla’ (Prado et al. 2003, Tapia et al. 2003, Barranco et al. 2008). Aun en poblaciones bajas de cochinilla la fumagina puede ser abundante, cubriendo hojas y afectando su capacidad fotosintética. Las sustancias azucaradas pueden también recubrir los frutos y si un gran porcentaje de su superficie presenta fumagina, se pueden alterar tanto las propiedades físico- químicas como organolépticas del aceite (Quiroz y Tapia 2002, Barranco et al. 2008).

El control químico continúa siendo el método más usado en el manejo de plagas del cultivo debido a la rapidez de su acción, facilidad de uso y seguridad de los resultados. El abuso del empleo de insecticidas en la lucha contra las plagas ha

dado lugar a múltiples efectos negativos, como son la presencia de residuos en los alimentos, efectos nocivos sobre la salud de los trabajadores, resistencia de los insectos a ciertos productos, aparición de nuevas plagas y contaminación del medio ambiente (Molina de la Rosa et al., 2004). Se deberían utilizar solo en el caso de que fueran necesarios y seleccionando productos selectivos que tengan un mínimo grado de toxicidad para los parasitoides y depredadores, de manera de no generar desequilibrios que puedan potenciar a otras plagas (Ripa 1997, Barranco et al. 2008, Holgado y Gasparini 2008).

Sin embargo, el control químico en el cultivo del olivo no está dando los resultados esperados, probablemente debido a que las aplicaciones se realizan a destiempo. No es suficiente con realizar un determinado tratamiento, sino que el mismo debe realizarse en el momento adecuado. Para el caso de *S. oleae* los tratamientos deben ser realizados cuando las ninfas ya han salido de la protección del escudo de la hembra, pues en otro momento el efecto no será significativo, ya que las hembras adultas son muy resistentes a los tratamientos y difícilmente se obtenga la respuesta deseada (Molina de la Rosa et al., 2004).

La aplicación de fitosanitarios debe realizarse en el período inmediatamente posterior a la máxima eclosión de los huevos, y antes de la aparición del “estado gomoso” (ninfa de tercer estadio), ya que el mismo manifiesta cierto nivel de resistencia a las aplicaciones. Este momento coincide con los estadios más juveniles, los cuales carecen de protección ya que no han secretado gran parte de las cubiertas endurecidas que protegen sus cuerpos (ninfas neonatas, ninfas de primer y segundo estadio) (Cornejo 1998, Ripa y Rodríguez 1999, Tapia et al. 2003, Holgado y Gasparini 2008). Es por esto que se considera imprescindible que en cada predio se realice el monitoreo periódico de la plaga para identificar los focos de infestación, con la finalidad de detectar tempranamente la presencia de la plaga y tomar las decisiones de control (Quiroz y Tapia 2002, Tapia et al. 2003, Paullier 2008). El presente trabajo pretende aportar conocimientos para la toma de decisiones en el manejo de *S. oleae* en el cultivo del olivo ya que las referencias nacionales al respecto son escasas.

1.1 OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL

Generar conocimientos sobre la biología y ecología de *Saissetia oleae* en olivos, de forma de aportar al manejo de la plaga en las condiciones de Uruguay.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Determinar el ciclo estacional de de *S. oleae* en plantaciones de olivos de la zona sur del país.

Estudiar las variaciones estacionales en la abundancia de las poblaciones en distintas estructuras de la planta.

Establecer el grado de agregación de los distintos estadios de desarrollo de la cochinilla en las diferentes estructuras de la planta.

2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1 LA PRODUCCIÓN OLIVÍCOLA EN URUGUAY

Las primeras plantaciones de olivos datan de los años 40 y 60 del siglo XX en los Departamentos de Río Negro y Paysandú, constituyendo en el año 2003 el 85% de la olivicultura nacional (Tous et al. 2005, Villamil y Albin 2006).

En los últimos años el sector olivícola presentó un gran crecimiento con destino principalmente para aceite. Actualmente se encuentra constituido por 120 productores y abarca aproximadamente 8.500 hectáreas de plantación, igualando la superficie ocupada por frutales de hoja caduca en el país (Conde et al. 2010, Uruguay XXI 2011). El 87% del área corresponde a plantaciones nuevas con sistemas de producción que difieren de lo tradicional, enmarcados en una “nueva olivicultura”, más intensiva y con un creciente nivel tecnológico (Uruguay XXI, 2011).

El olivo es originario de la zona de clima mediterráneo, sin embargo se puede observar que en Uruguay, zona de clima templado con mayores registros de precipitación anual, los árboles se desarrollan y producen sin inconvenientes. El cultivo se adapta muy bien a suelos de baja fertilidad, pedregosos y con buen drenaje, por lo que muchas de las plantaciones se han concentrado en sierras de los Departamentos de Lavalleja, Maldonado y Rocha. No obstante, también se ha plantado en suelos fértiles como son los del litoral oeste del país, realizando las plantaciones en camellones para mejorar el drenaje (Conde et al., 2010).

El cultivo se realiza mayoritariamente sin riego (90%). La variedad más plantada es de origen español conocida como Arbequina, la cual representa más del 50% del área (Conde et al. 2010, Uruguay XXI 2011). La cosecha se extiende por unos 3 o 4 meses entre marzo y mayo. Dependiendo de la variedad, la producción comienza entre 3 y 6 años desde su plantación (período juvenil o improductivo), y las

plantaciones alcanzan su plenitud productiva entre los 6 y 10 años. En cuanto a la fase industrial, ya se encuentran instaladas 16 plantas de extracción ubicadas en los Departamentos de Colonia, Maldonado, Salto, Paysandú, Rio Negro, Lavalleja, Rocha y Canelones (Uruguay XXI, 2011).

El aceite de oliva es calificado como un excelente producto alimenticio en base a sus propiedades nutritivas, siendo un componente fundamental de la denominada “Dieta Mediterránea”. Esto determina una oportunidad para países como Uruguay, que no son países productores tradicionales, marcando una inflexión en el desarrollo del cultivo (Villamil y Albin 2006, Conde et al. 2010). Desde mediados de 2009, la producción de aceite ha crecido de manera exponencial a nivel nacional. La mayor parte de lo producido es colocado en el mercado interno, y un 35% en el exterior. A pesar de que los precios hasta ahora obtenidos fueron buenos, la búsqueda de mercados debe continuar, considerando que los volúmenes actuales de producción aun son pequeños para la demanda (Uruguay XXI, 2011). En nuestro país se consume 0.2 litros/habitante/año de aceite de oliva, mientras que los países con mayores consumos y asociados al sistema de dieta de tipo mediterránea alcanzan cifras de 17.6 litros/habitante/año. Teniendo en cuenta todos estos aspectos, se puede establecer que el consumo a nivel nacional continuará incrementándose (Villamil y Albin, 2006). De todas formas, considerando que este cultivo nunca será de carácter masivo en el Uruguay, el mismo debería apuntar a un producto de calidad para poder manejarse en “nichos” de mercado a nivel regional e internacional (Uruguay XXI, 2011). Desde el punto de vista sanitario esto implica obtener un producto libre de plagas y sin residuos de plaguicidas.

2.2 IMPORTANCIA Y SITUACION ACTUAL DE LAS PLAGAS EN EL CULTIVO

Un problema importante para la producción del olivo lo constituye la presencia de diversas plagas. Frente a esto es necesario definir métodos de control

que respeten el medio ambiente, sean eficientes y permitan incrementar los márgenes de utilidad de los productores (Barranco et al., 2008).

En la actualidad hay descritas unas 256 especies de plagas cuyo hospedero es el olivo. Entre los grupos de fitófagos se destacan los hemípteros, seguido de los coleópteros, lepidópteros y dípteros (Arambourg, citado por Campos, 2011). La diversidad de microclimas en los cuales el olivo es cultivado determina también que los insectos y ácaros varíen en importancia (Prado et al., 2003).

A nivel mundial las plagas del olivo han cambiado muy poco desde que empezó a cultivarse, y siguen siendo la mosca del olivo *Bactrocera oleae* (Diptera: Tephritidae) y la polilla del olivo *Prays oleae* (Lepidoptera: Yponomeutidae) las más importantes. La cochinilla negra *Saissetia oleae* (Hemiptera: Coccidae), tercera en importancia, se ha potenciado a partir de los años 60 a raíz de los tratamientos generalizados contra las plagas anteriores (Prado et al. 2003, Tapia et al. 2003, Barranco et al. 2008).

La situación fitosanitaria del olivo en los países de América del Sur es comparativamente ventajosa. La incidencia económica de las plagas presentes varía entre las diversas regiones olivícolas, sin existir aún plagas devastadoras como lo son la mosca y la polilla del olivo. Para mantener esta situación es indispensable aplicar medidas cuarentenarias estrictas sobre los materiales vegetales provenientes de otros países (Holgado y Gasparini, 2008).

La mosca del olivo es la plaga más importante del cultivo. Los daños que causa pueden ser directos o indirectos. Los menos importantes son los directos, provocados por las larvas de la mosca al alimentarse de la pulpa de los frutos. Las aceitunas afectadas pueden pesar de un 10 a un 30% menos que las sanas. Los daños indirectos se refieren a la caída prematura de frutos generando pérdidas en la cosecha, y a la disminución de la calidad de aceite (elevada acidez y mala calidad organoléptica). La causa de estas alteraciones es la presencia de hongos que se desarrollan en el interior de las galerías de la mosca, utilizando como vía de entrada el orificio de salida de la larva o adulto (Molina de la Rosa et al., 2004).

P. oleae es la segunda plaga en importancia. Posee tres generaciones anuales bien diferenciadas en la zona mediterránea, en cada una de las cuales se alimenta de órganos distintos. Así tenemos una generación filófaga (se alimenta de hojas y yemas), una generación antófaga (se alimenta de las flores), y una generación carpófaga (se alimenta de las semillas de la aceituna). Los daños de las larvas de la generación filófaga en hoja y/o yemas, aún en años de severo ataque se pueden considerar despreciables. Solo en el caso de olivos jóvenes en desarrollo se pueden tener problemas con esta generación. La generación antófaga produce daños de diversa consideración y difícil valoración, dependiendo del nivel de ataque, de la cantidad de flores y del precio de la futura cosecha. Por último, los daños de la generación carpófaga son los más importantes, ya que producen la caída de las aceitunas (Molina de la Rosa et al., 2004).

En el caso de la cochinilla negra se trata del hemíptero más extendido en el cultivo, considerándose una plaga de importancia económica a nivel mundial. (Molina de la Rosa et al., 2004). En valles peruanos que casi dependen exclusivamente de la olivicultura se considera que las pérdidas económicas por su presencia pueden ser importantes llegando al 80% de la cosecha (Beingolea, 1969). Cochinilla “H” es otro de los nombres con el cual se conoce a *S. oleae*, pues la hembra adulta presenta una protuberancia o relieve sobre el dorso con forma de letra hache. La misma succiona savia de los vasos conductores de las plantas hospederas y posteriormente excreta sustancias azucaradas (melaza), que impregnan al olivo y en períodos húmedos sirve de alimento a hongos saprófitos negros (fumagina) que recubren los tejidos vegetales, disminuyendo así la fotosíntesis, respiración y el vigor de las plantas (Bibolini 1958, Tapia et al. 2003, Molina de la Rosa et al. 2004, Barranco et al. 2008, Holgado y Gasparini 2008, Paullier 2008). Los daños directos son de menor importancia que los indirectos, siendo importantes en el caso de grandes poblaciones pudiendo repercutir en la producción. La fumagina por su parte puede ser abundante incluso con bajas poblaciones (Barranco et al., 2008).

En Uruguay, la cochinilla negra y la polilla de las brotaciones *Palpita forficifera* (Lepidoptera: Pyralidae) son las dos plagas detectadas con mayor

frecuencia en plantas de olivo (Paullier, 2008). También debe señalarse la existencia de daños provocados por hormigas cortadoras que destruyen los brotes tiernos de los árboles jóvenes como otro de los principales problemas (Tous et al., 2005). *S. oleae* ya estaba citada en ornamentales y cítricos, siendo una plaga importante en los cítricos de la zona sur del país. En olivos se trata de una especie extendida en el país y es considerada uno de los mayores problemas al afectar la producción de fruta y la calidad del aceite resultante. La polilla de las brotaciones, fue detectada a partir de relevamientos realizado en el año 2003 en el litoral norte. Actualmente es una plaga común en las áreas de plantaciones del país. La larva se alimenta de las brotaciones nuevas, produciendo necrosis de las hojas, pudiendo ocasionar defoliación. El daño se traduce en la disminución del área foliar fotosintética y en un menor crecimiento de la planta. Las plantas de vivero, plantas reinjertadas y las plantaciones jóvenes son más perjudicadas por la plaga que las plantaciones adultas, ya que impide mantener un adecuado crecimiento y retrasa la entrada en producción (Paullier, 2008).

2.3 LA COCHINILLA NEGRA O HACHE *Saissetia oleae*

2.3.1 Ubicación taxonómica

La cochinilla negra o 'H', *Saissetia oleae* Olivier pertenece al orden Hemiptera, Suborden Sternorrhyncha, Superfamilia Coccoidea, Familia Coccidae (Granara 1990, Williams y Watson 1990).

Los insectos de la superfamilia Coccoidea son de pequeño tamaño, fitófagos, y se alimentan de varias especies vegetales. Presentan dimorfismo sexual. Las hembras son ápteras, pueden presentar patas más o menos desarrolladas o ser ápodas; pero incluso en especies con patas desarrolladas, son de escasa movilidad permaneciendo por lo general en su vida adulta, fijadas a la planta hospedera mediante los estiletes del aparato bucal. Son neoténicas, ya que la hembra adulta conserva caracteres morfológicos propios de los estadios ninfales. Poseen forma oval, elíptica,

globosa, piriforme y pueden estar protegidas por cera producida por distinto tipo de poros y conductos. La misma puede ser pulverulenta o formar una capa protectora más o menos gruesa, compacta, con distintas ornamentaciones y color o una escama de consistencia fibrosa y dura. Las hembras pasan normalmente por 2 a 5 estadios ninfales, antes de llegar a adultas, siendo las ninfas de primer y segundo estadio la forma de dispersión de las especies ya que son transportadas por el viento o por animales (Granara, 1990).

La familia Coccidae comprende más de 1000 especies. Los individuos de esta familia poseen tegumentos endurecidos o cubiertos con capas de cera, y las patas y antenas presentan estados de reducción. La mayoría de las especies son ovíparas y se reproducen por partenogénesis. Las ninfas conservan su movilidad por mayor tiempo que los estadios adultos, los cuales son inmóviles y depositan los huevos debajo de su cuerpo (Williams y Watson 1990, Bentancourt et al. 2009).

