

Plantas refugio: su rol en el control biológico de *Myzus persicae* Sulzer (Hemiptera: Aphididae) en el cultivo de duraznero *Prunus persica* (L.) Batsch (Rosaceae) en Junín, Mendoza, Argentina.

Tesis presentada para optar al título de Magister Scientiae de la Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. Universidad Nacional de La Plata.

María Emilia Mazzitelli

Ingeniera Agrónoma



Universidad Nacional de La Plata
Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales



Comité consejero

Director de tesis

Elisabet Mónica Ricci

Ingeniera Agrónoma (Universidad Nacional de La Plata)

Doctora en Ciencias Agrarias (Universidad Nacional de La Plata)

Codirector de tesis

Daniel Alejandro Aquino

Licenciado en Biología (Universidad Nacional de La Plata)

Doctor en Ciencias Naturales (Universidad Nacional de La Plata)

Codirector de tesis

Jaime Ortego

Ingeniero Agrónomo (Universidad Nacional de Cuyo)

Master of Science mención Protección Vegetal (Universidad Austral de Chile)

Jurado de tesis

Nancy Mabel Greco

Licenciada en Biología (Universidad Nacional de La Plata)

Doctora en Ciencias Naturales (Universidad Nacional de La Plata)

María Gabriela Luna

Licenciada en Biología (Universidad Nacional de La Plata)

Doctora en Ciencias Naturales (Universidad Nacional de La Plata)

Lucía Elena Claps

Licenciada en Ciencias Biológicas (Universidad Nacional de Tucumán)

Doctorado en Ciencias Biológicas (Universidad Nacional de Tucumán)

Fecha de defensa de tesis: 5 de diciembre de 2017.

DEDICATORIA

A mis padres, Emilia y Ernesto

AGRADECIMIENTOS

A la Dra. Mónica Ricci, directora de la tesis, por incorporarme en un excelente grupo de trabajo, por su gran apoyo, valiosos aportes y confianza brindada durante su realización.

Al Dr. Daniel Aquino, codirector de la tesis, por su paciencia, dedicación, profesionalidad y predisposición a enseñarme en todo momento.

Al MSc. Jaime Ortego, codirector de la tesis, por sus aportes, observaciones y correcciones.

Al MSc. Jorge Bustos, director de mi beca INTA, por la confianza puesta en mí desde el principio, por sus consejos y acompañamiento en todo el camino profesional recorrido.

A la Dra. Fabiana Gallardo y a la Dra. Vanina Reche, por su cooperación en las identificaciones de microhimenópteros. A la Dra. Cecilia Margaría por su articulación con el excelente equipo de profesionales del Museo de La Plata.

Al MSc. Marcelo Alberto, por su compromiso y colaboración en el análisis estadístico de los datos, sus enseñanzas y su paciencia. Al Dr. Marcelo Arturi por su colaboración con el diseño experimental a campo del ensayo.

A la EEA INTA Junín, por brindarme un lugar de trabajo.

A Bruno Pescarmona y Fabián Olivera, por abrirme las puertas de la empresa La Campagnola, por confiar y apoyar mi propuesta en todo momento.

A Sonia, Natalí y Georgina, por su colaboración y dedicación en el trabajo de campo y laboratorio.

Al jurado por su compromiso en mejorar esta tesis.

A mis padres, Emilia y Ernesto, mis grandes pilares de vida, por inculcarme valores, respeto, dedicación y amor por el trabajo. A mis hermanos, Abel y Natalí, por estar siempre a mi lado. A mi sobrina Valentina por hacerme pensar todos los días en cómo puedo contribuir a un mundo mejor. A la memoria del inolvidable Héctor.

A todas aquellas personas que de una u otra manera aportaron su ayuda en la realización de esta tesis.

ÍNDICE GENERAL

DEDICATORIA	i
AGRADECIMIENTOS	ii
ÍNDICE GENERAL	iii
ÍNDICE DE TABLAS	vi
ÍNDICE DE FIGURAS	viii
Abreviaturas	x
RESUMEN	xi
ABSTRACT	xii
1. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Cultivo de duraznero (<i>Prunus persica</i> L. Batsch, Rosaceae): producción y comercialización.....	1
1.2. Descripción del “Pulgón Verde del Duraznero” <i>Myzus persicae</i>	1
1.3. Control químico de <i>Myzus persicae</i>	6
1.4. Fruticultura Sustentable y Manejo Integrado de Plagas.....	8
1.5. Control biológico de plagas.....	9
1.6. Control biológico de <i>Myzus persicae</i>	10
1.7. El parasitoide <i>Aphidius colemani</i>	12
2. ANTECEDENTES	18
2.1. Control biológico de plagas mediante el empleo de plantas refugio: sistema avena- <i>R. padi</i> - <i>A. colemani</i> para el control de <i>M. persicae</i>	18
2.2. Hipótesis y objetivos.....	23
2.2.1. Hipótesis generales.....	23
2.2.2. Objetivo general.....	23
2.2.3. Objetivos específicos.....	23
3. MATERIALES Y MÉTODOS	24
3.1. Sitio de estudio y parcela de cultivo.....	24
3.2. Objetivo N° 1: Descripción de las asociaciones naturales planta-áfido-parasitoide en el cultivo del duraznero, en plantas de avena sembradas en el interfilar y en la vegetación aledaña del agroecosistema.....	29
3.2.1. Estudio de las asociaciones planta-áfido-parasitoides en plantas de avena del interfilar y en la vegetación aledaña al cultivo.....	30

3.2.2. Determinación de parasitoidismo natural de <i>M. persicae</i> en duraznero.....	31
3.3. Objetivo N° 2: Desarrollo de un protocolo de cría de <i>A. colemani</i> utilizando como hospedador a <i>R. padi</i> en condiciones semicontroladas, para la obtención de plantas refugio con avena.	32
3.3.1. Cría del hospedador alternativo: <i>Rhopalosiphum padi</i>	32
3.3.2. Cría de <i>Aphidius colemani</i>	33
3.4. Objetivo N° 3: Evaluación de la eficiencia en el control biológico de <i>M. persicae</i> implementado por medio de plantas refugio, para liberar <i>A. colemani</i> en una plantación de duraznero	34
3.4.1. Monitoreo de la plaga <i>M. persicae</i> y determinación del momento oportuno de control.....	34
3.4.2. Introducción de parasitoides al monte frutal.	36
3.5. Objetivo N° 4: Comparación entre la eficiencia del control biológico aumentativo de <i>M. persicae</i> por medio de <i>A. colemani</i> aplicado en plantas refugio con respecto al control químico de la plaga.	38
3.5.1. Estrategia de control químico para <i>Myzus persicae</i>	38
3.5.2. Evaluación del daño de <i>M. persicae</i> a lo largo del periodo de estudio, bajo distintos regímenes de manejo.....	39
3.6. Análisis de resultados.....	39
4. RESULTADOS	43
4.1. Asociaciones planta-áfido-parasitoide en vegetación aleadaña, gramíneas y cultivo de duraznero.	43
4.1.1. Avena sembrada y otras gramíneas presentes en el interfilar y en la vegetación aleadaña al cultivo de duraznero.	43
4.1.2. Determinación de parasitoidismo natural de <i>M. persicae</i> en duraznero, sin manejo fitosanitario.....	48
4.1.3. Análisis de la diversidad de las asociaciones planta-áfido-parasitoide.....	51
4.2. Protocolo de cría de <i>A. colemani</i> sobre <i>R. padi</i> en condiciones semicontroladas para la obtención de plantas refugio con avena.....	52
4.3. Evaluación del sistema avena- <i>R. padi</i> - <i>A. colemani</i> como plantas refugio para el control biológico de <i>M. persicae</i> y el control químico en la plantación de duraznero.....	53

4.3.1. Análisis de la variable porcentaje de parasitoidismo para los años 2015 y 2016.....	53
4.3.2. Análisis de la diversidad de las asociaciones planta-áfido-parasitoide en subparcelas de una plantación de duraznero manejadas con control biológico y químico.....	61
4.4. Evaluación del daño producido por la plaga <i>M. persicae</i> bajo dos estrategias de manejo: control biológico aumentativo por medio de <i>A. colemani</i> aplicado en plantas refugio con respecto al control químico	61
5. DISCUSIÓN.....	65
6. CONSIDERACIONES FINALES	73
7. BIBLIOGRAFÍA.....	75

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Grados de infestación en relación a la densidad de pulgones por brote de duraznero (Adaptado de Costa Comelles <i>et al.</i> , 1991).....	35
Tabla 2. Asociaciones planta-áfido (Hemiptera: Aphididae)-parasitoide (Hymenoptera: Braconidae) en plantas de avena y cebada sembradas en el interfilar del cultivo de duraznero (2015-2016).....	43
Tabla 3. Porcentaje de frecuencia y abundancia relativa de las especies de áfidos provenientes de gramíneas presentes en el interfilar (temporadas 2015-2016).	44
Tabla 4. Porcentaje de frecuencia y abundancia relativa de las especies de parasitoides provenientes de las gramíneas en el interfilar (temporadas 2015-2016).....	44
Tabla 5. Asociaciones planta-áfido (Hemiptera: Aphididae)-parasitoide (Hymenoptera: Braconidae) en la vegetación aledaña al cultivo de duraznero (2015-2016)	45
Tabla 6. Porcentaje de frecuencia y abundancia relativa de las especies de áfidos provenientes de la vegetación aledaña (temporadas 2015-2016).....	46
Tabla 7. Porcentaje de frecuencia y abundancia relativa de las especies de parasitoides provenientes de la vegetación aledaña (temporadas 2015-2016).....	46
Tabla 8. Índices de Berger-Parker y Shannon-Wiener en gramíneas del interfilar, en vegetación aledaña al cultivo y en el cultivo de duraznero.....	51
Tabla 9. Valores esperados de parasitoidismo de <i>M. persicae</i> en la plantación de duraznero con tres regímenes (tratamientos) de manejo diferentes	55
Tabla 10. Estimación de parámetros de regresión logística variable porcentaje de parasitoidismo. Temporada 2015-2016.....	55
Tabla 11. Comparación de tratamientos variable porcentaje de parasitoidismo regresión logística. Temporada 2015-2016.....	56
Tabla 12. Estimación de parámetros regresión logística comparación tratamientos T1 y T2M.....	56
Tabla 13. Ecuaciones de valores esperados de parasitoidismo regresión logística. Temporada 2015-2016.....	57
Tabla 14. Registros mensuales y porcentajes de parasitoidismo. Temporada 2015-2016.....	58
Tabla 15. Índices de Berger-Parker y Shannon-Wiener para los tratamientos T2M y T1.....	61

Tabla 16. Ajuste de modelo de Regresión de Poisson (Testigo como base de comparación). Temporada 2015.....	62
Tabla 17. Ajuste del modelo de Regresión de Poisson (2 Momias/m ² como base de comparación). Temporada 2015.....	63
Tabla 18. Ajuste de modelo de Regresión de Poisson (Testigo como base de comparación). Temporada 2016.....	64
Tabla 19. Ajuste de modelo de Regresión de Poisson (2 Momias/m ² como base de comparación). Temporada 2016.....	64

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Adulto alado (hembra partenogenética) de <i>M. persicae</i>	2
Figura 2. Adulto áptero de <i>M. persicae</i>	3
Figura 3. Izquierda: ninfas de <i>M. persicae</i> ; derecha: huevos de <i>M. persicae</i>	3
Figura 4. Ciclo biológico de <i>Myzus persicae</i> “pulgón verde del duraznero”.....	5
Figura 5. Sintomatología de “rulo” producida por <i>M. persicae</i> en brotes de duraznero..	6
Figura 6. Larva de sírfido en hoja de duraznero.....	11
Figura 7. Adulto de coccinélido en brote de duraznero.....	11
Figura 8. Larva de coccinélido en brote de duraznero.....	11
Figura 9. Hembra de <i>A. colemani</i> parasitoidizando <i>M. persicae</i>	14
Figura 10. Momia de <i>A. colemani</i> en hoja de duraznero.....	15
Figura 11. Izquierda: momias con orificio de salida de adultos de <i>A. colemani</i> ; derecha: detalle de momia.....	15
Figura 12. Adulto de <i>A. colemani</i> . (Foto Dr. E. Saini).....	17
Figura 13. Adulto de <i>A. colemani</i> en montaje indirecto.....	17
Figura 14. Utilización de plantas refugio en cultivos bajo invernáculo.....	18
Figura 15. Uso de plantas refugio en agroecosistemas a campo.....	21
Figura 16. Parcela Experimental de duraznero en la Finca Nueva Aurora Junín, Mendoza.....	25
Figura 17. Diferentes tipos de difusores de feromonas usados para el control de <i>G. molesta</i>	26
Figura 18. Avena sembrada en el interfilar de la parcela en estudio.....	27
Figura 19. Distribución de las 24 subparcelas de las tres condiciones experimentales. Finca Nueva Aurora. Temporada 2015-2016.....	29
Figura 20. Unidad de crianza de <i>R. padi</i> y <i>A. colemani</i> , sobre plantas de trigo.....	33
Figura 21. Momia de <i>R. padi</i> parasitoidizada con <i>A. colemani</i>	34
Figura 22. Monitoreo otoñal de <i>M. persicae</i> mediante el uso de trampas amarillas de agua.....	36
Figura 23. Liberación de <i>A. colemani</i> sobre <i>R. padi</i> para el control de <i>M. persicae</i> mediante el empleo de plantas refugio.....	37
Figura 24. Trama trófica cualitativa de las asociaciones planta-áfido-parasitoide en vegetación alemana, gramíneas del interfilar y cultivo del duraznero.....	47

Figura 25. Parasitoidismo natural de <i>M. persicae</i> sobre duraznero. Temporada 2015 y 2106. Período de setiembre a diciembre.....	48
Figura 26. Porcentaje de frecuencia relativa de parasitoides en subparcelas testigo de duraznero (temporada 2015-2016).....	49
Figura 27. Porcentaje de abundancia relativa de parasitoides en subparcelas testigo de duraznero (temporada 2015-2016).....	50
Figura 28. Familias de hiperparasitoides presentes en el parasitoidismo natural de <i>M. persicae</i> en duraznero. Temporada 2015-2016.....	51
Figura 29. Variación en la emergencia de adultos de <i>A. colemani</i> en el tiempo, utilizando como hospedador alternativo a <i>R. padi</i> y criado sobre avena.....	52
Figura 30. Gráfico de cajas y bigotes de la variable número de <i>M. persicae</i> parasitoidizados por <i>A. colemani</i> durante el año 2015.....	53
Figura 31. Gráfico de cajas y bigotes de la variable número de <i>M. persicae</i> parasitoidizados por <i>A. colemani</i> durante el año 2016.....	54
Figura 32. Porcentaje de parasitoidismo por brote para cada tratamiento. Temporada 2015- 2016.....	57
Figura 33. Porcentaje de frecuencia relativa de parasitoides en el tratamiento 2 Momias/m ²	59
Figura 34. Porcentaje de abundancia relativa de parasitoides en el tratamiento 2 Momias/m ²	60
Figura 35. Número de rulos (brotes con hojas enrolladas) promedio por planta de duraznero por tratamiento para el año 2015.....	62
Figura 36. Número de rulos (brotes con hojas enrolladas) promedio por planta de duraznero por tratamiento para el año 2016.....	63

Abreviaturas

cv		cultivar
DACC	Dirección de Agricultura y Contingencias Climáticas (pública provincial)	
Gd		Grados días
g		gramo
°C		grado Celsius
ha		Hectárea
HR		Humedad Relativa
IDR	Fundación Instituto de Desarrollo Rural	
INTA	Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria	
ISCAMEN	Instituto de Sanidad y Calidad Agropecuaria Mendoza	
l		litro
m		metro
m ²		metro cuadrado
MIP	Manejo Integrado de Plagas	
%		porcentaje
TAA	Trampas amarillas de Agua	
T med		Temperatura media
Pp		Precipitación
PPV		Plum Pox Virus
SC		Suspensión Concentrada
WP		Polvo Mojable

“Plantas refugio: su rol en el control biológico de *Myzus persicae* Sulzer (Hemiptera: Aphididae) en el cultivo de duraznero *Prunus persica* (L.) Batsch (Rosaceae) en Junín, Mendoza”