2.3.2 Origen y distribución

La cochinilla negra es una especie polífaga, de importancia económica y de amplia distribución mundial. Se cree que es originaria del norte de África (Sur del Cabo), desde donde se distribuyó hacia la zona mediterránea europea, y desde allí hacia el Nuevo Mundo, Asia, y Pacífico Sur. Su presencia causa serios perjuicios en la zona mediterránea, en el cercano oriente, Norteamérica y Sudamérica (Bibolini 1958, Vásquez 2002, Barranco et al. 2008, Holgado y Gasparini 2008).

La introducción como la multiplicación del cultivo del olivo se realiza por intermedio de estacas, lo que muy probablemente puede ser el principal medio de dispersión de insectos como las cochinillas (Encina, citado por Holgado y Gasparini, 2008). Al tratarse de una especie cosmopolita, no presenta implicancias internacionales, por lo que no se considera una plaga cuarentenaria (Artigas, citado por Vásquez 2002, Prado et al. 2003).

En lo que se refiere a nuestra región, Chile es el primer país sudamericano al que llega, probablemente con los conquistadores españoles poco después de 1542 (Artigas, citado por Vásquez, 2002). En Argentina, se cita por primera vez en el año

1901, estando presente en numerosas plantaciones añosas de las principales provincias productoras (Silvestri, citado por Holgado y Gasparini, 2008). En Uruguay Trujillo Peluffo la cita por primera vez en el año 1942. Esta cochinilla se observa raramente en cítricos de la zona norte del país. En el sur, por el contrario, reviste gran importancia económica por la intensidad de sus ataques (Bernal, 1995).

2.3.3 Daños

S. oleae es una plaga polífaga y cuenta con un amplio rango de hospederos. Se citan más de 150 especies entre árboles frutales y arbustos ornamentales, dentro de los cuales se destacan los cítricos y el olivo (Trujillo Peluffo 1942, Ruffinelli y Carbonell 1954, Bibolini 1958, Beingolea 1969, Araya 2000, Quiroz y Tapia 2002, Vásquez 2002, Tapia et al. 2003, Molina de la Rosa et al. 2004, Contador y Gattini 2007, Barranco et al. 2008, Holgado y Gasparini 2008, Campos 2011).

Los ataques de la cochinilla negra en el olivo tienen lugar sobre ramas, ramillas y hojas. Las ninfas y los individuos adultos extraen la savia elaborada rica en carbohidratos por inserción de sus estiletes directamente en los vasos conductores de las plantas. Su presencia masiva provoca una disminución de la actividad vegetativa y productiva de los árboles (Panis 1977c, Capdeville, citado por Vásquez 2002, Quiroz y Tapia 2002, Noguera et al. 2003, Tapia et al. 2003, Molina de la Rosa et al. 2004, Barranco et al. 2008, Campos 2011). Debe destacarse que aún al controlar las cochinillas, dicha pérdida de vigor puede manifestarse sobre la producción de la temporada siguiente (Tapia et al., 2003).

A medida que se alimentan, las cochinillas excretan una abundante cantidad de mielecilla, constituida principalmente por azúcares de desecho. Sobre los mismos se desarrollan hongos saprofitos que cubren el follaje, ramillas y frutos de un micelio negro, que se denomina “fumagina” (Barranco et al. 2008, Oriolani y Pérez 2008). Se trata de un complejo de hongos dentro del cual se destacan al género *Capnodium*. (Spooner-Hart et al. 2007, Campos 2011).

Los árboles fuertemente atacados dan la impresión de estar cubiertos por una capa negra u hollín. La fumagina cubre las hojas impidiendo un adecuado proceso de

fotosíntesis, por lo tanto, disminuyendo la síntesis de carbohidratos, lo que afecta a la planta completa. (Panis 1977c, Guerrero 1997, Ripa y Rodríguez 1999, Artigas, citado por Vásquez 2002, Quiroz y Tapia 2002, Prado et al. 2003, Molina de la Rosa et al. 2004, Contador y Gattini 2007, Barranco et al. 2008, Oriolani y Pérez 2008). Produce desecaciones de brotes y caídas de hojas, pudiendo llegar a ocasionar en ataques intensos muerte de ramas, pérdida de vigor del árbol e incluso la muerte de la planta (Guerrero 1997, Ripa y Rodríguez 1999). Katsoyannos, citado por Prado et al. (2003) estima que un cubrimiento intenso puede reducir la fotosíntesis hasta un 50%. En densidades bajas el daño se limita a la succión de savia y no hay un efecto aparente en la producción, mientras que cuando las poblaciones son altas con presencia de fumagina puede existir una reducción en la floración (desde un 50% de reducción hasta ausencia de floración y aborto de flores) y diversas pérdidas en cantidad y calidad de producción (Prado et al., 2003).

También la presencia de fumagina reduce la calidad de los frutos, afecta el volumen exportable, así como también los parámetros de calidad del aceite resultante. El lavado en postcosecha aumenta el costo de producción y por lo general, no elimina completamente el daño (Ripa y Rodríguez, 1999). Los análisis de muestras de aceite realizados durante el período de cosecha revelan claramente la influencia de la fumagina aumentando los valores de acidez y disminuyendo la calidad del producto¹.

Además la mielecilla favorece la presencia de hormigas (*Linepithema humile*, *Solenopsis* spp., *Camponotus* spp.), las cuales protegen a la cochinillas de la acción de sus controladores biológicos, repercutiendo en el incremento de los cóccidos. Este efecto se produce porque se establece una relación de beneficio mutuo, donde la hormiga obtiene un alimento rico en hidratos de carbono, y la plaga, protección de sus enemigos naturales que son alejados por las hormigas (Quiroz y Tapia, 2002).

¹ Gómez, S. 2012. Com. personal.

2.3.4 Descripción de estados de desarrollo

El huevo es elipsoide, de unos 0,3 mm de longitud, primero blanco y posteriormente rosado, volviéndose algo oscuro cuando está próximo a la eclosión (Arriagada, citado por Vásquez 2002, Molina de la Rosa et al. 2004, Barranco et al. 2008, Holgado y Gasparini 2008, Oriolani y Pérez 2008) (Figura 1a).

Las ninfas neonatas también denominadas “crawlers”, son móviles y se mueven buscando sitios adecuados de alimentación, pudiendo ser transportadas con facilidad por el viento siendo esta la principal vía de dispersión a grandes distancias (Bentancourt et al., 2009). Permanecen unas horas debajo del escudo materno y después caminan hasta fijarse, principalmente en el envés de las hojas. Durante su vida hacen pequeños recorridos fijándose en las hojas y en las ramas jóvenes (Barranco et al. 2008, Campos 2011) (Figura 1b).

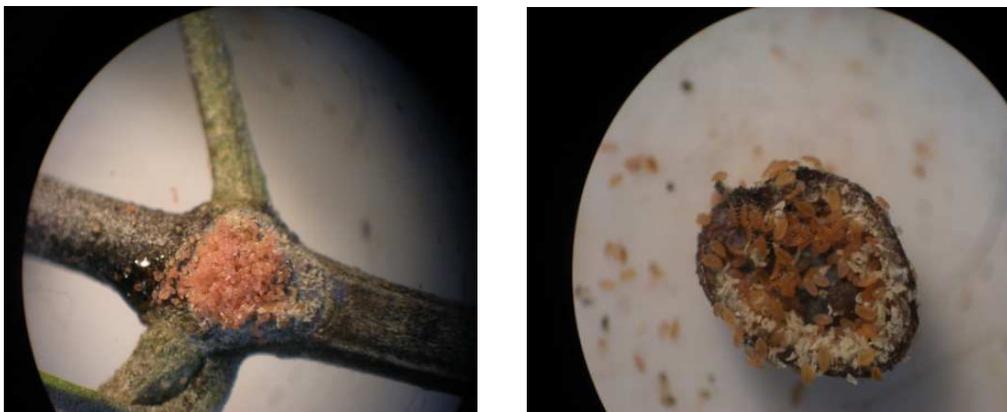


Figura No. 1: (a) Huevos depositados sobre tallo. (b) Vista ventral de hembra adulta de *Saissetia oleae* con huevos y ninfas neonatas.

Las estadios ninfales jóvenes (primer y segundo estadio) presentan menor tamaño, formas más alargadas que las madres y colores más claros, siendo más sensibles a los insecticidas y a las condiciones climáticas adversas (Barranco et al., 2008). Las ninfas recién nacidas se desplazan y asientan introduciendo los estiletes en el tejido vegetal. Son aplanadas dorso ventralmente, el color es amarillo o pardo claro, ovaladas, de tamaño de 0,3-0,4 mm de largo por 0,18-0,2 mm de ancho, y se

presentan sobre todo en el envés de la hoja (Ripa y Rodríguez 1999, Holgado y Gasparini 2008, Oriolani y Pérez 2008) (Figura 2a).

El segundo estadio presenta el cuerpo más convexo y empieza a notarse una carena longitudinal. Su tamaño es de 0,7-1 mm de largo por 0,3-0,6 mm de ancho. Se caracteriza por una atrofia parcial de patas, antenas y ojos; y porque se inicia una ligera esclerotización de la epidermis (Arriagada, citado por Vásquez 2002, Holgado y Gasparini 2008, Oriolani y Pérez 2008) (Figura 2b). Además de la aparición de la carena media longitudinal se detecta la presencia de cuatro manchas más oscuras en el lugar donde aparecerán las carenas transversales al final de este estadio (Prado et al., 2003).

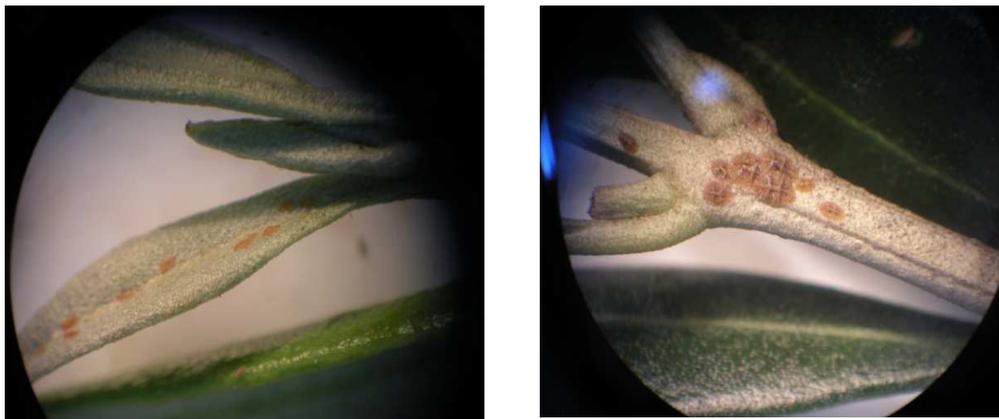


Figura No. 2: (a) Ninfas de primer estadio en envés de hoja. (b) Ninfas de segundo estadio sobre tallo.

La ninfa de tercer estadio tiene una coloración variable que puede ser amarilla, parda y en ocasiones con matices rojizos. Además, tiene una consistencia blanda producto de secreciones cerosas, lo que ha originado que esa etapa sea conocida como “estado gomoso”. El tamaño es de 1-1,3 mm de longitud por 0,5-0,8 mm de ancho (Ripa y Rodríguez 1999, Katsoyannos, citado por Prado et al. 2003, Oriolani y Pérez 2008) (Figura 3a). Este estadio se reconoce a su vez por una aun más marcada convexidad y esclerotización, acompañadas por una atrofia gradual y pronunciada de patas, antenas y ojos y el cada vez más notorio desarrollo de las

carenas transversales y longitudinales que formarán la “H”, característica de los individuos adultos (Arriagada, citado por Vásquez 2002, Holgado y Gasparini 2008).

Las hembras adultas presentan un cuerpo oval, fuertemente convexo, de 3 a 4 mm de largo por 2 a 3 mm de ancho. Su color va de castaño purpúreo hasta negro. La cubierta del cuerpo es arrugada y endurecida, esto último como consecuencia de la cera que se deposita sobre ella. El rasgo más característico de esta especie es la presencia de una elevación longitudinal que corre por la parte media del cuerpo y dos elevaciones transversales, como las ya mencionadas, que cortan la primera formando una “H” (Arriagada, citado por Vásquez 2002, Molina de la Rosa et al. 2004, Campos 2011) (Figura 3b). Cuando la hembra adulta ya ha depositado huevos debajo de su cuerpo, recuerda a medio grano de pimienta, siendo de color oscuro, y manteniendo en el caparazón el relieve característico en forma de H. La hembra adulta sin huevos es más aplanada y de color más claro (Bernal 1995, Tapia et al. 2003, Barranco et al. 2008, Oriolani y Pérez 2008).

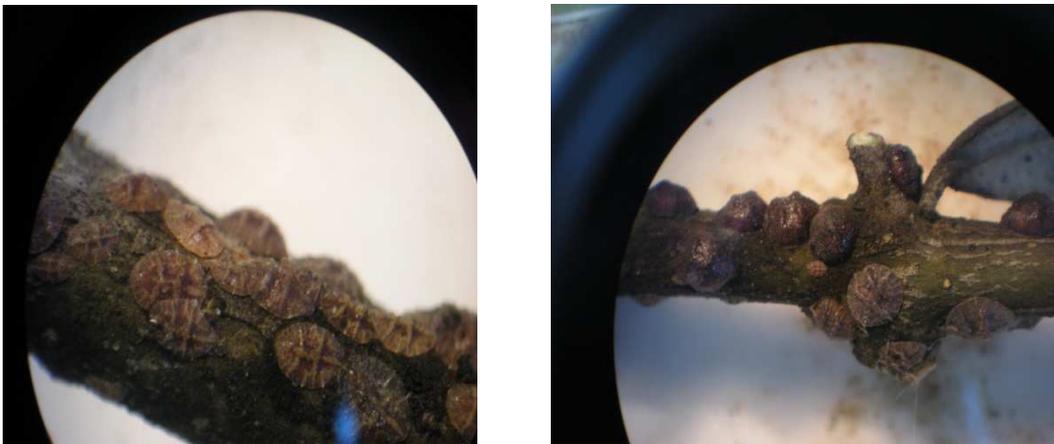


Figura No. 3: (a) Ninfas de tercer estadio sobre tallo. (b) Hembras adultas con huevos debajo de su cuerpo sobre tallo.

2.3.5 Ciclo estacional

En varias zonas de producción de olivos se ha observado la ocurrencia de un única generación anual de *S. oleae*, sin embargo, el gran solape que existe debido al prolongado período de eclosión de huevos, puede enmascarar una segunda generación otoñal, especialmente considerando inviernos con temperaturas moderadas y condiciones de mayor humedad (Artigas, citado por Vásquez 2002, Prado et al. 2003, Tapia et al. 2003, Molina de la Rosa et al. 2004, Barranco et al. 2008, Holgado y Gasparini 2008).

Según Barranco et al. (2008) en España existe una generación completa y una segunda incompleta que depende del año y de la zona, observando un periodo claro de nacimiento de ninfas que suele empezar en mayo para alcanzar el máximo en julio y disminuir en setiembre (hemisferio Norte). Artigas, citado por Vásquez (2002) también indica que en zonas con inviernos bien marcados se identifica una sola generación al año, como es el caso de la zona central de Chile, y en lugares de inviernos más benignos dos e inclusive dos y media, como es el caso del norte Argentino.

Por otra parte existe la posibilidad de que en un clima mediterráneo con fuerte influencia oceánica, los años donde la temporada estival es excepcionalmente húmeda, *S. oleae* presente tres generaciones por año. En un clima típicamente mediterráneo, la tercera generación es insignificante o inexistente y se observan solamente dos generaciones por año, e incluso una generación completa y una segunda generación parcial que se encuentra solapada con la primera durante algunos meses (Panis, 1977b). Molina de la Rosa et al. (2004) plantea que en el hemisferio Norte existen dos generaciones al año, que se adelantan o retrasan dependiendo de las condiciones climáticas, siendo la primera en mayo-julio y la segunda en agosto-setiembre.

En Uruguay, muestreos realizados sobre limoneros en la zona sur, concluyen que *S. oleae* es una especie bivoltina, siendo posible encontrar durante

nueve meses en el año huevos debajo de las hembras, lo cual lleva a una superposición de generaciones (Basso, 1982).

La cochinilla pasa el invierno en segundo estadio ninfal, pero también se encuentran algunas hembras con huevos, que con altas temperaturas dan nacimiento a ninfas neonatas. En primavera, los estadios invernantes mudan a hembras jóvenes o continúan su desarrollo a hembras adultas dando origen partenogénicamente a huevos durante primavera y verano, los cuales se acumulan bajo la misma. El número de huevos puestos depende principalmente del tamaño de la hembra y el estado del hospedero. Cada hembra a su vez es capaz de producir de 300 a 2000 huevos, los que eclosionan en un período prolongado. La oviposición puede durar entre 15 y 20 días en primavera y primera parte del verano, o 30 a 60 días en otoño. El período de incubación de los huevos es también variable según la época y la temperatura, dos semanas en pleno verano y tres en la primavera y el otoño (Panis 1977a, Ripa y Rodríguez 1999, Prado et al. 2003, Molina de la Rosa et al. 2004).

Al existir diferentes estadios en la población invernante, y debido al prolongado período de oviposición y eclosión de huevos ya mencionado, se produce una gran diversidad de estados en toda la época de primavera y verano. Ello se traduce en que cierta parte de la población pueda producir una segunda generación. Esto sucede especialmente cuando las primeras ninfas emergidas encuentran buenas condiciones para su desarrollo (Panis 1977a, Ripa y Rodríguez 1999, Prado et al. 2003, Molina de la Rosa et al. 2004).

A medida que transcurre el desarrollo ninfal y las temperaturas son favorables (10-12°C) se produce una movilización de los insectos hacia las ramas. En consecuencia, en primavera y antes del nacimiento de ninfas, la población de insectos adultos se concentra en las ramas y ramillas (Prado et al. 2003, Oriolani y Pérez 2008).

2.3.6 Factores que influyen en la abundancia de las poblaciones

2.3.6.1 Condiciones climáticas

El factor temperatura actúa como estímulo y/o freno estacional, a través de la influencia sobre la fenología de la planta, sus enemigos naturales, y como causa directa de mortalidad (Montiel y Santaella, 1995a).

Principalmente las temperaturas extremas durante los periodos invernal y estival, así como también la humedad ambiente, son los factores que influyen sobre las poblaciones. La baja humedad relativa (<30%) durante el verano resulta letal para los estadios inmaduros (Fernández et al. 1979, Montiel y Santaella 1995b, Cuesta y Delgado 1995). Las altas temperaturas estivales, acompañadas de vientos secos, provocan mortalidades superiores al 95% en los estadios ninfales (Molina de la Rosa et al. 2004, Campos 2011).

La influencia de las temperaturas elevadas sobre el ciclo biológico de la cochinilla negra es notable, y es una de las causas esenciales de la diferencia en el número de generaciones anuales. La acción limitante de la temperatura se encuentra a lo largo del verano en todos los países mediterráneos, afectando en mayor medida a las ninfas de primer estadio. La duración del tiempo cálido es variable de un año a otro y de una región a otra, modificando enormemente la fecha de aparición de los diferentes estadios y el número de generaciones (Panis, 1977b).

La mortalidad en el período estival suele ser mayor que en el invierno, a pesar de que los primeros fríos influyen sobre la abundancia de estadios inmaduros. Las intensas precipitaciones también colaboran durante esta época provocando el arrastre de una gran cantidad de individuos, principalmente de primer y segundo estadio (De Freitas, 1972).

2.3.6.2 Fenología y manejo de la planta hospedera

La mayoría de las plagas del olivo aumentan su actividad durante la primavera y el verano, cuando se elevan las temperaturas, y coincidiendo con las fases fenológicas de brotación y fructificación (Beingolea, citado por Vásquez, 2002).

Al inicio de la brotación se reinicia el ciclo biológico de la cochinilla. Dependiendo del estado fenológico que presente el hospedero y el clima que presente el lugar, las poblaciones de cochinilla negra del olivo variarán en abundancia. En la primavera se producen los picos más elevados, tanto de estadios juveniles como de adultos, y es el momento en que se registra la menor tasa de mortalidad debido en parte a las condiciones favorables del clima (temperaturas en ascenso) y a la fenología del cultivo (abundancia de brotes nuevos) (Vásquez, 2002).

El control cultural o lucha indirecta se basa en la reducción de poblaciones por medio de prácticas de cultivo que modifican el agroecosistema de forma de hacerlo menos adecuado para las plagas. El conocimiento de las condiciones que son desfavorables a las poblaciones permiten desarrollar medidas culturales que tienden a prevenir ataques más que controlar altas infestaciones (Apablaza, citado por Vásquez 2002, Quiroz y Tapia 2002, Molina de la Rosa et al. 2004). Como ya se mencionó los primeros estadios ninfales son más sensibles al calor y al viento seco, por lo que una adecuada aireación disminuirá el riesgo de alcanzar altas poblaciones, contribuyendo a su control y sobre todo desfavoreciendo el desarrollo de la fumagina. La poda abre la copa de los árboles y de esta manera mejora la iluminación y la ventilación, lo que aumenta la mortalidad natural. Las plantas con abundante follaje en su copa presentan un ambiente de mayor humedad que favorecía la sobrevivencia de ninfas de estadios inmaduros de *S. oleae*, y por lo tanto el desarrollo de la plaga (Apablaza, citado por Vásquez 2002, Quiroz y Tapia 2002, Prado et al. 2003, Molina de la Rosa et al. 2004, Barranco et al. 2008, Holgado y Gasparini 2008). Además, un correcto manejo de la poda permite una mejor distribución de los insecticidas u otros productos asperjados sobre el follaje (Ripa y Rodríguez, 1999). Esta práctica por sí

sola puede eliminar la necesidad de aplicaciones frecuentes de insecticidas (Guerrero, 1997).

Además de la poda, otras de medidas culturales como plantaciones no muy densas, nutrición equilibrada sin exceso de nitrógeno y un buen control del riego, favorecerán el control natural de la plaga. Las plantaciones densas y poco aireadas, la ubicación del olivar en zonas bajas resguardadas, en suelos profundos y fértiles con elevada humedad relativa unido a la ausencia de enemigos naturales favorecen el desarrollo de la plaga (Molina de la Rosa et al. 2004, Campos 2011). Los árboles con sobre-fertilización nitrogenada estimulan la reproducción y el vigor de la plaga, pudiendo generar un microclima húmedo dentro de la planta. En el otro extremo, árboles débiles con bajos niveles de fertilización, riego escaso y alta competencia por malezas, también son susceptibles al ataque y daño de esta plaga (Guerrero 1997, Quiroz y Tapia 2002, Tapia et al. 2003, Molina de la Rosa et al. 2004, Holgado y Gasparini 2008).

2.3.6.3 Enemigos naturales

Otro aspecto que influye sobre las poblaciones son los factores bióticos. Las cochinillas como todos los organismos vivos, presentan enemigos naturales, es decir, organismos que viven a sus expensas diezmando sus poblaciones. Por esto es importante establecer un manejo donde los mismos se vean favorecidos. Esto es uno de los pilares del Manejo Integrado de Plagas (MIP), que considera todas las herramientas racionales y económicas que mantengan la plaga por debajo de niveles de daño económico, protegiendo la biodiversidad, la limpieza del ambiente, y la salud de productores y consumidores (Montiel y Santaella 1995b, Quiroz y Tapia 2002).

En la zona mediterránea la entomofauna parasitaria asociada a *S. oleae* por lo general es escasa, sobre todo si nos limitamos a las especies nativas. Sin embargo, a partir de los años 80 se ha visto incrementada en diversas localidades gracias a la

introducción de nuevas especies, ya sea dentro del contexto de la lucha biológica, o bien de forma meramente accidental. En contraposición a la anterior, en otros países, principalmente al Sur de África, dicha entomofauna es muy rica y diversificada (Briales y Campos, 1985). Entre los parasitoides más importantes encontrados en España figuran *Scutellista caerulea* (Hymenoptera, Pteromalidae) y *Metaphycus lounsburyi* (Hymenoptera, Encyrtidae). Se considera que estas especies cumplen un rol importante en el control biológico de la cochinilla negra, siendo los más encontrados en montes de citrus y olivos. *S. caerulea*, presenta los niveles de parasitismo más altos con hasta un 80%, sin embargo hay que destacar que existe una proporción de huevos que siempre escapa a dicho control (Tena et al., 2008). El género *Coccophagus* también tiene gran relevancia en la cuenca mediterránea presentando una gran diversidad de especies, dentro de las cuales se citan *Coccophagus scutellaris*, *Coccophagus cowperi* y *Coccophagus lycimnia* (Panis, 1977b). También se citan depredadores de importancia como los coccinelidos *Coccinella septempunctata* y *Exochomus quadripustulatus* (Montiel y Santaella 1955a, Urbaneja et al. 2005).

En lo que se refiere a nuestra región, Chile presenta una diversa fauna benéfica. Se encuentran citados los parasitoides *Coccophagus capensis*, *Metaphycus barletti* y *Karnyothrips flavipes*, y el depredador coccinélido *Cryptolaemus montrouzieri* (Vásquez, 2002). Se señala a *S. caerulea* como el enemigo natural más frecuente, participando en aproximadamente el 76% de todos los parásitos encontrados. Le siguen los parasitoides del género *Coccophagus* con 17%, *Metaphycus* spp. con 3% y otros con 4%. No obstante, su abundancia relativa depende de la zona y época de actividad (Prado et al., 2003). Por su parte, en Argentina también se cita al parasitoide calcidoideo *Sceptrophorus elegans*, el depredador coccinelido *Azya bioculata*, y a dos hiperparasitoides, *Ablerus ciliatus* y *Marietta caridei* (Murúa y Fidalgo, 2001). Beingolea (1969) también reporta la presencia de *M. lounsburyi* en Argentina, registrándose ampliamente en olivares de la provincia de La Rioja.

En Uruguay la cochinilla negra presenta una gran cantidad de enemigos naturales (Cuadro 1). En cítricos las especies de entomófagos más frecuentes de *S. oleae* son el pteromárido *S. caerulea* y el encírtido *M. lounsburyi*. También se observan en algunos años importantes ataques del hongo entomopatógeno *Lecanicillium lecanii*²

Cuadro No. 1: Enemigos naturales de *Saissetia oleae* en Uruguay.

Categorías taxonómicas	Especies	Referencias
Hym. Aphelinidae	<i>Coccophagus caridei</i>	Silveira Guido y Ruffinelli (1956)
	<i>Ablerus molestus</i>	Silveira Guido y Ruffinelli (1956)
Hym. Eupelmidae	<i>Lecaniobius utilis</i>	Silveira Guido y Ruffinelli (1956)
	<i>Lecaniobius capitatus</i>	Silveira Guido y Ruffinelli (1956)
	<i>Eupelmus coccidiovorus</i>	Silveira Guido y Ruffinelli (1956)
	<i>Anastatus</i> sp.	Asplanato ²
	<i>Brasema</i> sp.	Asplanato ²
Hym. Encyrtidae	<i>Metaphycus flavus</i>	Bentancourt y Scatoni (2001)
	<i>Metaphycus lounsburyi</i>	Bentancourt y Scatoni (2001)
	<i>Ammonoencyrtus bonariensis</i>	Asplanato ²
Hym. Pteromalidae	<i>Scutellista caerulea</i>	Bentancourt y Scatoni (2001)
Hym. Eulophidae	<i>Tetrastichus zemani</i>	Silveira Guido y Ruffinelli (1956)
Col. Coccinellidae	<i>Chilocorus bipustulatus</i>	Bentancourt y Scatoni (2001)
	<i>Coccidophilus citricola</i>	Bentancourt y Scatoni (2001)
Fungi Deuteromycete	<i>Lecanicillium lecanii</i>	Bentancourt y Scatoni (2001)

² Asplanato, G. 2013. Com. personal.

El encírtido *M. helvolus* es considerado uno de los agentes controladores más importantes de cochinilla negra del olivo a nivel mundial y se ha introducido en distintas regiones. Esta especie no está citada en Uruguay. Se trata de un parasitoide solitario originario de África del Sur que posee una notable capacidad de búsqueda de las cochinillas, presenta una fácil dispersión y el importante hábito de insertar su aguijón sobre conchuelas jóvenes para succionar su hemolinfa, la cual le sirve de alimento. Esta acción produce la muerte de las ninfas aunque no oviponga en ellas. Las hembras de *M. helvolus* pueden llegar a vivir tres o cuatro meses en condiciones de campo, período en que ponen aproximadamente 400 huevos (Ripa y Rodríguez 1999, Arriagada, citado por Vásquez 2002). Este parasitoide se encuentra citado para países de la cuenca mediterránea (Francia, España, Grecia) como también para nuestra región abarcando principalmente Chile y algunas provincias de Argentina. Debe recordarse que se trata de un insecto con problemas de sobrevivencia en zonas con inviernos severos y una sola generación de cochinillas al año (Panis 1977b, Murúa y Fidalgo 2001, Arriagada, citado por Vásquez 2002).