RESUMEN

El control de *Myzus persicae* Sulzer (Hemiptera: Aphididae) en la producción de duraznero, se lleva a cabo principalmente mediante el uso de insecticidas, cuyo uso indiscriminado puede causar diferentes efectos adversos en los agroecosistemas. Esta investigación presentó como objetivo principal: evaluar el empleo del sistema de *Avena sativa*-*Rhopalosiphum padi*-*Aphidius colemani*, como estrategia para el control biológico de *M. persicae* en el cultivo de *P. persica* por medio de la técnica de plantas refugio o banker plants. En una parcela comercial de duraznero en Junín (Prov. de Mendoza, Argentina), se realizaron muestreos para determinar las asociaciones planta-áfido-parasitoide en la vegetación aledaña al cultivo, en gramíneas del interfilar y en el monte frutal. En la vegetación aledaña, se relevaron 16 especies vegetales en las que se identificaron 13 especies de áfidos y siete especies de parasitoides primarios. El áfido dominante fue *Aphis gossypii* Glover mientras que *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) fue el parasitoide dominante. En relación a las gramíneas, se encontraron cinco especies de áfidos y seis de parasitoides primarios, *Rhopalosiphum maidis* (Fitch) fue el áfido dominante y *A. colemani* el parasitoide dominante. En duraznero, la asociación *M. persicae*-*A. colemani* fue la más importante. Se evaluaron a campo tres estrategias de control: Insecticida (Imidacloprid 70% WP), Testigo y liberación de *A. colemani* a razón de 2 Momias/m². El parasitoidismo natural aumentó más del 30% en el segundo año de estudio registrando el testigo la mayor proporción de parasitoides secundarios. El tratamiento 2 Momias/m² presentó, tasas superiores y un crecimiento más rápido del parasitoidismo de *M. persicae* respecto a los otros, revelando además valores similares al tratamiento con insecticida en relación al daño producido por *M. persicae*. La diversidad de parasitoides primarios medida por el Índice de Shannon-Wiener fue de 2,0452 para el tratamiento 2 Momias/m², de 1,7824 para el Testigo y de 1,7201 para el Insecticida. El control biológico por medio del uso de plantas refugio se considera una alternativa viable para el control de la plaga *M. persicae*.

Palabras clave: planta refugio, pulgón verde, parasitoidismo, duraznero, diversidad.

“Banker plants: their role in the biological control of *Myzus persicae* Sulzer (Hemiptera: Aphididae) in the cultivation of peach *Prunus persica* (L.) Batsch (Rosaceae) in Junín, Mendoza”

ABSTRACT

The control of *Myzus persicae* Sulzer (Hemiptera: Aphididae) in peach production is carried out mainly through the use of insecticides, whose indiscriminate use can cause different adverse effects in agroecosystems. This research presented as main objective: to evaluate the use of *Avena sativa*-*Rhopalosiphum padi*-*Aphidius colemani* system, as a strategy for the biological control of *M. persicae* in the cultivation of *P. persica* by means of the technique of refuge plants or banker plants. In a commercial peach plot in Junín (Prov. de Mendoza, Argentina), samplings were carried out to determine the plant-aphid-parasitoid associations in the vegetation surrounding the crop, in interfilar grasses and in the fruit tree. In the surrounding vegetation, 16 plant species were identified in which 13 species of aphids and seven species of primary parasitoids were identified. The dominant aphid was *Aphis gossypii* Glover while *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) was the dominant parasitoid. In relation to grasses, five species of aphids and six of primary parasitoids were found, *Ropalosiphum maidis* (Fitch) was the dominant aphid and *A. colemani* the dominant parasitoid. In peach tree, the association *M. persicae*-*A. Colemani* was the most important. Three control strategies were evaluated in the field: Insecticide (Imidacloprid 70% WP), Control, and release of *A. colemani* at a rate of 2 Mummies/m². Natural parasitoidism increased more than 30% in the second year of study, with the highest proportion of secondary parasitoids recorded by the control. The treatment 2 Mummies/m² presented higher rates and faster growth of the parasitoidism of *M. persicae* with respect to the others, revealing in addition values similar to the treatment with insecticide in relation to the damage produced by *M. persicae*. The diversity of primary parasitoids measured by the Shannon-Wiener Index was 2.0452 for the treatment 2 Mummies/m², of 1.7824 for the Control, and 1.7201 for the Insecticide. Biological control through the use of banker plants is considered a viable alternative for the control of the *M. persicae* pest.

Key words: banker plant, green aphid, parasitoidism, peach, diversity.

1. INTRODUCCIÓN

1.1. Cultivo de duraznero (*Prunus persica* L. Batsch, Rosaceae): producción y comercialización

A nivel mundial, los principales países productores de durazno para industria están localizados en el hemisferio norte: EE. Unidos, Grecia, China, España e Italia. Estos países concentran aproximadamente entre el 60 y el 65% de la producción. El resto es producido en el hemisferio sur, en donde Argentina, Chile, Brasil, Australia y Sudáfrica, son los productores más importantes. Con respecto a su comercialización, se procesan entre 1.500.000 y 2.000.000 de toneladas de fruta para industria por año en el mundo (Lamm, 2011). A modo de ejemplo, en el año 2010, Argentina exportó duraznos industrializados por un valor de 19,9 millones de dólares. Entre los principales destinos de exportación se encuentran Brasil (38%), seguido por Uruguay (23%) y México (14%) (IDR, 2011).

En la Argentina, la provincia de Mendoza es la mayor productora de frutas de carozo del país y la principal elaboradora de durazno para industria. Así nuestro país se posiciona como el principal productor del Mercosur y el sexto a nivel mundial. Del total de la superficie cultivada con frutales en la provincia (75568 ha), un 14% se destina a durazno para industria y un 8% a duraznos y nectarines para consumo en fresco (IDR, 2011).

Si bien la producción de durazno es apreciada como una actividad frutícola relevante, los rendimientos (producción de fruta/ ha) promedio son en general muy bajos (IDR, 2011) debido en parte a problemas sanitarios del cultivo. Los frutales de carozo en particular son afectados por diversas plagas, entre las que se encuentran los pulgones o áfidos (Bentley *et al.*, 1999). En el caso del duraznero, *Myzus (Nectarosiphon) persicae* Sulzer (Hemiptera: Aphididae), conocido como el “pulgón verde o rulo del duraznero”, es considerada la especie más importante, debido a la elevada incidencia económica de sus daños (Becerra *et al.*, 2011).

1.2. Descripción del “Pulgón Verde del Duraznero” *Myzus persicae*

Myzus persicae es una especie cosmopolita, muy polífaga y altamente eficiente como vector de virus de diversas plantas. Como otros áfidos, presenta polimorfismo, es decir diversas formas dentro de la misma especie. Las diferencias intraespecíficas están basadas en la morfología y aspectos biológicos relacionados con sus actividades en la planta hospedera y las distintas modalidades reproductivas (Blackman & Eastop, 2007).

El pulgón verde del duraznero, al igual que otros insectos hemimetábolos, pasa por tres estados de desarrollo durante su ciclo de vida: huevo, ninfa y adulto (Blackman & Eastop, 2007). El huevo es de forma ovoide o elíptica y puede alcanzar 0,5 mm de longitud. Inicialmente es de color verde, pero al poco tiempo adquiere una coloración negra brillante (Fig. 3). Las ninfas son ápteras y de menor tamaño que los adultos (Fig. 3). Los adultos miden 1,2-2,5 mm de largo, los machos son alados, las hembras vivíparas pueden ser aladas o ápteras mientras que las sexuales ovíparas son ápteras. Las formas ápteras tienen colores variables pero predominan los verdes claros, sin escleritos visibles en el abdomen (Fig. 2). Las hembras ovíparas que aparecen en otoño sobre los durazneros, frecuentemente son de color rosado fuerte. Las formas aladas tienen el tórax oscuro y el abdomen verdoso, con una mancha subcuadrada y discontinua característica. Presentan tubérculos antenales convergentes, sifones más largos que la cauda y levemente hinchados (Fig. 1) (Barbagallo *et al.*, 1998).



Figura 1. Adulto alado (hembra partenogenética) de *M. persicae*.



Figura 2. Adulto áptero de *M. persicae*.



Figura 3. Izquierda: ninfas de *M. persicae*; derecha: huevos de *M. persicae*.

En la provincia de Mendoza (latitud S 32° 52' 59,88'' longitud W 68° 49' 0,119'') el pulgón presenta un ciclo de vida **holocíclico dioico** (ciclo completo, incluye reproducción sexual y partenogenética; existe hospedero primario y secundario), realizando su fase sexual en duraznero, su hospedero primario. Entre los hospederos secundarios, se conocen numerosas hortalizas y malezas, pertenecientes a las familias Asteraceae, Brassicaceae, Fabaceae y Solanaceae entre otras (Ortego & Carrillo, 1995; William & Dixon, 2007). Pasa el invierno principalmente en estado de huevo, ubicado en la base de las yemas de las brindillas (ramas de un año de crecimiento, de escaso diámetro (1cm) que pueden contener tanto yemas vegetativas como florales) (Barbagallo *et al.*, 1998). En esta región también puede pasar el invierno en forma vivípara, sobre malezas u otros cultivos de estación pertenecientes principalmente a las familias Asteraceae y

Brassicaceae (Ortego & Carrillo, 1995). La eclosión de los huevos se produce en agosto, en coincidencia con el estado fenológico del duraznero de “yema hinchada” (estado fenológico en frutales en el que las escamas de las yemas se separan y extienden hacia el exterior) (Becerra *et al.*, 2011). Del huevo nace la hembra fundatrix o fundadora, que es áptera y da origen por partenogénesis a las hembras llamadas “fundatrígenas”, las que a su vez por sucesivas generaciones partenogenéticas dejarán descendencia el resto de la primavera e inicios de verano. A medida que aparecen brotes con hojas, los pulgones se dirigen hacia ellos, comenzando allí con el desarrollo de colonias y provocando una sintomatología típica de enrulamiento de las hojas (Fig. 4) (Barbagallo *et al.*, 1998).