En zonas con inviernos rigurosos y donde *S. oleae* presenta una generación al año, sus enemigos naturales tienen problemas de supervivencia, dado que las diferentes especies de parasitoides están adaptadas a un determinado estadio del insecto. Durante los períodos en que no están presentes estos estadios específicos de la cochinilla, los parasitoides se reproducen sobre otras especies de este mismo grupo (Ripa y Rodríguez, 1999). Si no existe disponibilidad de estos hospederos alternativos, la población de parasitoides disminuye considerablemente, afectando los niveles de parasitismo, lo que origina infestaciones recurrentes (Vásquez, 2002). *M. helvolus* fue introducido en Mendoza donde la cochinilla desarrolla solo una generación lo cual puede afectar su eficiencia (Beingolea 1969, García 1969).

Las tasas de mortalidad por enemigos naturales son muy variadas en las distintas zonas y años. En estudios realizados en Chile, se encontró que en algunas regiones los enemigos naturales no son capaces de mantener la población a un nivel reducido, y que el parasitismo se sitúa solo entre 0 y 20% en promedio, con los mayores índices al final de la temporada. Sin embargo en la I Región, el parasitismo

está entre las principales causas de mortalidad y llega a niveles mayores al 70%, posiblemente producto de las condiciones benignas del clima (Prado et al., 2003). En la región de Córdoba en España el himenóptero pteromárido *S. caerulea* parásito-predador de huevos de *S. oleae* presenta una tasa de parasitismo muy escasa, la cual no supera el 5,9% consideradas insuficientes para un control eficaz de la plaga (Fernández et al., 1979). Éste dato contrasta con lo planteado por Bagnoli, citado por Fernández et al. (1979), quien afirma que *S. caerulea* ataca a un 30-40% de hembras ovíparas, llegando en casos extremos al 70%.

Hay que señalar que determinadas especies de hormigas tienen un papel importante en la dinámica de las poblaciones de la cochinilla negra, ya que éstas se alimentan de las sustancias azucaradas excretadas por la cochinilla y al mismo tiempo impiden la acción de enemigos auxiliares (Bibolini, 1958). También se señala que cuando las hormigas son abundantes, estimulan fisiológicamente a las cochinillas, las cuales incrementan la ingestión de savia para producir más miel lo que acorta el ciclo biológico (Bartlett, citado por Vásquez, 2002). Dentro del planteo de manejo integrado de plagas es importante la necesidad del control de las hormigas (Panis, 1977a). Se aconseja particularmente el manejo de la especie *Linepithema humile* (Mayr), ya que esta aleja a los enemigos naturales interfiriendo en el control biológico de la plaga (Ripa y Rodríguez, 1999).

2.3.6.4 Dispersión

Los agentes de dispersión son principalmente el viento, el hombre, aves y otros animales. Es posible que también el agua de lluvia, de rocío o de riego, contribuya a dispersar la cochinilla, aún cuando el insecto parece ser susceptible a este agente. Esta macrodispersión de la cochinilla por los agentes enumerados, se produce generalmente como huevo o en estadios juveniles, ya que las hembras adultas son inmóviles, están bien adheridas al tejido vegetal y son difíciles de remover. Existe también la llamada microdispersión, por la cual las cochinillas se dispersan dentro del microambiente de una sola planta o de plantas contiguas, por sus

propios medios de locomoción o ayudada parcialmente por uno o más de los agentes de dispersión señalados (Mac Coll, citado por Vásquez, 2002).

2.3.6.5 Superpoblación

Finalmente, entre otros factores dependientes de la densidad encontramos a la superpoblación, considerándose como factor limitante en la evolución de la población, ya que en los meses estivales cuando la densidad poblacional es muy elevada, las ninfas mueren en el intento de buscar lugares alimenticios óptimos para la fijación y nutrición (Briales, citado por Fernández et al., 1979).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 DESCRIPCION DE LOS SITIOS DE ESTUDIO

El trabajo fue realizado en dos establecimientos olivícolas de la zona sur del país, ubicados en el Departamento de San José. Las parcelas fueron seleccionadas por presentar elevadas poblaciones de *S. oleae* en temporadas anteriores. Una de las mismas se ubicó en el Establecimiento Almafuerte en el paraje Rincón de Carballo, y la otra en el Establecimiento Tranco Largo en la ruta 3 km 101.

En ambos casos se trató de parcelas de la variedad Arbequina implantadas en secano, las cuales se encontraban en sus primeros años productivos. Para el caso de Almafuerte se trabajó en un cuadro de 7 há de superficie que fue instalado en noviembre de 2007 utilizando un marco de plantación de 4 x 7 m con una orientación noroeste - sureste de las filas. Por su parte, en Tranco Largo se trabajó en una parcela de 8 há aproximadamente, instalada en octubre de 2007 con el mismo marco de plantación y una orientación norte - sur de las filas. Las plantas presentaban diferente desarrollo vegetativo a pesar de ser de edad similar (Figuras 4a y 4b). Esto se ve reflejado en las medidas de altura y diámetro de tronco, donde Almafuerte presenta una altura de planta promedio de 1,80 m y un diámetro de tronco promedio de 3,83 cm, mientras que Tranco Largo presenta una altura promedio de 2,88 m y un diámetro promedio de 8,56 cm.

Desde el momento de implantación, en ambos sitios fueron efectuados los manejos convencionales en cuanto al control de enfermedades utilizando fundamentalmente aplicaciones de productos a base de cobre. No se realizaron aplicaciones de insecticida en ninguno de los años anteriores.

Existieron manejos diferenciales en lo referente a fertilización y poda. En Tranco Largo no se realizaron aplicaciones de fertilizantes, mientras que en Almafuerte se realizaron dos aplicaciones foliares de nitrógeno en cada primavera

desde el año de plantación. Finalmente en lo que refiere a la poda, la misma se realizó desde el primer año en el caso de Tranco Largo, mientras que en Almafuerte fue realizada por primera vez al segundo año, permitiendo un libre desarrollo vegetativo durante el primero.



Figura No. 4: (a) Árboles seleccionados en Tranco Largo. (b) Árboles seleccionados en Almafuerte.

3.2 EVALUACIONES REALIZADAS

3.2.1 Ciclo estacional

Se seleccionaron 10 árboles de cada parcela con presencia de cochinillas, que se escogieron de filas y ubicaciones diferentes. Se descartaron las filas cercanas a cortinas rompeviento. En esos árboles fijos se realizaron muestreos quincenales desde junio de 2011 hasta mayo de 2012. En cada fecha se extrajeron 10 ramas con presencia de cochinillas (una por árbol seleccionado), en las que se observaron los últimos dos crecimientos vegetativos.

Las muestras tomadas de la parcela de Tranco Largo se analizaron en laboratorio bajo microscopio estereoscópico. Para ambos predios se contabilizaron un mínimo de 150 individuos vivos, discriminados en los diferentes estadios de desarrollo. También se observó la presencia o ausencia de enemigos naturales. En la

parcela Almafuerde el procedimiento fue diferente, ya que al tratarse de árboles con un desarrollo vegetativo menor se trató de evitar los muestreos destructivos. En este caso la observación y el registro de los datos se realizaron a campo, utilizando lupa de mano (20X).

La diferenciación de estadios de desarrollo se basó en la descripción de los mismos realizada por Oriolani y Pérez (2008), la cual destaca como factores claves el tamaño de los individuos, color y la aparición de carenas transversales y longitudinales.

3.2.2 Abundancia

En ambas parcelas se seleccionaron 10 árboles (diferentes a los utilizados para el ensayo de ciclo estacional) con presencia de cochinillas. Se escogieron de filas y ubicaciones diferentes, descartando las filas que estuvieran cercanas a cortinas rompeviento. El estudio se realizó desde junio de 2011 hasta mayo de 2012 utilizando una frecuencia mensual. En cada fecha se tomaron al azar 10 ramas por planta en Tranco Largo y 5 ramas en Almafuerde. Se extrajeron de diferentes alturas y orientaciones tanto en el interior como en el exterior de la copa de los árboles. Se trataba de ramas de aproximadamente 40 cm que presentaran los dos últimos crecimientos. En cada una se observó el tallo y 20 hojas seleccionadas al azar.

A nivel de campo se contabilizaron por separado los individuos presentes en el tallo y en las hojas especificando el estadio de desarrollo. En laboratorio se calculó en número promedio de cada estadio de desarrollo por rama y por hoja en cada fecha de muestreo. Se graficó la fluctuación de las poblaciones. Se calculó la proporción de ramas infestadas para cada fecha de muestreo.

Al igual que para el ensayo de ciclo estacional se utilizó la descripción de estadios de desarrollo de Oriolani y Pérez (2008) para la diferenciación de los mismos, y se observó la presencia de enemigos naturales.

Se estudió la distribución de los estadios de desarrollo en tallo y hoja tomando el número de individuos de cada estadio de desarrollo en cada órgano

acumulado durante todo el periodo de estudio. Se probó la hipótesis nula de que el perfil de distribución de los estadios en hoja y tallo es igual mediante una prueba de independencia de Chi-Cuadrado.

En los momentos donde las hembras se encontraban en etapa reproductiva se colectaron 10 cochinillas por parcela. Las hembras se congelaron en freezer para una posterior observación bajo microscopio estereoscópico del número de huevos y ninfas neonatas debajo de su cuerpo. Se determinó el número promedio de huevos y ninfas neonatas por hembra en esas fechas.

Para el estudio de la agregación de las poblaciones se utilizó la ley potencial de Taylor. Este modelo relaciona la media y la varianza mediante la ecuación $S^2=am^b$, donde a es un parámetro de escala sin interpretación biológica, el parámetro b describe el grado de agregación de una población, S^2 es la varianza y m la media de los conteos. Cuando $b<1$ la distribución en los brotes es uniforme, si $b>1$ la distribución es agregada o de contagio, cuando $b=1$ la distribución es aleatoria (Taylor 1961, Taylor 1984, Southwood y Henderson 2000).

Se calcularon las medias y las varianzas en cada fecha de muestreo para los distintos estados de desarrollo en tallo y hojas y en cada parcela de estudio. Los parámetros a y b fueron estimados por regresión lineal simple de la media y la varianza transformadas por logaritmo neperiano (Ln) usando el modelo $\text{Ln}(S^2)=\text{Ln}(a)+b\text{Ln}(m)$.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 CICLO ESTACIONAL

En la figuras 5 se representa la estructura de edades de la población a lo largo del año en las dos parcelas de estudio y la fenología del olivo desde floración a maduración del fruto. La población de la cochinilla presentó superposición de estadios a lo largo del año en los dos sitios.

En la parcela de Almafuerte (figura 5a) se identificaron dos generaciones anuales, reafirmando de esta manera lo observado por Basso (1982) en muestreos sobre limoneros en la zona sur del país. Se observaron dos picos claros de hembras adultas en período de oviposición en primavera (23 de noviembre) y en otoño (11 de abril) representando respectivamente el 53% y el 71% del total de la población. Durante el período otoño - invierno del año 2011, la población presentaba casi todos los estadios de desarrollo con predominancia de ninfas de tercer estadio. Las cochinillas invernan principalmente como ninfas de segundo y tercer estadio, que aparentemente tienen una mayor resistencia a las bajas temperaturas que los huevos (De Freitas, 1972). A principios de octubre se produjo un rápido desarrollo de las ninfas observándose picos consecutivos de hembras preovígeras y de hembras en oviposición marcando el inicio de la generación de primavera. Después del pico de hembras, durante la primavera y el verano se produjeron crecimientos subsecuentes de la proporción de ninfas de primer, segundo y tercer estadio. El máximo de ninfas de esa generación se observó al final del verano, predominando las de tercer estadio. En el otoño se manifiestan picos de hembras en estado preovígero y posteriormente de hembras con huevos lo que dará origen a la segunda generación.

En la parcela de Tranco Largo (figura 5b) se observó un pico de hembras adultas en oviposición en primavera (10 de noviembre), constituyendo el 99% del total de la población. Se dio el desarrollo de los estadios ninfales durante la primavera y el verano. A principios de otoño la población estaba constituida

principalmente por ninfas de tercer estadio, las que evolucionaron a hembras preovígeras. Sin embargo, en esta parcela no se registró el pico de hembras en oviposición de la generación de otoño mencionado por Paullier (2008) para nuestras condiciones.

Las diferencias observadas podrían deberse a factores bióticos o abióticos que influyen en las poblaciones afectando el desarrollo o provocando mortalidad diferencial en los estadios. En los países mediterráneos, *S. oleae* puede tener una generación por año, una completa y una segunda generación parcial, o dos generaciones completas, dependiendo de las especies de cultivos, la nutrición del árbol, las prácticas agrícolas, y lo más importante, el factor climático (Panis, 1977b). Por lo general, la segunda generación se observa en zonas costeras, que tienen mayor humedad y temperaturas menos extremas (Argyriou, 1963). La mayoría de los autores mencionan la aparición de una generación a inicios de la estación estival. Algunos de estos también observaron al menos una generación parcial en otoño (Briales y Campos 1986, Noguera et al. 2003). Las prácticas de manejo que disminuyen las temperaturas del verano y aumentan la humedad en los árboles, como son la formación de copas con follajes densos y de gran volumen, o la utilización del riego, producen una segunda generación parcial en zonas cálidas similarmente a lo que ocurre en zonas cercanas a la costa (Daane y Caltagirone, 1989).