Al aumentar la población de la colonia de áfidos en los brotes de duraznero, comienzan a aparecer hembras aladas que vuelan hacia malezas y/u hortalizas que utilizan como hospederos secundarios, continuando su ciclo en las mismas. En diciembre, cuando el frutal deja de tener brotes tiernos, el pulgón abandona definitivamente el duraznero para dirigirse así a los hospederos secundarios (Becerra *et al.*, 2011). En éstos, permanece durante el resto del verano, cumpliendo varias generaciones partenogenéticas, hasta que en marzo o principios del otoño migran desde los hospederos secundarios al hospedero primario, el duraznero. Las primeras en trasladarse son las hembras sexúparas (que dan origen a individuos sexuados) ginóparas (que dan solo hembras) que luego van a parir a las hembras ovíparas. Por otra parte, las hembras sexúparas andróparas (que dan solo machos) paren a los machos en los hospederos secundarios y luego éstos vuelan a los durazneros en búsqueda de las ovíparas. La hembra sexuada áptera (ovípara) luego de ser fecundada por el macho alado realiza la postura de huevos de pasaje invernal, reanudándose así el ciclo de la plaga (Fig. 4) (Barbagallo *et al.*, 1998).

Las sexúparas son hembras partenogenéticas que reciben el nombre de ginóparas cuando generan solo hembras anfigónicas (reproducción sexual) mientras que si producen solo machos se denominan andróparas. Las virginóparas son formas partenogenéticas que se desarrollan sobre el hospedero secundario. Tanto éstas como las sexúparas pueden ser ápteras o aladas (Barbagallo *et al.*, 1998).

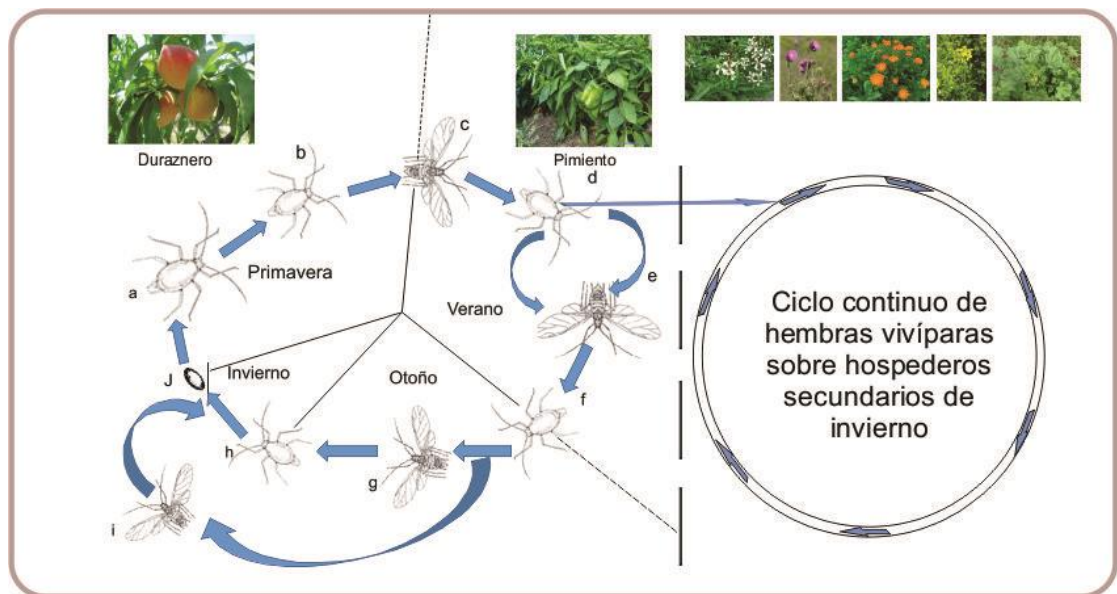


Figura 4. Ciclo biológico de *Myzus persicae* “pulgón verde del duraznero”. a) Hembra fundadora: da lugar a fundatrigenas; b) Hembra fundatrigena virginopara vivipara que da lugar a colonias; c) Hembra migratoria virginopara vivipara; d) Hembra virginopara que da lugar a colonias en hospedero secundario; e) Hembra virginopara migratoria que va a otro hospedero secundario; f) Hembra sexupara que da lugar a sexupara alada y macho alado; g) Hembra sexupara que vuelve al hospedero primario y da lugar a hembra sexuada h) Hembra sexuada; i) Macho que fecunda a la hembra sexuada; j) Huevo de invierno. Hospedero primario: duraznero. Hospedero secundario: se utiliza a modo de ejemplo pimienta. Adaptado de Barbagallo *et al.*, 1998.

Los daños producidos por *M. persicae* en duraznero pueden llevar a una disminución de la productividad de la planta tanto desde el punto de vista cuantitativo como cualitativo clasificándose en daños **directos** e **indirectos**. Los mismos son ocasionados por la acción de colonias primaverales originadas en la colonización del otoño anterior a partir de los huevos invernales, no existiendo ataque de *M. persicae* desde los hospederos secundarios en los que pudiese pasar el invierno. En el daño **directo** la sintomatología típica es el enrulado y distorsión de las hojas apicales, conocido como “rulo” de los brotes, así como el retardo en el crecimiento de los brotes nuevos (Fig. 5). En nectarines (*P. persica* L. Bastch var. Nucipersica) puede atacar también a los frutos, principalmente jóvenes, provocando deformaciones (Cucchi & Becerra, 2006) y áreas descoloridas (Barbagallo *et al.*, 1998). Dentro de los daños **indirectos** se mencionan la producción de fumagina sobre la superficie del órgano atacado y la transmisión de virus. La fumagina es generada por el desarrollo de hongos saprófitos sobre los excrementos azucarados (melaza) eliminados por los pulgones (Barbagallo *et al.*, 1998) y puede provocar una disminución de la actividad fotosintética de la planta (Becerra *et al.*, 2011).

Con respecto a la transmisión de virus, el PPV (*Plum Pox Virus*), que provoca la enfermedad del *Sharka*, es transmitido por varias especies de pulgones en forma no persistente, dentro de los cuales *M. persicae* ha demostrado ser un eficiente vector del mismo (Gildow *et al.*, 2004). La enfermedad del *Sharka* es cuarentenaria para la Argentina y ha sido reportada desde el año 2005 en la región de Cuyo (Ortego *et al.*, 2006). Su difusión ha quedado circunscripta, hasta la fecha, a focos bien identificados en las provincias de San Juan y sur de Mendoza, en los cuales se han adoptado medidas sanitarias para su erradicación (Pizzuolo *et al.*, 2011).



Figura 5. Sintomatología de “rulo” producida por *M. persicae* en brotes de duraznero.

1.3. Control químico de *Myzus persicae*

Dentro de los métodos de control de *M. persicae* en el cultivo del duraznero, actualmente el más usado es el químico (Becerra *et al.*, 2011). Los tratamientos fitosanitarios para *M. persicae* son realizados sobre distintos estados de la plaga: en invierno para el control del huevo, en primavera para el de la hembra fundatrix y/o primeras colonias y en otoño, para el control de los áfidos que ingresan al cultivo desde los hospederos secundarios (Cucchi & Becerra, 2006).

El manejo de plagas mediante el uso exclusivo de agroquímicos puede generar diversos efectos negativos, como contaminación a las personas y al medio ambiente, problemas por residuos en alimentos o por la acumulación de productos persistentes en cadenas alimenticias, adquisición de resistencia a plaguicidas y alteración del equilibrio biológico del ecosistema, lo que puede derivar en brotes de plagas secundarias así como en el resurgimiento de otras (Carrero, 1996). Los insecticidas comúnmente empleados en

Argentina para el control de *M. persicae* pertenecen a cuatro grupos químicos: organofosforados, piretroides, carbamatos y neonicotinoides (Becerra *et al.*, 2011).