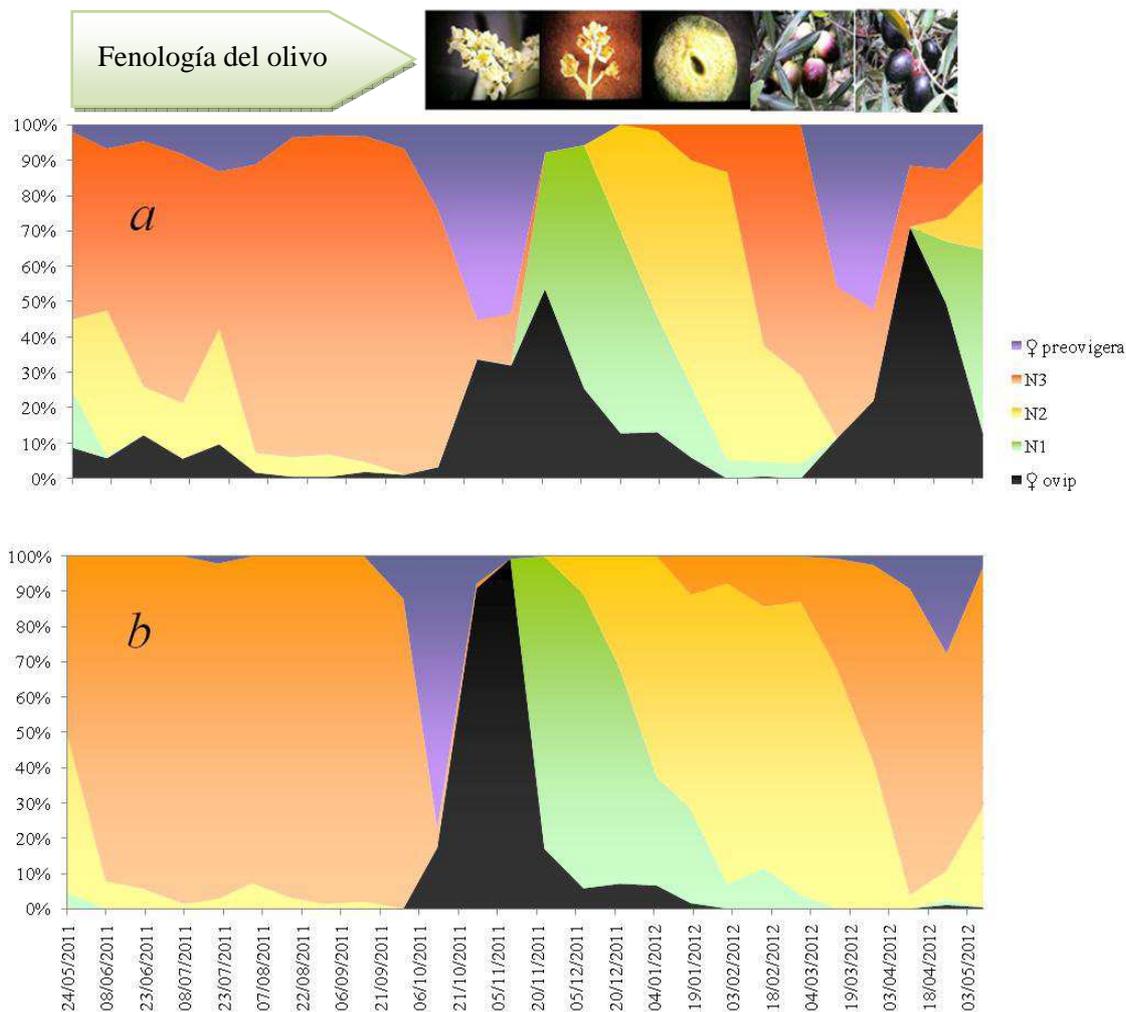


Figura No. 5: Porcentaje de los distintos estadios de desarrollo de *S. oleae* a lo largo del año en las parcelas de Almafuerde (a) y Tranco Largo (b). ♀ ovip = hembra adulta en etapa reproductiva con huevos y/o ninfas neonatas; N1 = ninfa de primer estadio; N2 = ninfa de segundo estadio; N3= ninfa de tercer estadio; ♀ preovigera = hembra adulta antes del inicio de la puesta de huevos. En la parte superior de la figura se muestra la fenología del olivo desde floración a maduración del fruto.

Después de alcanzar un máximo en enero, la densidad de población disminuyó durante varios meses, especialmente durante el verano, debido a la alta mortalidad de estadios inmaduros producto de su desecación. Temperaturas mayores a 30°C, asociada con humedades relativas menores al 30%, pueden causar tasas de mortalidad por encima del 80% en estadios inmaduros. Durante el invierno, cuando

algunas hembras adultas se encuentran presentes, las poblaciones no disminuyen tan severamente como en verano, pero tampoco aumentan (Canard y Laudeho, citados por Tena et al., 2007).

En las parcelas bajo estudio hubieron dos factores que pueden explicar los resultados obtenidos: la formación de los árboles y el manejo de las fertilizaciones. Estos factores podrían provocar diferencias microclimáticas en cuanto a temperatura y humedad en las plantas. Los árboles que cuenten con una mejor aireación en su zona interior dejarán más expuestos a los insectos frente a las condiciones ambientales, siempre y cuando los mismos se encuentren en estadios susceptibles.

Las plantas de las dos parcelas presentaban diferencias en lo referente a la arquitectura y al desarrollo vegetativo. En la parcela de Almafuerte no se podaron en el primer año y además se realizaron dos aplicaciones de fertilizante foliar nitrogenado en cada primavera. Estas plantas eran de menor tamaño y con copas más cerradas. De esta manera las plantas conservarían condiciones de temperatura y humedad que favorecerían el desarrollo de los estadios ninfales y la manifestación del segundo pico de hembras en oviposición.

Centrándonos en una posible planificación de manejo químico, para Almafuerte se observa en primera instancia la presencia de dos momentos oportunos. Uno a fines del mes de agosto cuando no existe presencia de fruto en los árboles, y otro durante el mes de febrero durante el crecimiento del mismo (endurecimiento de carozo), basándonos en que no se detecta presencia de individuos adultos en cualquiera de esos momentos. Por otra parte, en el mes de agosto existe una elevada proporción de ninfas de tercer estadio, los cuales se presentan como resistentes frente a posibles aplicaciones. Para el caso del mes de febrero se observa que con el paso de los días la proporción de ninfas de tercer estadio va tomando importancia, por lo que se preferiría realizar el control lo más temprano posible en dicho mes. Recordemos que se debe apuntar a un control de los estadios más susceptibles como lo son ninfas neonatas o ninfas de primer y segundo estadio.

Para Tranco Largo se plantea el mismo razonamiento tratando de evitar la realización de aplicaciones tanto en presencia de individuos adultos con huevos en su interior como de altas proporciones de ninfas de tercer estadio. Teniendo en cuenta lo anterior se observa un período que va desde febrero hasta principios del mes de abril. Al igual que para el caso de Almafuerie sería preferible realizar las aplicaciones en los primeros día de este período, evitando que con el paso de los días la proporción de ninfas de tercer estadio aumente.

4.2 ABUNDANCIA

4.2.1 Fluctuación poblacional

Los árboles de las dos parcelas presentaron diferencias en la abundancia de poblaciones de *S. oleae*. El promedio de insectos/tallo en Almafuerie fue de 7,88, mientras que en Tranco Largo la población fue notoriamente más baja, se observó un promedio general de 4,66 insectos/tallo

En las figuras 6 y 7 se presentan las variaciones estacionales de la abundancia de los distintos estadios de desarrollo sobre tallo, hoja y rama en las dos parcelas de estudio.

En los árboles de la parcela de Almafuerie (figura 6) a fines de otoño (junio de 2011) se observó una alta densidad de población en tallo (13 insectos/tallo) y en hojas (0,5 insectos/hoja). Las poblaciones disminuyeron drásticamente durante el invierno y se hicieron mínimas en primavera (3,3 insectos/tallo; 0,003 insectos/hoja). En noviembre comienzan a aumentar. Este aumento es originado por la eclosión de los huevos y la emergencia de ninfas del primer pico de hembras en etapa reproductiva de la temporada (figura 4). El máximo poblacional de esa generación se observó en enero de 2012. Estudios realizados por Tena et al. (2007) muestran que las poblaciones alcanzan su punto máximo en verano, debido a la aparición sincronizada de ninfas neonatas, concentrándose luego de un período de oviposición a principios de primavera. Sin embargo en nuestro estudio el pico de hembras de la

generación de otoño produce un incremento importante de las poblaciones (mayo de 2012). Se observó una predominancia de los estadios ninfales en la mayoría de los meses bajo estudio, exceptuando octubre, marzo y abril, donde hubo una alta proporción de hembras adultas en los tallos.

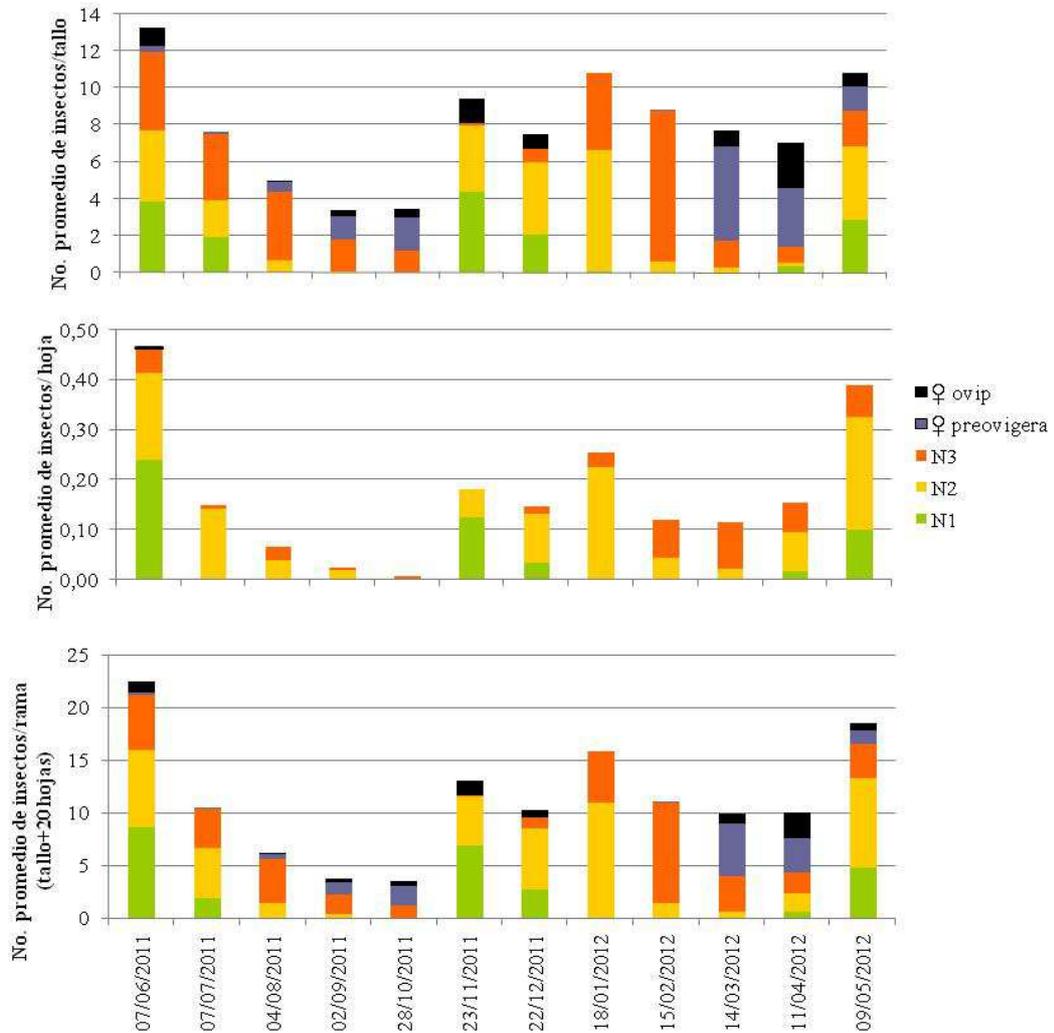


Figura No. 6: Fluctuación poblacional *S. oleae* en tallo, hojas y rama en la parcela de Almafuerde. ♀ ovip = hembra adulta en etapa reproductiva con huevos y/o ninfas neonatas; N1= ninfa de primer estadio; N2 = ninfa de segundo estadio; N3= ninfa de tercer estadio; ♀ preovigera = hembra adulta antes del inicio de la puesta de huevos.

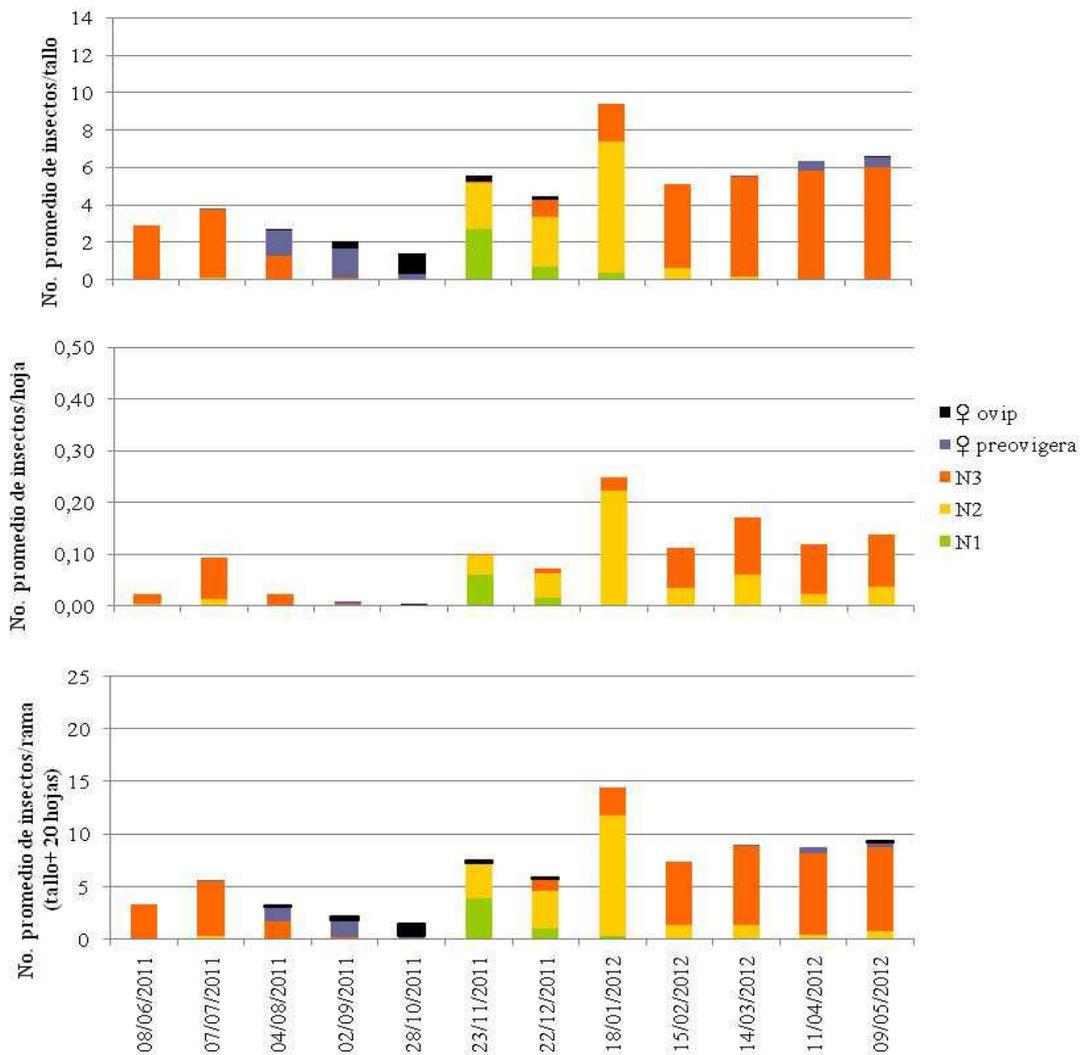


Figura No. 7: Fluctuación poblacional *Saissetia oleae* en tallo, hojas y rama en la parcela de Tranco Largo. ♀ ovip = hembra adulta en etapa reproductiva con huevos y/o ninfas neonatas; N1= ninfa de primer estadio; N2 = ninfa de segundo estadio; N3 ninfa de tercer estadio; ♀ preovigera = hembra adulta antes del inicio de la puesta de huevos.