La capacidad para desarrollar resistencia a los insecticidas de síntesis es un atributo conocido de *M. persicae*. Desde hace varios años se demostró que esta especie ha desarrollado resistencia múltiple a varias clases químicas, incluyendo los ya descritos (Devonshire *et al.*, 1998).

Los neonicotinoides presentan un modo de acción diferente a los insecticidas tradicionales y anteriormente mencionados, ya que actúan como antagonistas de la acetilcolina en el receptor nicotínico postsináptico del sistema nervioso central lo que provoca sobreestimulación, parálisis y finalmente la muerte de los insectos. Son sistémicos y actúan tanto por contacto como por ingestión, asegurando un buen control principalmente en insectos plaga de hábito picador-chupador (Goulson, 2013). Existen numerosos antecedentes que muestran que poblaciones de *M. persicae* resistentes a insecticidas tradicionales en varios cultivos, son efectivamente controladas con insecticidas neonicotinoides. Es por esto que los mismos se han convertido en el principal compuesto para el control químico de esta especie (Foster *et al.*, 2003; Nauen & Denholm, 2005).

No obstante su acción más selectiva y menor toxicidad para vertebrados, en la actualidad los neonicotinoides son muy cuestionados debido a que ciertos estudios revelan una estrecha relación entre el uso de estos insecticidas y la disminución en las poblaciones de abejas, fenómeno conocido como CCD (*Colony Collapse Disorder*, Desorden de Colapso de las Colmenas). Es así como en el año 2013, la Unión Europea prohibió en forma momentánea el uso de algunos principios activos pertenecientes a este grupo químico (Goulson, 2013; David *et al.*, 2016). Por otra parte, estudios realizados en laboratorio demostraron la alta toxicidad del Imidacloprid sobre diversos enemigos naturales incluidos *Amitus spiniferus* (Bretes) (Hymenoptera: Platygasteridae) y *Lysiphebus testaceipes* (Cresson) (Hymenoptera: Braconidae) (Vargas & Ubillo, 2001). Adicionalmente, en el año 2009 se descubrió sobre durazneros del sur de Francia un clon de *M. persicae* con resistencia extremadamente potente a neonicotinoides que compromete la eficacia a campo de los miembros de esta clase de insecticidas (Bass *et al.*, 2011).

1.4. Fruticultura Sustentable y Manejo Integrado de Plagas

La problemática contemporánea de la producción de alimentos ha evolucionado desde una dimensión meramente técnica a otras más sociales, económicas, políticas, culturales y ambientales, siendo la preocupación central la sustentabilidad de la agricultura (Altieri & Nicholls, 2012). Para que un sistema agrícola se considere sustentable, debe ser suficientemente productivo, económicamente viable y ecológicamente adecuado, es decir, que conserve la base de los recursos naturales y preserve la integridad del ambiente a nivel local, regional y global, y finalmente aceptable a nivel social y cultural (Sarandón & Flores, 2014). La disciplina científica que reúne, sintetiza y aplica conocimientos de diferentes ciencias, como la agronomía, la ecología, la sociología, y otras ciencias afines, con una visión sistémica y un fuerte componente ético se denomina **Agroecología** y la unidad productiva un **agroecosistema**, por sus semejanzas y diferencias con los sistemas naturales o ecosistemas (Altieri & Nicholls, 2012). Este enfoque más amplio permite entender la problemática agrícola en términos holísticos (Sarandón & Flores, 2014). De este modo, a la investigación agroecológica le interesa no sólo la maximización de la producción de un componente particular, una meta de la agricultura industrial, sino también promueve la optimización del agroecosistema en su totalidad, a través de estrategias de agricultura alternativas que permitan diseñar, manejar y evaluar agroecosistemas sustentables (Altieri & Nicholls, 2012).

Dentro de este marco, el **Manejo Integrado de Plagas** (MIP) constituye una de las prácticas o componentes básicos de esos sistemas alternativos (Altieri & Nicholls, 2012), ante la necesidad de disminuir el uso de agroquímicos para el control de plagas (Kogan, 1998). Según Kogan (1998) el MIP se define como “un sistema de manejo que, en el contexto del ambiente asociado y la dinámica poblacional de la plaga, utiliza todas las técnicas y métodos disponibles y compatibles para mantener a la población en niveles por debajo de aquellos que causan daño económico”. Este sistema de manejo incluye diversas prácticas entre las que se encuentran: el manejo cultural, el uso de variedades resistentes o tolerantes, el empleo de plaguicidas selectivos y bioplaguicidas, el manejo biotécnico (mecanismos de control de plagas basados en la alteración de los procesos fisiológicos y de la comunicación de insectos, como el uso de feromonas de confusión sexual) y el control biológico (Carrero, 1996).

1.5. Control biológico de plagas

El **Control Biológico** es una herramienta importante dentro del MIP, que consiste en la utilización de enemigos naturales con el propósito de reducir las poblaciones de las plagas a densidades menores de su nivel de daño económico (Van Driesche *et al.*, 2007). El control biológico puede implementarse a través de organismos entomófagos (depredadores y parasitoides) y/o entomopatógenos (Peshin & Dahwan, 2009). Existen tres tipos de control biológico:

1) Control biológico clásico, que consiste en la importación, introducción y establecimiento permanente de una especie exótica para el control o supresión de la población de una plaga. La plaga a controlar es generalmente también exótica, por lo que este sistema implica la búsqueda de enemigos naturales en su lugar de origen (Van Driesche *et al.*, 2007; Nicholls, 2008).

2) Control biológico aumentativo: asociado a la cría y liberación periódica de enemigos naturales que ya están presentes en el agroecosistema, aunque en un número tan bajo que no alcanzan a realizar un control efectivo o que están ausentes en la zona afectada. Los enemigos naturales generalmente no se convierten en un componente permanente del agroecosistema (Batra, 1982; Van Lenteren, 2012). Dentro de este método existen dos tipos de liberaciones: inundativas e inoculativas. La liberación inundativa consiste en la liberación de un gran número de enemigos naturales para el control inmediato de la plaga mientras que en las liberaciones inoculativas los enemigos naturales se liberan periódicamente y con un número menor de individuos en cada liberación, por lo que se pretende que la descendencia de los mismos también realice el control de la plaga (Van Lenteren & Bueno, 2003).

3) Control biológico por conservación: consiste en la implementación de medidas que aumenten los enemigos naturales presentes en el agroecosistema reduciendo el efecto de las plagas. Se basa en la manipulación del ambiente de modo de hacerlo más favorable, mediante el incremento de la disponibilidad de fuentes de alimento, de presas u hospederos alternativos y la presencia de refugios para condiciones ambientales no propicias (Barbosa, 1998; Tscharrntke *et al.*, 2007). Implica el manejo del hábitat para

favorecer la supervivencia, la fecundidad, la longevidad y el comportamiento de los enemigos naturales a fin de aumentar su efectividad (Barbosa, 1998).

La baja adopción de los programas de control biológico por parte de los agricultores en América Latina se ha debido, entre otras restricciones a la baja eficacia y el alto costo de los mismos (Van Driesche *et al.*, 2007). En países como Chile, Brasil, Colombia, Cuba, Costa Rica, México y Panamá, la aplicación de programas de control biológico se ha visto limitada por numerosos factores, entre los que se destacan el excesivo uso de pesticidas, la falta de soporte en políticas gubernamentales, la escasa transferencia de investigación hacia extensión y el bajo nivel de asociativismo entre productores, sumado al poco interés de los consumidores en general por alimentos sin residuos. A pesar de esto, se espera que en los próximos años la aplicación de programas de control biológico se incremente notablemente debido a la falta de disponibilidad y el alto costo de los pesticidas, la aparición de fenómenos de resistencia a los mismos y la demanda creciente de los mercados internacionales en alimentos libres de residuos (Van Lenteren & Bueno, 2003; Van Lenteren, 2012).

1.6. Control biológico de *Myzus persicae*

El conocimiento de los enemigos naturales presentes en los agroecosistemas es una herramienta fundamental para desarrollar y posteriormente implementar programas de control biológico (Van Driesche *et al.*, 2007). Existen diversos enemigos naturales de *M. persicae* entre los que se destacan depredadores y parasitoides (Van Lenteren, 2012). En el caso de los depredadores, se han descrito larvas y adultos de las siguientes especies: *Adalia bipunctata* (L.), *Eriopis connexa* (Germar), *Coccinella ancoralis* (Germar), *Hippodamia convergens* Guerin, *Cycloneda sanguinea* (L.) y *Harmonia axyridis* (Pallas) (Coleoptera: Coccinellidae) (Figs. 7 y 8), larvas de sírfidos (Diptera: Syrphidae) (Fig. 6), larvas de crisópidos (Neuroptera: Chrysopidae), y larvas y adultos de hemeróbidos (Neuroptera: Hemerobiidae), entre los más destacados (Becerra *et al.*, 2011; Hodek *et al.*, 2012).



Figura 6. Larva de sírfido en hoja de duraznero.

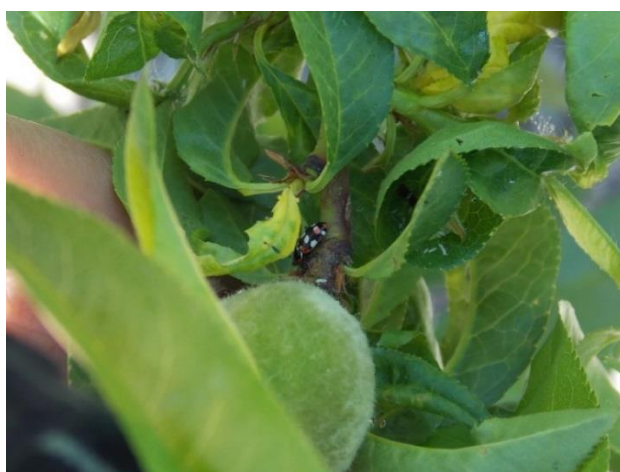


Figura 7. Adulto de coccinélido en brote de duraznero.

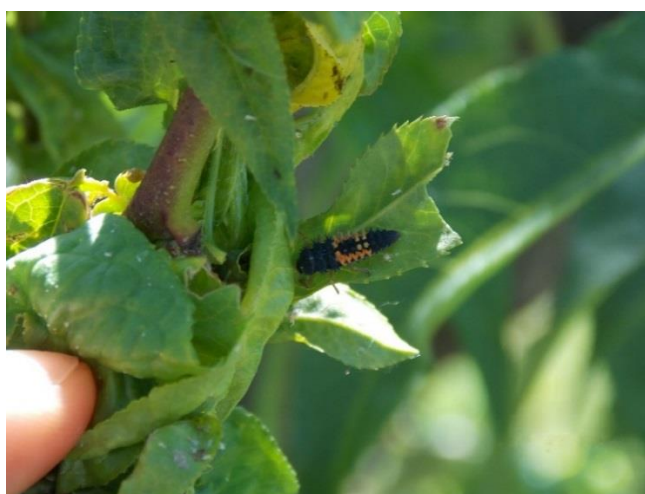


Figura 8. Larva de coccinélido en brote de duraznero.

En relación a los parasitoides, un grupo importante de enemigos naturales de *M. persicae* son los representantes de la familia Braconidae (Aphidiinae), himenópteros de importancia potencial en la dinámica de las poblaciones de áfidos, los que han sido extensivamente usados en programas de control biológico y manejo integrado de plagas a nivel mundial. Su dispersión en el Nuevo Mundo ha sido influenciada por introducciones accidentales y programadas de diferentes especies, como *Aphidius colemani* Viereck, *A. ervi* Haliday y *Diaeretiella rapae* (M'Intosh) (Hymenoptera: Braconidae), entre otras (Starý *et al.*, 1993). En la Argentina, en general, se cuenta con escasa información sobre esta temática. Pueden citarse para este país antecedentes como una Primera Lista de Himenópteros Parasitoides (De Santis & Esquivel, 1966), el Catálogo de los Himenópteros Argentinos de la Serie Parasítica, incluyendo Bethyloidea, de De Santis (1967), un trabajo de relevamiento de áfidos y sus parasitoides en Tucumán (Starý & Delfino, 1986), y las claves de Botto & Hernández (1989) para la identificación de áfidos en cereales y sus parasitoides primarios. Además, Ovruski *et al.* (1998) listan las especies de áfidos presentes en el cultivo de tomate, citando la presencia de parasitoides e hiperparasitoides o parasitoides secundarios (sus huéspedes son otros parasitoides, Godfray 1994), sin mencionar las relaciones tróficas existentes. Berta *et al.* (2002) se refieren al complejo de himenópteros parasitoides (primarios e hiperparasitoides) de áfidos colonizadores de tomate en Tucumán, en donde se establecen las relaciones interespecíficas entre los áfidos y sus parasitoides. Andorno *et al.* (2007) aportan nuevos conocimientos sobre las asociaciones áfidos-parasitoides en cultivos hortícolas y plantas hospederas no cultivadas en Buenos Aires. Loiácono *et al.* (2008) exhiben una lista actualizada de himenópteros parasitoides de insectos para la República Argentina. Finalmente Zumoffen *et al.* (2015) presentan un trabajo donde se detallan las asociaciones planta-áfido-parasitoide en cultivos y en vegetación marginal de Santa Fé, con una clave actualizada e ilustrada de Braconidae, Aphidiinae. Es importante destacar que en todos los trabajos anteriormente señalados, una de las principales especies de parasitoides mencionada es *A. colemani*, debido en parte a su amplio rango de hospedadores. En Mendoza, únicamente se ha descripto la presencia de especies de los géneros *Aphidius* Nees, *Praon* Haliday y *Ephedrus* Haliday (Hymenoptera: Braconidae) parasitoidizando a *M. persicae* en duraznero (Becerra *et al.*, 2011).

1.7. El parasitoide *Aphidius colemani*.

Aphidius colemani es miembro de la subfamilia Aphidiinae constituida por más de 400 especies distribuidas en todo el mundo, siendo todos sus representantes endoparasitoides solitarios y específicos de áfidos. Su lugar de origen se asocia al área límite entre las subregiones del Mediterráneo y Asia Central de las regiones Paleárticas y Oriental, más probablemente en el norte de India y Pakistán. Posteriormente se extendió ampliamente encontrándose actualmente distribuida en Europa, América y Australia. En Sudamérica no presenta una distribución continua y su dispersión se debe posiblemente a una distribución por corrientes de aire o en forma accidental a través de la introducción con algún áfido plaga (Starý, 1975). Es una especie oligófaga con un relativamente amplio rango de hospederos, variando el mismo en las distintas regiones, siendo más amplio en los trópicos. Alrededor de 47 especies de áfidos están citados como hospederos de esta especie, de las cuales 31 se encuentran en la Argentina (Starý, 1975; Starý & Delfino, 1986).

Aphidius colemani es un endoparásitoide **koinobionte** o **cenobionte**, esto significa que en el momento de la oviposición la hembra del parasitoide no mata al hospedador y el desarrollo de la larva transcurre mientras el áfido continúa también desarrollándose. En relación al ciclo de vida, presenta una metamorfosis completa, pasando por el estado de huevo, larva, pupa y adulto (Hagvar & Hofsvang, 1991).

La localización de los hospedadores por parte de los parasitoides es un proceso complejo. Las hembras de *A. colemani* están dotadas de una gran capacidad de búsqueda a través de mecanismos que les permiten ubicar a sus hospedadores mediante diversas señales atrayentes como sonoras, olfativas y de radiación magnética (Lo Pinto *et al.*, 2004). Un papel importante cumplen en este caso las **kairomonas**, señales químicas emitidas por los pulgones en las plantas infestadas, que facilitan a los parasitoides la localización de sus hospedadores (Van Driesche *et al.*, 2007). Sin embargo, se ha comprobado que los compuestos volátiles liberados por la planta infestada pueden ser detectados a mayores distancias que las kairomonas, de manera que el parasitoide debe ubicar primero el hábitat de sus hospedadores, y posteriormente localizar a los mismos en la planta (Lo Pinto *et al.*, 2004).

Una vez que las hembras de *A. colemani* ubican una población de áfidos, se acercan a un individuo al azar, y realizan pruebas de contacto, olfativas y gustativas

mediante toques con sus antenas y su ovipositor para comprobar si es apto para ser parasitoidizado. De esta manera las hembras, al encontrar un hospedador adecuado (preferentemente ninfas aunque también pueden parasitoidizar adultos de áfidos), curvan su cuerpo, para llevar su ovopositor hasta el áfido y perforarlo, colocando un huevo en su interior (Sampaio *et al.*, 2001a; 2001b) (Fig. 9). *Aphidius colemani* es considerado parasitoide solitario. Generalmente las hembras colocan sólo un huevo por pulgón y en los casos de superparasitoidismo (más de un huevo por hospedador), sólo un parasitoide es capaz de completar su desarrollo (competencia intraespecífica) (Van Driesche *et al.*, 2007).