En Tranco Largo al inicio de los estudios (figura 7) la población fue más baja (2,85 insectos/tallo; 0,02 insectos/hoja) que en las plantas de Almafuerde. El máximo de las poblaciones también se observó en enero de 2012 con 9,41 insectos/tallo y 0,25 insectos/hoja, mostrando la importancia de la generación de

primavera en la abundancia de las poblaciones. De igual forma que en el estudio de ciclo estacional (figura 5b) no se detectó una proporción alta de hembras adultas en meses de otoño en el tallo como el caso de Almafuerte. Coincidentemente no se observó la presencia de un máximo poblacional en otoño. La menor abundancia de las poblaciones de la cochinilla fue en primavera de 2011. También predominaron las ninfas a lo largo del año, exceptuando en tallo los meses de agosto, setiembre y octubre.

Las poblaciones de *S. oleae* a menudo presentan diferencias considerables dentro de un año y entre los años debido a la acción de los enemigos naturales, el uso de plaguicidas y las condiciones ambientales (Panis, 1977b). Durante el período de estudio no se detectó la presencia de enemigos naturales ni sus indicios, orificios de salida ni restos de muda de parasitoides, en ninguna de las parcelas, por lo que este factor no sería el causante de las diferencias observadas. A su vez, las parcelas seleccionadas se encuentran en una misma zona geográfica y se trata de establecimientos linderos bajo condiciones climáticas muy similares. El manejo sanitario fue exactamente el mismo desde su plantación, aplicándose únicamente fungicidas de contacto (Captan, Mancozeb) en años anteriores al ensayo, por lo que también se descarta su influencia. Las bajas temperaturas en invierno y altas temperaturas junto con la baja humedad en verano, así como la ocurrencia de precipitaciones producen altos niveles de mortalidad (De Freitas 1972, Fernández et al. 1979) La diferencia en abundancia entre ambas parcelas podrían deberse a que árboles con menos follaje y una arquitectura más abierta dejan más expuestas a las poblaciones ante condiciones desfavorables. De esta manera durante el verano se podrían haber producido efectos negativos sobre las mismas. Sin embargo en nuestro estudio aunque se detectó una disminución de las poblaciones en invierno, en el verano se mantuvieron altas.

A diferencia de lo encontrado en el tallo, en las hojas de los árboles de las dos parcelas casi no se observaron hembras adultas, predominando los estadios inmaduros durante todo el período de estudio. Briales y Campos (1986) en España, encontraron que a fines del invierno e inicio de primavera, la población de *S. oleae*

(representada por ninfas de segundo y tercer estadio fundamentalmente), se sitúa principalmente en la hoja, y en menor medida en el tallo. Las mínimas poblaciones en tallo se presentan más avanzada la primavera, y a partir de ese momento aumentan, mientras que en hoja descienden. En junio (hemisferio Norte) la población del cóccido aumenta considerablemente al fijarse en la planta la nueva generación, y a finales de este mes, cuando se encuentra fundamentalmente representada por ninfas de primer estadio, la densidad en hoja supera una vez más ampliamente a la del tallo. Durante la etapa ninfal del desarrollo del cóccido, la hoja proporciona el sustrato más adecuado para la fijación. Durante el estado adulto, por el contrario, el tallo es el sustrato preferencial. Estas diferencias se explicarían en principio por la búsqueda de la ninfa neonata de *S. oleae* de los microhábitats más húmedos, y por ello, su tendencia a colonizar las hojas (Neuenschwander y Paraskakis, citados por Briales y Campos, 1986). A medida que transcurre el ciclo evolutivo de la cochinilla, se produce la colonización del tallo por parte del insecto instalado previamente en la hoja. Al mismo tiempo, se verifica una reducción de la población total bajo la acción de los factores de mortalidad (Briales y Campos, 1986).

Considerando únicamente los gráficos de fluctuación poblacional y centrándonos en una posible planificación de manejo químico, para Almafuerte podríamos decir que los meses de enero y febrero serían los adecuados para realizar aplicaciones de insecticidas, basándonos en el hecho de que no hay presencia de adultos sobre los tallos. A su vez debemos destacar la importancia del control de la generación de primavera –verano, la cual produce las mayores diferencias en materia de crecimiento de las poblaciones. Por otra parte, de un mes a otro se observa que la proporción de ninfas de tercer estadio va tomando importancia, por lo que se preferiría realizar el control en enero. Lo anterior coincide con los períodos de nacencia de individuos inmaduros presentados en el estudio de ciclo estacional. Todos los meses podrían ser considerados como momentos oportunos de control en base a la falta de individuos adultos si nos centráramos únicamente en los muestreos de hoja, pero recordemos que se debe apuntar a un control de los estadios más susceptibles como lo son ninfas neonatas o ninfas de primer y segundo estadio. Por

lo tanto podríamos considerar al mes de noviembre como el momento más susceptible. Sería entonces conveniente darle preferencia a los muestreos de tallos, ya que en estos se detectaría o no la presencia de individuos adultos para poder tomar decisiones posteriormente.

Para Tranco Largo, al igual que en Almafuerte, si tomamos únicamente los muestreos en hojas para determinar aplicaciones de insecticidas, todos los meses podrían ser considerados como ventanas de control químico. Dentro de las opciones, el mes de noviembre se presenta como más propicio aún, contando con una alta proporción de ninfas de primer y segundo estadio, y ausencia de ninfas de tercer estadio. Igualmente, comparando las ventanas de control determinadas por los muestreos en diversos órganos, vemos que para el caso del mes de noviembre se destaca la presencia de hembras adultas en los tallos, por lo que las aplicaciones en este momento no serían del todo efectivas. Por esto es que toma mayor importancia el muestreo en tallos de manera de, cómo ya mencionamos, detectar los momentos en que no hay presencia de adultos. Tomando en cuenta esto cambiaríamos la decisión y planificaríamos un control en enero, momento en el cual predominan los individuos inmaduros y la proporción de ninfas de tercer estadio no es tan importante.

Finalmente, todo lo anterior resalta la importancia del monitoreo, destacándose la importancia de realizarlo sobre tallos. De esta manera, tratándose a su vez de una plaga que presenta superposición de estadios de desarrollo, podremos determinar el número de generaciones anuales y el momento óptimo de control, de manera de poder establecer correctas prácticas de manejo.

4.2.2 Porcentaje de ramas infestadas

Cuadro No. 2: Porcentaje de ramas infestadas por fecha de muestreo en las parcelas Almafuerite (*a*) y Tranco Largo (*b*).

<i>a</i>		<i>b</i>	
Fecha	% ramas infestadas*	Fecha	% ramas infestadas*
07/06/2011	90	08/06/2011	78
07/07/2011	90	07/07/2011	81
04/08/2011	76	04/08/2011	73
02/09/2011	74	02/09/2011	68
28/10/2011	68	28/10/2011	51
23/11/2011	88	23/11/2011	70
22/12/2011	82	22/12/2011	76
18/01/2012	96	18/01/2012	91
15/02/2012	88	15/02/2012	87
14/03/2012	84	14/03/2012	88
11/04/2012	92	11/04/2012	89
09/05/2012	88	09/05/2012	87

* porcentaje de ramas (tallo + 20 hojas) con por lo menos 1 individuo

Los porcentajes de ramas infestadas (cuadro 2) fueron altos en las dos parcelas durante todo el periodo de estudio. En Almafuerite en todas las fechas de muestreo se registraron los mayores valores. En esta parcela se observaron también las densidades poblacionales mayores tanto en tallo como en hoja (figura 4). La menor infestación se observó en primavera (octubre) con el 51% de las ramas con cochinillas en la parcela de Tranco Largo y 68% en Almafuerite. Los máximos en la parcela de Almafuerite se ubican en los meses de enero y abril (con el 96 y 92% de las ramas infestadas respectivamente) coincidiendo con los períodos de emergencia de ninfas de las generaciones de primavera y otoño. Lo mismo ocurre para el caso de Tranco Largo, siendo enero el momento de mayor infestación (91% de las ramas

infestadas) en concordancia con la emergencia de la generación primaveral, única generación observada en dicho predio.

4.2.3 Distribución de estadios de desarrollo según órgano vegetativo

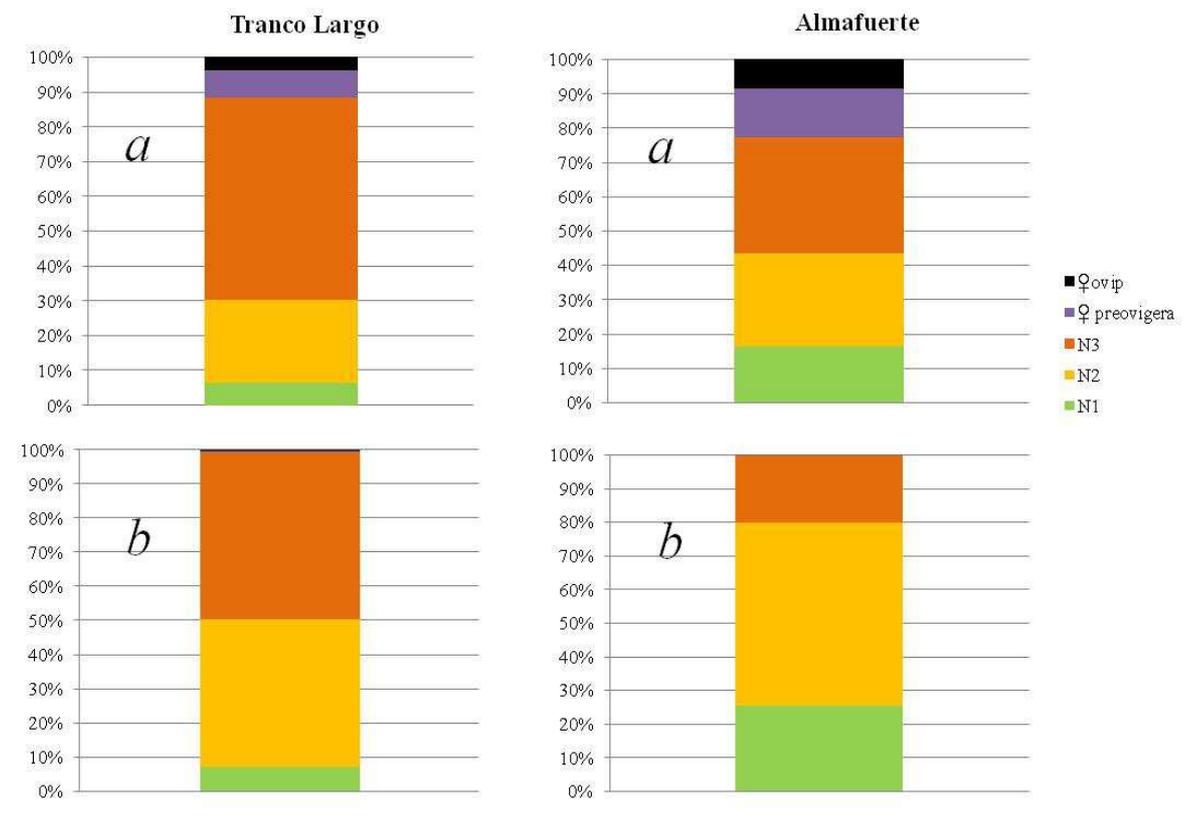


Figura No. 8: Distribución de estadios de desarrollo de la cochinilla sobre tallo (*a*) y hoja (*b*) en las dos parcelas de estudio. Porcentaje de cada estadio en el total de individuos muestreados en todo el período de estudio. ♀ ovip = hembra adulta en etapa reproductiva con huevos y/o ninfas neonatas; N1= ninfa de primer estadio; N2 = ninfa de segundo estadio; N3= ninfa de tercer estadio; ♀ preovigera = hembra adulta antes del inicio de la puesta de huevos.

El perfil de distribución de las proporciones de los estadios de desarrollo es diferente ($P < 0,001$) en el tallo y en las hojas en las dos parcelas (figura 7). Los estadios inmaduros predominaron en ambos órganos. En tallos las ninfas jóvenes constituyeron entre el 80% y 85% de los individuos, mientras que en las hojas

ocuparon casi el 100%. Se observó que las hembras adultas (preovígeras y en etapa reproductiva) se ubican principalmente en tallos y representaron entre el 15 y el 25% del total de individuos de la población.

Nuestros resultados coinciden con los obtenidos por Briales y Campos (1986) que encontraron que esta especie se sitúa preferentemente durante las etapas ninfales de su desarrollo sobre el envés de las hojas. Las hembras preovígeras y en oviposición son más abundantes en el tallo.

4.2.4 Proporción de huevos/ individuo adulto

En el cuadro 3 se observa que el número de huevos por hembra es alto aunque menor al mencionado en la bibliografía (Quiroz y Tapia 2002, Prado et al. 2003, Tapia et al. 2003, Barranco et al. 2008, Holgado y Gasparini 2008). El promedio más alto fue de 571 huevos+ninfas neonatas por hembra valor correspondiente a la parcela de Tranco Largo en primavera. La falta de datos en dicho predio a partir del 18 de enero se debe a que no fue posible recolectar 10 individuos adultos. Esto coincide con el hecho de que no se observó un segundo pico de hembras en oviposición en otoño, por lo que para este caso solo se colectaron individuos en el período primavera – verano. Por su parte, en la parcela de Almafuerte se muestrearon hembras en etapa reproductiva correspondientes a la dos generaciones, en el período primavera – verano y otoño – invierno. En el verano se observó un aumento en la proporción de ninfas neonatas, constatándose también de manera visual la presencia de corion de los huevos ya eclosionados debajo de las hembras.

Cuadro No. 3: Individuos promedio por hembra adulta congelada en laboratorio.