Figura 9. Hembra de *A. colemani* parasitoidizando *M. persicae*.

A medida que la larva del parasitoide se desarrolla va consumiendo el interior de su hospedador y termina por matarlo justo antes de su transformación en pupa. Para ese momento, la larva se encuentra cubierta por el exoesqueleto o cutícula del áfido sin vida, en cuya parte ventral realiza un pequeño orificio y utiliza una secreción de sus glándulas abdominales para adherirse a la superficie de la planta. Luego, la larva hila un capullo dentro del pulgón e inicia la formación de la pupa, al tiempo que la cutícula del áfido se endurece y cambia de color. Al áfido parasitoidizado, de aspecto inflado y coloración castaña se lo denomina “momia” (Figs. 10 y 11). De esta momia, a través de un orificio circular emerge el nuevo adulto parasitoide (Fig. 11). La reproducción es, como en todos los himenópteros, haplodiploide, es decir se producen hembras de huevos fertilizados (reproducción sexual) y machos de óvulos no fertilizados (partenogénesis arrenotóquica) (Hagvar & Hofsvang, 1991).



Figura 10. Momia de *A. colemani* en hoja de duraznero.



Figura 11. Izquierda: momias con orificio de salida de adultos de *A. colemani*; derecha: detalle de momia.

Con respecto al ciclo de vida, la longevidad del adulto es de 2-3 semanas dependiendo de la temperatura. El tiempo de desarrollo de huevo a adulto abarca aproximadamente 12-14 días a temperaturas de 20-21°C (Hagvar & Hofsvang, 1991; Sampaio *et al.*, 2007). El período de oviposición a formación de momia es de aproximadamente una semana, a una temperatura promedio de 22°C (Sampaio *et al.*, 2007). El porcentaje de momias formadas, la emergencia de los parasitoides y la longevidad disminuyen con el aumento de la temperatura, no registrándose formación de momias a 31°C. La temperatura más adecuada para el desarrollo de *A. colemani* es de 22°C, mientras que la mínima se aproxima a los 6°C (Sampaio *et al.*, 2007). Las hembras de *A. colemani* tienen una elevada fecundidad alcanzando el pico máximo en los primeros tres días de vida y presentan una alta frecuencia de oviposición siendo capaces de parasitar hasta 400 áfidos a lo largo de su vida (Torres *et al.*, 2007).

Ciertos estudios demuestran que, además de la acción directa de parasitoidismo sobre los pulgones, *A. colemani* actuaría en forma indirecta sobre la población de áfidos. Es así como la presencia de parasitoides en una planta infestada genera la liberación de una feromona de alarma que alerta a toda la colonia de pulgones, dicha feromona es un sesquiterpeno, el (E)- β farnesano (Kunert *et al.*, 2010). Ante esta señal, los áfidos abandonan el brote o simplemente se dejan caer al suelo, sin ser atacados, lo que genera mortalidad en la población de pulgones (Ives *et al.*, 1999).

En relación a los estados de desarrollo del parasitoide, las larvas se alimentan directamente de los tejidos de su hospedador y sólo durante el último estadio larval atacan los órganos reproductivos. Existe una gran similitud morfológica de los sucesivos estadios larvales, por lo que no hay un consenso entre los autores sobre el número de estadios larvales. Algunos autores proponen tres estadios, otros autores cuatro y se han llegado a reconocer hasta cinco estadios larvales (Van der Hoek, 1971; Hagvar & Hofsvang, 1991; Muratori *et al.*, 2004). Durante varios años se aceptó la existencia de cuatro estadios larvales, sin embargo estudios realizados sobre 22 especies pertenecientes a diez géneros de Aphidiinae dan apoyo a la hipótesis de tres estadios larvales (O'Donell, 1987). Esto también fue confirmado en ensayos realizados en *A. ervi* (Pennachio & Diglio, 1989).

Los adultos de *A. colemani* son de vida libre y se alimentan de sustancias azucaradas como el néctar de las flores. Son pequeñas avispas de 2-3 mm con antenas de 15-16 artejos. La venación de las alas anteriores es muy incompleta; el abdomen es peciolado, con los segmentos 2-3 unidos por una membrana extensible. Las costillas del pecíolo son paralelas entre sí, con escasa separación en la porción proximal. Presentan coloración general con extensivos colores amarillos (Figs. 12 y 13) (Botto & Hernández, 1989; Starý *et al.*, 1991; Zumoffen *et al.*, 2015).

Aphidius colemani es ampliamente utilizado en forma comercial en programas de control biológico principalmente para el manejo de *M. persicae* y *Aphis gossypii* Glover (Hemiptera: Aphididae). Este parasitoide se emplea, en diversos cultivos agrícolas como hortícolas y ornamentales, siendo particularmente efectivo en cultivos bajo cubierta (Van Driesche *et al.*, 2007).



Figura 12. Adulto de *A. colemani*. (Foto Dr. E. Saini).



Figura 13. Adulto de *A. colemani* en montaje indirecto.

Se menciona a *A. colemani* como el biocontrolador más eficiente para las especies de áfidos anteriormente mencionadas, en comparación a *Aphidius matricariae* Haliday y *L. testaceipes*, parasitoides de la misma subfamilia (Van Steenis, 1993). Se comercializa en Europa desde el año 1991 y se considera que presenta muy buenas características como: su alta fecundidad, su corto tiempo de desarrollo y la movilidad de los adultos. Además se encuentra muy bien adaptado a las condiciones que ofrece el monocultivo en ambientes protegidos (Van Lenteren, 2012). En ensayos realizados entre 1978 y 1982 se liberaron a gran escala 14 especies de himenópteros parasitoides para el control del complejo de áfidos de trigo en la región sur de Brasil. Entre las especies liberadas, seis pertenecían al género *Aphidius*, incluido *A. colemani*. A través de este programa, se redujeron ampliamente los niveles de poblaciones de los pulgones así como los daños causados por los mismos durante los años 80 en el cultivo de trigo. Además, el uso de insecticidas disminuyó en forma importante (Gassen & Tambasco, 1983).

2. ANTECEDENTES

2.1. Control biológico de plagas mediante el empleo de plantas refugio: sistema avena-*R. padi*- *A. colemani* para el control de *M. persicae*.

En años recientes, se han realizado diversos estudios sobre el control biológico de áfidos a través de la implementación del sistema de **plantas refugio** mediante el uso del parasitoide *A. colemani* (Van Driesche *et al.*, 2007). Esta técnica, también conocida como hospederas alternativas o *banker plants*, se basa en la utilización de una planta donde se multiplica una población de una especie herbívora o fitófaga alternativa que no se desarrolla en el cultivo, sirviendo como alimento u hospedador de un enemigo natural de la plaga que se desea controlar (Fig. 14). La utilización de plantas refugio ha posibilitado mitigar algunos de los inconvenientes de la aplicación del control biológico, ya que combina tanto tácticas de liberaciones aumentativas como de conservación de enemigos naturales (Frank, 2010; Vila *et al.*, 2010). Con respecto al aumento de poblaciones de enemigos naturales, éstos son aplicados de forma inoculativa, dado que se introduce un agente de biocontrol natural específico en la planta refugio para controlar una o varias plagas del mismo (Vila *et al.*, 2010). En relación al control biológico por conservación, estas plantas refugio proveen de presas alternativas u hospedadores alternativos a los enemigos naturales, de manera que puedan desarrollarse aunque no encuentren individuos de la plaga en el cultivo (Frank, 2010; Vila *et al.*, 2010).



Figura 14. Utilización de plantas refugio en cultivos bajo invernáculo.