	No. huevos/ ♀	No. ninfas neonatas/ ♀	No. total/ ♀
ALMAFUERTE			
23/11/2011	146,5	22,6	169,1
08/12/2011	42,0	166,3	208,3
22/12/2011	64,7	102,6	167,3
05/01/2012	25,3	62,5	87,8
18/01/2012	33,8	47,4	81,2
28/03/2012	92,3	2,6	94,9
11/04/2012	110,0	36,3	146,3
25/04/2012	170,3	26,6	196,9
09/05/2012	157,1	58,2	215,3
TRANCO LARGO			
23/11/2011	456,6	114,2	570,8
08/12/2011	109,1	119,0	228,1
22/12/2011	50,4	81,7	132,1
05/01/2012	33,2	50,1	83,3
18/01/2012	18,3	38,1	56,4

Según Briales y Campos (1986) las hembras adultas poseen alta fecundidad, oviponen desde unos pocos cientos a 2500 huevos, provocando aumentos significativos en las poblaciones cuando las condiciones ambientales son favorables. Se encontró una relación significativa entre el volumen de la hembra adulta y el número de huevos que se encuentran debajo de la misma. El tamaño de una hembra representa exactamente su potencial de fecundidad (Tena et al., 2007). Esta relación también fue observada por Pereira, citado por Tena et al. (2007). La eclosión de los huevos de la cochinilla comienza antes que las hembras hayan terminado de oviponer el total de los mismos. Por esta razón, el número de huevos contados no siempre coincide con el total esperado, ya que las hembras pueden estar en las primeras etapas de su período de oviposición (Pereira, citado por Tena et al., 2007). Esto explicaría el bajo número de huevos por hembra observado en los muestreos, lo que

no manifiesta correctamente el potencial de fecundidad de las hembras en oviposición. Se considera que el volumen de la hembra representa su fecundidad potencial con más precisión que el número de huevos que se encuentran en un momento particular. El tamaño de la cochinilla en invierno es menor que al final de la primavera, probablemente como consecuencia de la influencia de las altas temperaturas durante el verano sobre el desarrollo de estadios inmaduros (Ray, citado por Tena et al., 2007). En nuestro estudio se encontró un menor número de huevos y ninfas neonatas por hembra en el verano, probablemente debido a un menor tamaño de las cochinillas.

4.3 AGREGACIÓN DE POBLACIONES

En el cuadro 4 se observa que los parámetros b fueron significativamente mayores a uno ($P < 0,05$) en tallo y hojas en ambas parcelas en la mayoría de los casos, indicando una distribución agregada de todos los estadios de desarrollo en ambos órganos. El único caso en el cual no se detectaron diferencias significativas fue para ninfas de primer estadio sobre tallo en Tranco Largo. Este también presentó un valor más bajo de R^2 (0,63). En esta parcela contamos con un número de fechas limitado ($n=3$) donde se encontraron ninfas de primer estadio en tallo lo que explicaría estos resultados. No se observaron diferencias significativas en el parámetro b entre órganos o entre parcelas.

Kapatos et al. (1997), Pereira et al. (1999) encontraron que la ley potencial de Taylor define de modo adecuado la agregación de poblaciones de *S. oleae* en olivos. En estos estudios los valores del parámetro b fueron significativamente mayores a uno indicando una distribución agregada similarmente a lo encontrado en nuestro trabajo. De la misma manera, no se encontraron diferencias entre tallo y hoja (Kapatos et al., 1997).

Cuadro No. 4: Estimadores de los parámetros (*a*, *b*) de la ley potencial de Taylor por estadio de desarrollo, en hojas y tallos en las dos parcelas; intervalo de confianza para *b* (I.C); y valor de *t* y *p* en la prueba de la $H_0: b=1$.

ALMAFUERTE		<i>a</i>	<i>b</i>	I.C	R ²	H ₀ : b=1 t	p-valor	
Tallo	N1	2,06	1,39	1,23 - 1,54	0,99	6,31	<0,001	
	N2	1,68	1,25	1,04 - 1,46	0,95	2,65	0,013	
	N3	1,54	1,37	1,13 - 1,61	0,93	3,41	0,003	
	hembrap	1,68	1,39	1,12 - 1,67	0,95	3,45	0,005	
	hembrah	1,46	1,38	1,12 - 1,64	0,95	3,42	0,006	
	totn	1,42	1,39	1,06 - 1,72	0,89	2,63	0,013	
	tothemb	1,62	1,41	1,12 - 1,70	0,92	3,23	0,005	
	Hoja	N1	5,71	1,28	0,99 - 1,57	0,97	2,67	0,028
Hoja	N2	5,09	1,21	1,02 - 1,40	0,95	2,52	0,015	
	N3	5,66	1,37	1,08 - 1,65	0,92	2,88	0,009	
	totn	5,52	1,44	1,27 - 1,61	0,97	5,74	<0,001	
	TRANCO LARGO							
	Tallo	N1	2,05	1,26	-6,35 - 8,88	0,63	0,44	0,368
		N2	1,71	1,20	0,97 - 1,43	0,96	2,14	0,038
		N3	1,37	1,28	1,16 - 1,41	0,98	5,07	<0,001
		hembrap	0,95	1,21	1,05 - 1,38	0,98	3,37	0,010
hembrah		1,63	1,59	1,09 - 2,08	0,94	3,28	0,015	
totn		1,46	1,30	1,12 - 1,49	0,96	3,67	0,0025	
tothemb		1,63	1,59	1,09 - 2,08	0,94	3,74	0,003	
Hoja	N1	6,35	1,44	1,33 - 1,56	1,00	48,70	0,007	
	N2	5,49	1,35	1,26 - 1,43	0,99	9,69	<0,001	
	N3	5,01	1,25	1,15 - 1,35	0,99	5,56	<0,001	
	totn	5,24	1,31	1,15 - 1,46	0,97	4,48	<0,001	

N1= ninfa de primer estadio; N2= ninfa de segundo estadio; N3= ninfa de tercer estadio; hembrap= hembra preovígera; hembrah= hembra adulta en etapa reproductiva con huevos y/o ninfas neonatas; totn= total de ninfas (N1+N2+N3); tothemb= total de hembras (preovígeras+adultas).

El estudio de la agregación de las poblaciones provee información útil para comprender el comportamiento de las especies (Taylor 1961, Taylor 1984, Davis 1994). Las especies pueden mostrar una distribución agregada debido a la existencia de zonas especialmente atractivas como hábitat o como alimento, o resultante de la puesta de huevos agrupados (Davis 1994, García Marí 2004). Debemos recordar que las hembras adultas de la cochinilla depositan los huevos en masa, lo que sumado a la escasa capacidad de dispersión de los estadios ninfales da como resultado una distribución agregada.

Además, la distribución de las poblaciones es una de las propiedades ecológicas más importantes que es necesario conocer para muestrearlas eficientemente. Esta información es usada para determinar un patrón de muestreo y tamaño de muestra adecuados (Davis, 1994). En nuestros resultados se podría obtener un único tamaño de muestra, ya que todos los valores de b para tallo y hoja en las dos parcelas caen dentro de un mismo intervalo de confianza.

El tallo es el órgano importante a muestrear, las hembras en etapa reproductiva se localizan preferentemente en este estrato, y es necesario su monitoreo para la determinación del momento óptimo de control. La relación varianza-media de todos los estadios de desarrollo en conjunto (ninfas y hembras) en tallo se presenta en la figura 8. Para Almafuerte se obtuvo un $b= 2,00$ (I.C: 1,48-2,52) con un $R^2 0,87$, $t=4,29$ y $p<0,001$. En Tranco Largo se obtuvo un $b=1,56$ (I.C: 1,07-2,05) con un $R^2 0,83$, $t=2,55$ y $p=0,014$.

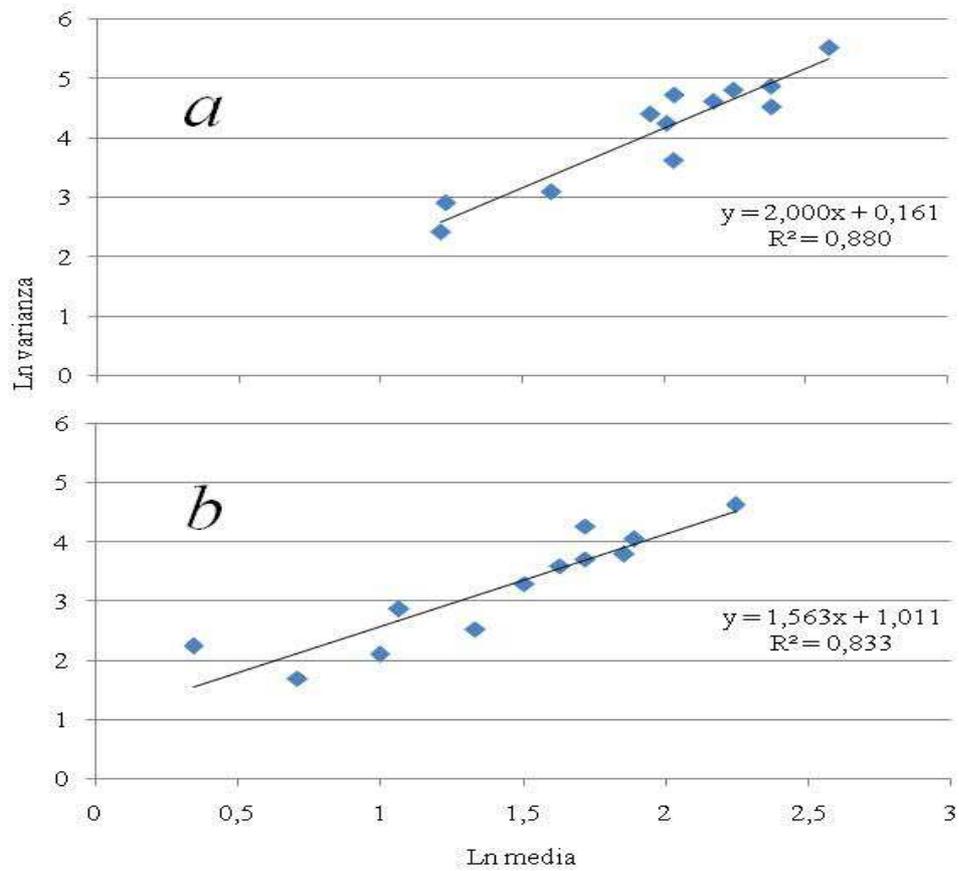


Figura No. 9: Regresión entre el logaritmo neperiano (Ln) de la media y de la varianza del número de insectos totales (ninfas y hembras) sobre tallo en las parcelas Almafuerde (*a*) y Tranco Largo (*b*).

5. CONCLUSIONES

En la parcela de Almafuerde se identificaron dos picos claros de hembras adultas en período de oviposición en primavera y en otoño. Durante la primavera y el verano se produjeron crecimientos subsecuentes de la proporción de ninfas de primer, segundo y tercer estadio. En el otoño se manifestaron picos de hembras en estado preovígero y posteriormente de hembras con huevos. Sin embargo en la parcela de Tranco Largo se manifestó un solo pico de hembras adultas en oviposición en primavera. Se observó el desarrollo de los estadios ninfales durante la primavera y el verano. A principios de otoño la población estaba constituida principalmente por ninfas de tercer estadio que evolucionaron a hembras preovígeras, aunque no se observaron hembras en oviposición en este período.

En el mes de febrero no hay presencia de hembras adultas en oviposición y aparece como un momento oportuno de control. Para una mayor eficiencia los tratamientos deberían realizarse al principio de ese mes apuntando a un control de los estadios más susceptibles como lo son las ninfas de primer y segundo estadio.

Los árboles de la parcela de Almafuerde presentaron una abundancia mayor a la observada en Tranco Largo. La tendencia de las poblaciones en tallo y hoja es similar. En las dos parcelas las poblaciones fueron mínimas durante la primavera. El pico de hembras en oviposición de primavera produce un incremento importante de las poblaciones con máximos en enero en las dos parcelas. En Almafuerde también se observó otro máximo de poblaciones a fines de otoño que correspondió al segundo pico de hembras en oviposición manifestado en esta parcela.

La distribución de los estadios de desarrollo es diferente en tallo y en hoja. Las hembras adultas se encuentran en el tallo mientras que las ninfas se localizan en hoja y tallo. Es importante el muestreo de tallos para el monitoreo de hembras en oviposición para la determinación de los momentos oportunos de control.

Utilizando la ley potencia de Taylor se determinó que las poblaciones de ninfas y hembras de la cochinilla en tallo y hojas son agregadas. El parámetro b fue significativamente mayor a uno, no existiendo diferencias entre estadios de

desarrollo, órganos de la planta, y parcelas de estudio. Estos resultados son la base para la determinación de un tamaño de muestra adecuado para el muestreo de la cochinilla.

6. RESUMEN

Actualmente la cochinilla negra, *Saissetia oleae*, es considerada una de las principales plagas de los olivos en Uruguay. Provoca daños directos por la succión de savia e indirectos por la excreción de sustancias azucaradas las cuales son sustrato para el desarrollo de hongos saprófitos que producen lo que se conoce como ‘fumagina’. Ante la ausencia de conocimientos sobre la plaga en el cultivo en nuestras condiciones se realizaron estudios para determinar su ciclo estacional, las variaciones estacionales en abundancia y la agregación de las poblaciones. La investigación se llevó a cabo en el período junio de 2011 a mayo 2012 en dos parcelas ubicadas en predios comerciales de la zona sur. Los resultados muestran que en la parcela de Almafuerde se identificaron dos picos claros de hembras adultas en período de oviposición en primavera y en otoño. Sin embargo en la parcela de Tranco Largo se manifestó un solo pico de hembras adultas en oviposición en primavera. Durante la primavera y el verano se observó el desarrollo de los estadios ninfales. En el mes de febrero no hay presencia de hembras adultas en oviposición y aparece como un momento oportuno de control. Los árboles de la parcela de Almafuerde presentaron una abundancia de la cochinilla mayor a los árboles en Tranco Largo. La fluctuación de las poblaciones de la cochinilla en tallo y hoja fue similar. En las dos parcelas las poblaciones fueron mínimas durante la primavera. El pico de hembras en oviposición de primavera produce un incremento importante de las poblaciones con máximos en enero en las dos parcelas. En Almafuerde también se observó otro máximo de poblaciones a fines de otoño que correspondió al segundo pico de hembras en oviposición manifestado en esta parcela. La distribución de los estadios de desarrollo es diferente en tallo y en hoja. Las hembras adultas se encuentran en el tallo mientras que las ninfas se localizan en hoja y tallo. Utilizando la ley potencial de Taylor se determinó que el parámetro b fue significativamente mayor a uno y sin diferencias entre estados de desarrollo, órgano de la planta y parcelas, indicando que las poblaciones de ninfas y hembras de la cochinilla en tallo y hojas son agregadas. Los estudios realizados son un aporte al conocimiento de la

plaga en nuestras condiciones y son básicos para la implementación de planes de manejo.

Palabras clave: Cochinilla negra o H; Ciclo estacional; Abundancia; Agregación de poblaciones; Ley potencial de Taylor.

7. SUMMARY

At present, the black scale *Saissetia oleae* is considered one of the major pests on olives in Uruguay. It produces direct and indirect damage, this last the most important. They are generated by the excretion of sugared substances that are substratum for the development of saprophytic fungus which produces what is known as “sooty mold”. Due to the lack of knowledge about the pest in the crop, studies were done in order to determine its seasonal cycle, abundance and aggregation of population. The research was conducted during June, 2011 to May, 2012 in two plots located in commercial groves of the southern region. The results show that in Almafuentes’s plot two clear peaks of adult females in oviposition period in spring and fall were identified. However in Tranco Largo’s plot there was only one peak of adult female in oviposition in spring season. During spring and summer was observed the nymphal development. In February there is not presence of adult females in oviposition and seems to be a good time to control. The trees in Almafuerite had a major scale abundance than the trees in Tranco Largo. The fluctuation of the scale population in stem and leaves was similar. In the two plots population was minimal during spring season. Peak oviposition females in spring season produces important increase in population with peaks in January in both plots. In Almafuerite was also seen another peak populations in the late fall that corresponds to the second peak of females in oviposition expressed in this plot. The distribution of development stages is different in stem and leaves. Adult females were found in the stems while nymphs were located on leaves and stems. Applying Taylor’s Power Law we can determine that parameter b was higher than one and had no difference between stages of development, plant organs and groves. This showed that populations of nymphs, females of scale insects on stems and leaves are aggregated. The conducted studies are a contribution to the knowledge of the pest in our conditions and are essential for the implementation of management plans.

Keywords: Black or H scale; Seasonal cycle; Abundance; Population aggregation; Taylor’s power law.

8. BIBLIOGRAFÍA

1. ARAYA, J. E. 2000. *Capsicum frutescens* L., nueva planta hospedera de para la cochinilla negra del olivo, *Saissetia oleae* (Olivier) (Homoptera: Coccidae). Boletín del Servicio de Plagas. 26(1): 149-152.
2. ARGYRIOU, L. 1963. Studies on the morphology and biology of the black scale (*Saissetia oleae* (Bernard)) in Greece. Environmental Entomology. 5: 353-377.
3. BARRANCO, D.; FERNANDEZ ESCOBAR, R.; RALLO, L. 2008. El cultivo del olivo. 6a. ed. Madrid, Junta de Andalucía/Mundi-Prensa. 846 p.
4. BASSO, C. 1982. Distribución estacional de *Saissetia oleae* (Ol.) (Homoptera: Coccidae) en el Uruguay. Revista Técnica Facultad de Agronomía. no. 52: 111-118.
5. BEINGOLEA, O. 1969. Notas sobre la biología de *Saissetia oleae* Bern. (Hom.: Coccidae), “Queresa negra del olivo”, en laboratorio y en el campo. Revista Peruana de Entomología. 12(1): 130-136.
6. BENTANCOURT, C. M.; SCATONI, I. B. 2001. Enemigos naturales; guía ilustrada para la agricultura y la forestación. Montevideo, Facultad de Agronomía/PREDEG/GTZ. 169 p.
7. _____.; SCATONI, I.; MORELLI, E. 2009. Insectos del Uruguay. Montevideo, Hemisferio Sur. 658 p.
8. BERNAL, R. 1995. Plagas de citrus y su control. Montevideo, INIA. 29 p. (Serie Técnica no. 63).
9. BIBOLINI, C. 1958. Contribución al conocimiento de la cochinilla del olivo. *Saissetia oleae* Bern. (Homóptera, Cocc.). Pisa, Italia, Universidad de Pisa. Instituto de Entomología Agraria. Frustula Entomologica. 95 p.

10. BRIALES, M. J.; CAMPOS, M. 1985. Contribución al estudio de la entomofauna parasitaria de *Saissetia oleae* (Olivier, 1791) (Hom., Coccidae) en la zona de Iznalloz (Granada). Boletín Asociación Española de Entomología. 9: 55 – 62.
11. _____.; _____. 1986. Repartición espacial de *Saissetia oleae* (Olivier) sobre el árbol. Boletín Sanitario de Plagas. 12: 93-101.
12. CAMPOS, M. 2011. Las plagas y su manejo en el olivar ecológico. In: El olivar ecológico. Madrid, Mundi-Prensa. pp. 155-202.
13. CONDE, P.; VILLAMIL, J. J.; VILLAMIL, J. 2010. Evaluación de variedades de olivo en Uruguay. In: Jornada de Divulgación (2010, Las Brujas, Canelones). Resultados experimentales en olivos. Montevideo, INIA. pp. 1-10 (Actividades de Difusión no. 626).
14. CONTADOR, F.; GATTINI, F. 2007. Eficacia de diferentes tratamientos y métodos de aplicación en el control de la conchuela negra del olivo (*Saissetia oleae*) en paltos. In: World Avocado Congreso (6th., 2007, Viña del Mar, Chile). Proceedings. s.n.t. s.p.
15. CORNEJO, J. 1998. El cultivo de los cítricos en Chile (III). Revista Chile Agrícola. 23 (234): 211-214.
16. CUESTA, M. J.; DELGADO, A. 1995. Aproximación a las afecciones (plagas y enfermedades) del olivo cultivado, *Olea europaea sativa*, en el Subbético. Boletín Sanitario de Plagas. 21: 539-550.
17. DAANE, K.M.; CALTAGIRONE, L.E. 1989. Biological control in olive orchards; cultural practices affect control of black scale. California Agriculture. 43: 9-11.
18. DAVIS, P. 1994. Statical for describing populations. In: Pedigo, P.; Buntin, G. eds. Handbook of sampling methods for arthropods in agriculture. Boca Raton, CRC. pp. 33-54.
19. DE FREITAS, A. 1972. A cochonilha-negra (*Saissetia oleae* (Oliv.)) em Oliveira. Bio-ecologia e influencia dos tratamentos antidácicos. Agricultura Lusitana. 33: 349-390.

20. FERNÁNDEZ, J.M.; MENDEVIL, Z.; ALMAGRO, F. 1979. Estudio de *Saissetia oleae* en Córdoba. Boletín del Servicio de Plagas. 5: 149-156.
21. GARCÍA, M.F. 1969. Bioecología de la cochinilla negra del olivo *Saissetia oleae* Bernard y su control biológico. Revista de Investigaciones Agropecuarias INTA, Serie 5 Patología Vegetal. 6(3): 69-81.
22. GARCÍA MARÍ, F. 2004. El muestreo de poblaciones de artrópodos; principios y métodos. Phytoma. 164: 12-18.
23. GRANARA, M.C. 1990. Conociendo nuestra fauna I. Superfamilia Coccoidea (Homoptera: Sternorrhyncha). Tucumán, Argentina, Universidad Nacional de Tucumán. Facultad de Ciencias Naturales e Instituto Miguel Lillo. 43 p. (Serie Monográfica y Didáctica no. 6).
24. GUERRERO, A. 1997. Nueva olivicultura. Madrid, España, Mundi-Prensa. 249 p.
25. HOLGADO, M.G.; GASPARINI, M.L. 2008. Insectos plagas del olivo y sus enemigos naturales. Mendoza, Argentina, Universidad Nacional de Cuyo/Inca. 25 p.
26. KAPATOS, E.T.; STRATOPOULOU, E.T.; SAHINOGLU, A. 1997. Spatial Pattern of *Saissetia oleae* (Homoptera: Coccidae) in Greece. Environmental Entomology. 26 (6): 1202-1207.
27. MOLINA DE LA ROSA, J.L.; JIMÉNEZ, B.; RUIZ, F.; GARCÍA, F.; CANO, J.; PÉREZ, J. 2004. Técnicas de cultivo; plagas y enfermedades del olivo. Sevilla, IFAPA/Junta de Andalucía. Consejería de Agricultura y Pesca. 93 p.
28. MONTIEL, A.; SANTAELLA, S. 1995a. Evolución de la población de *Saissetia oleae* Oliv. bajo condiciones controladas sobre diversos soportes vegetales. Boletín del Servicio de Plagas. 21: 457-464.
29. _____; _____. 1995b. Evolución de la población de *Saissetia oleae* Oliv. en condiciones naturales. Períodos susceptibles de control biológico. Boletín del Servicio de Plagas. 21: 445-455.

30. MURÚA, M.G.; FIDALGO, P. 2001. Listado preliminar de los enemigos naturales de *Saissetia oleae* (Homóptera: Coccidae) en olivares de la provincia de La Rioja, Argentina. Boletín del Servicio de Plagas. 27: 447-454.
31. NOGUERA, V.; VERDÚ, M. J.; GÓMEZ CADENAS, A.; JACAS, J. A. 2003. Ciclo biológico, dinámica poblacional y enemigos naturales de *Saissetia oleae* Olivier (Homoptera: Coccidae), en olivares del Alto Palancia (Castellón). Boletín del Servicio de Plagas. 29: 495-504.
32. ORIOLANI, E .J. A.; PÉREZ, B. A. 2008. Manual de reconocimiento de enfermedades y plagas del olivo. Mendoza, Argentina, INTA. 79 p.
33. PANIS, A. 1977a. Bioecología de la cochinilla común de los agrios en la región mediterránea (Homoptera, Coccoidea, Coccidae). Boletín del Servicio de Plagas. 3: 157-160.
34. _____. 1977b. Contribución al conocimiento de la biología de la cochinilla negra de los agrios (*Saissetia oleae* Olivier). Boletín del Servicio de Plagas. 3: 199-205.
35. _____. 1977c. Lecaninos (Homoptera, Coccoidea, Coccidae) dentro del plan de lucha integrada en la citricultura mediterránea. Boletín del Servicio de Plagas. 3: 111-119.
36. PAULLIER, J. 2008. Plagas del olivo. In: Jornada de Difusión (2008, Las Brujas, Canelones). Resultados experimentales en olivos. Montevideo, INIA. pp. 16-17 (Actividades de Difusión no. 555).
37. PEREIRA, J.; TORRES, L.; BENTO, A. 1999. Analise do padrao espacial dos diferentes estados de desenvolvimento de *Saissetia oleae* (Oliv.) (Homoptera: Coccoidea), em oliveiras, na regio de Tras-os-Montes. Sociedade Portuguesa de Entomología. Boletín SPEN. no. 6: 101-108.
38. PRADO, E.; LARRAÍN, P.; VARGAS, H.; BOBADILLA, D. 2003. Plagas del Olivo, sus enemigos naturales y manejo. La Platina, Santiago de Chile, Instituto de Investigaciones Agropecuarias. Centro Regional de Investigación. 74 p.

39. QUIROZ, C.; TAPIA, C. 2002. Plagas del olivo y su manejo. Conchuela Negra, *Saissetia oleae* (Olivier) (Hemiptera, Coccidae). Ministerio de Agricultura de Chile. INIA Intihuasi. Informativo no. 4. s.p.
40. RIPA, R. 1997. Manejo integrado de plagas. Revista Chile Hortofrutícola. 8 (44): 17-22-27.
41. _____.; RODRIGUEZ, F. 1999. Plagas de cítricos, sus enemigos naturales y manejo. Intihuasi, Chile, INIA Intihuasi. 151 p. (Colección de libros INIA no. 3).
42. RUFFINELLI, A.; CARBONELL, C. 1954. Segunda lista de insectos y otros artrópodos de importancia económica en el Uruguay. Montevideo, Uruguay, Facultad de Agronomía. 52 p.
43. SILVEIRA GUIDO, A.; RUFFINELLI, A. 1956. Primer catálogo de parásitos y predadores encontrados en el Uruguay. Facultad de Agronomía (Montevideo). Boletín no. 32. 78 p.
44. SOUTHWOOD, T. R .E.; HENDERSON, P. A. 2000. Ecological methods. 3rd. ed. s.l., Blackwell Science. 525 p.
45. SPOONER-HART, R.; TESORIERO, L.; HALL, B. 2007. Field guide to olive pests, diseases and disorders in Australia. Australian Government. Rural Industries Research and Development Corporation. Publication no. 07/153. 68 p.
46. TAPIA, F.; ASTORGA, M.; IBACACHE, A.; MARTÍNEZ, L.; SIERRA, C.; QUIROZ, C.; LARRAÍN, P.; RIVEROS, F. 2003. Manual del cultivo del Olivo. Instituto de Investigaciones Agropecuarias. Boletín INIA no. 101. 128 p.
47. TAYLOR, L.R. 1961. Aggregation, variance and the mean. Nature. 189: 732-735.
48. _____. 1984. Assesing and interpreting the spatial distributions of insects populations. Annual Review of Entomology. 29: 321-357.

49. TENA, A.; SOTO, A.; VERCHER, R.; GARCÍA-MARÍ, F. 2007. Density and structure of *Saissetia oleae* (Hemiptera: Coccidae). Populations on citrus and olives; relative importance of the two annual generations. *Environmental Entomology*. 36(4): 700-706.
50. _____.; _____.; GARCÍA MARÍ, F. 2008. Parasitoid complex of black scale *Saissetia oleae* on citrus and olives; parasitoid species composition and seasonal trend. *BioControl*. 53: 473-487.
51. TOUS, J.; VILLAMIL, J.; HERMOSO, J. F.; ALBIN, A. 2005. El olivo en Uruguay. *Olivae: Revista Oficial del Consejo Oleícola Internacional*. 103: 56-61.
52. TRUJILLO PELUFFO, A. 1942. Insectos y otros parásitos de la agricultura y sus productos en el Uruguay. Montevideo, Facultad de Agronomía. 323 p.
53. URBANEJA, A.; RIPOLLÉS, J. L.; ABAD, J.; CALVO, J.; VANACLOCHA, P.; TORTOSA, D.; JACAS, J. A.; CASTAÑERA, P. 2005. Importancia de los artrópodos depredadores de insectos y ácaros en España. *Boletín del Servicio de Plagas*. 31: 209-223.
54. URUGUAY XXI. 2011. Informe Sector Olivícola. Promoción de inversiones y exportaciones. Montevideo. 15 p.
55. VASQUEZ, C. 2002. Manejo integrado de la conchuela negra del olivo, *Saissetia oleae* (Olivier) (HOMOPTERA: COCCIDAE). Tesis Ing. Agr. Iquique, Chile. Universidad Arturo Prat. 48 p.
56. VILLAMIL, J.; ALBIN, A. 2006. Rubros alternativos de producción; olivos y aceite de oliva. *Revista INIA*. no. 7: 31-34.
57. WILLIAMS, D. J.; WATSON, W. 1990. The scale insects of the tropical south pacific region (Parte 3). The Soft scales (Coccidae) and other families. London, C.A.B. International Institute of Entomology. 267 p.