El sistema de plantas refugio presenta como requisito fundamental que estén establecidos en el ambiente el/los biocontrolador/es, antes de la llegada de la plaga al cultivo, al igual que en la técnica “plaga primero”, sin embargo, la utilización de plantas refugio se presenta como un método más seguro, ya que no se introduce en el cultivo de

manera intencional la plaga en cuestión (Starý *et al.*, 1993). Estudios iniciales de este sistema fueron realizados por Hansen (1983) quién evaluó el control ejercido por el depredador *Aphidoletes aphidimyza* (Rondani) (Diptera: Cecidomyiidae) sobre el áfido plaga *M. persicae* en pimiento. Este enemigo natural fue introducido sobre la especie no plaga de pulgón *Megoura viciae* Buckton (Hemiptera: Aphididae), utilizando habas como plantas hospederas alternativas. La manera de implementar este sistema fue colocando varias macetas por todo el invernáculo, que contenían el sistema tri-trófico compuesto por *Vicia faba*- *M. viciae*-*A. aphidimyza*. Ambos áfidos fueron controlados por el depredador y las poblaciones de *M. persicae* se mantuvieron en un nivel en el que no se requirió tratamiento químico. Otro antecedente importante son los estudios realizados por Starý (1993) quién propuso un sistema similar al anterior, utilizando en este caso parasitoides Aphidiinae como enemigos naturales y áfidos de los cereales como hospedadores alternativos sobre plantas de trigo. En este caso se evaluó el control ejercido por los parasitoides *A. colemani* y *L. testaceipes* sobre el áfido plaga *M. persicae* en el cultivo de poroto en invernáculo. Los parasitoides fueron liberados utilizando como hospedador al áfido alternativo *Schizaphis graminum* (Rondani) (Hemiptera: Aphididae), siendo la planta de trigo el hospedero alternativo. De este trabajo se resaltan tres aspectos muy importantes a tener en cuenta en este sistema: 1) El áfido alternativo debe ser específico de la planta hospedera alternativa y no debe atacar al cultivo; 2) El parasitoide que ataca a este áfido alternativo debe ser oligófago e incluir en su lista de hospedadores al áfido plaga, y 3) La preferencia del parasitoide por ambos hospedadores debe ser similar. Es decir, no debe existir una preferencia muy marcada por ninguno de los dos áfidos involucrados en el sistema. El sistema de hospedera alternativa ha sido más frecuentemente usado en cultivos que se realizan bajo cubierta, dado que los invernáculos ofrecen una contención contra la dispersión del enemigo natural, acortando las distancias y favoreciendo la disminución en el tiempo de búsqueda del hospedador (Van Lenteren, 2012).

Frank (2010) realizó una revisión de las investigaciones realizadas en relación al empleo del sistema de plantas refugio. De 29 trabajos encontrados, el 86% utilizó plantas refugio para el control de áfidos plaga. Además, en el 92% de estos estudios los pulgones se controlaron con parasitoides, principalmente con la especie *A. colemani*. La mayoría de las investigaciones se basan en el empleo de un sistema tri-trófico que se compone de un cereal (trigo, cebada, maíz, avena, sorgo) albergando áfidos como *S. graminum*,

Rhopalosiphum padi (L.) y *Metopolophium dirhodum* (Walker) (Hemiptera: Aphididae), los cuales se alimentan exclusivamente de gramíneas (Poaceae) y no atacan a la mayoría de los cultivos hortícolas y ornamentales que se producen bajo cubierta. Estos áfidos son utilizados como hospedadores alternativos de parasitoides Aphidiinae (*A. colemani*, *A. matricariae*, *L. testaceipes* y *D. rapae*) para el control de pulgones plaga de hortalizas y flores cultivadas (Van Driesche *et al.*, 2008; Frank, 2010).

Como se mencionó anteriormente, el sistema de plantas refugio presenta ventajas potenciales en relación a otros sistemas de control biológico. A diferencia de algunos programas de control biológico aumentativo, este método permite mitigar los efectos de condiciones climáticas desfavorables, así como de dificultades generadas por la dispersión y/o emigración de los enemigos naturales en los cultivos. Además, su aplicación tendría costos más bajos en determinadas circunstancias. El uso de plantas refugio muestra también ventajas respecto al control biológico por conservación, ya que asegura un enemigo natural específico seleccionado por su eficacia en controlar una plaga, reduciendo así interacciones intragremio y la dispersión de enemigos naturales en otras fuentes de alimentos, factores que pueden debilitar la efectividad del control biológico. Sin embargo, existen escasos trabajos de investigación en relación a esta temática a nivel mundial. Por lo tanto, para mejorar su eficacia e implementación, es fundamental realizar estudios en relación a las diferentes plantas hospederas a ser utilizadas, las plagas a controlar, los herbívoros que actúan como hospedadores alternativos y los enemigos naturales involucrados en cada agroecosistema particular, como así, de las diferentes interacciones que existen entre estos componentes. Esto permitiría generar las herramientas necesarias para que los agricultores apliquen esta técnica. Además, es necesario que las innovaciones en estos programas sean acompañadas por estudios de costo / beneficio en cada agroecosistema particular. Como perspectiva a futuro, las plantas refugio tienen la potencialidad de desarrollar sistemas más económicos y eficaces aumentando así la implementación y el éxito del control biológico a nivel mundial (Frank, 2010).

En Argentina existen algunas experiencias del empleo de plantas refugio para el control de *M. persicae* que han revelado resultados promisorios. Un ejemplo de esto es la utilización del sistema modelo compuesto por pimiento/trigo (cultivo y planta hospedera alternativa) y *M. persicae* / *R. padi* (áfido plaga/áfido alternativo) utilizando al parasitoide

A. colemani. Macetas de trigo colonizadas por *R. padi* parasitado fueron colocadas en distintos lugares del invernáculo de pimiento. Luego de la introducción de las plantas refugio, las poblaciones de *M. persicae* fueron reguladas a niveles poblacionales compatibles con una producción rentable, sin tener la necesidad de controlar al mismo con insecticidas. Esto permitió que otros enemigos naturales presentes de manera espontánea en el lugar ingresaran al invernadero y terminen auxiliando a los parasitoides, como coccinélidos, moscas sírfidas y otras especies de parasitoides del género *Praon* sp. (Ricci *et al.*, 2012). Otro caso es la utilización del sistema modelo compuesto por rúcula/avena (cultivo y hospedera alternativa) y *M. persicae* / *R. padi* (áfido plaga/áfido alternativo) utilizando al parasitoide *A. colemani* en invernáculo. El tratamiento con plantas refugio presentó las menores densidades de la plaga así como los niveles más altos de parasitoidismo en comparación a liberaciones inoculativas de *A. colemani* (Andorno & López, 2014). Además en ese mismo estudio, Andorno & López (2014) probaron la estrategia de liberación inoculativa como el uso de plantas refugio en pimiento bajo invernáculo y mostraron resultados favorables para ambos tratamientos en relación al nivel de plaga y al porcentaje de parasitoidismo. Dada la época del cultivo de pimiento, el éxito de la estrategia inoculativa se adjudicó a temperaturas más favorables que posibilitaron una mejor performance del parasitoide *A. colemani*.

Si bien las experiencias nacionales se han realizado en cultivos bajo cubierta, varios programas de control biológico en agroecosistemas a campo han demostrado ser exitosos (Van Driesche *et al.*, 2007). En Europa, actualmente se comercializan plantas refugio y enemigos naturales criados en biofábricas para realizar control biológico de plagas a cielo abierto (Fig. 15) (Van Lenteren, 2012). En particular para la producción de fruta sin residuos de pesticidas, el control biológico de plagas tiene un papel preponderante por ser una alternativa sustentable y ambientalmente segura.

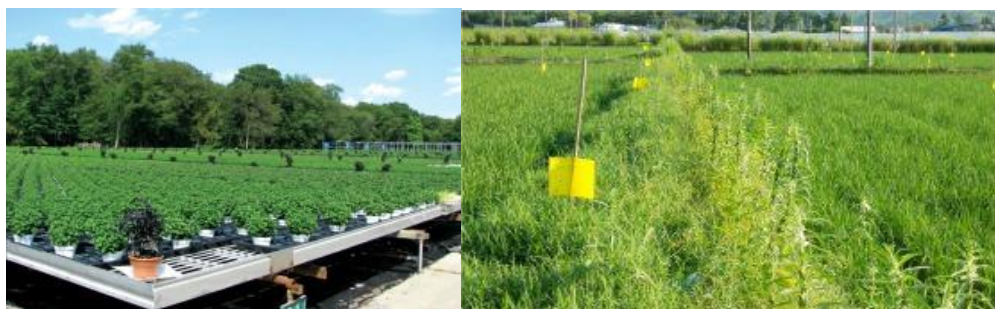


Figura 15. Uso de plantas refugio en agroecosistemas a campo.

Por todo lo expuesto, se considera de suma importancia investigar sobre el uso de plantas refugio como estrategia de introducción de parasitoides de pulgones en montes de duraznero, ya que las mismas muestran potencialidad para incrementar el éxito y la implementación del control biológico de *M. persicae* en este cultivo.

El presente trabajo es una contribución al conocimiento de las asociaciones planta-áfido-parasitoide en el cultivo de *Prunus persica* y en la vegetación aledaña al agroecosistema. Por otra parte, se evalúa el empleo del sistema *Avena sativa* L. (Poaceae)-*R. padi*-*A. colemani* como estrategia de control biológico de *M. persicae* en el cultivo de duraznero en Mendoza, Argentina.

2.2. Hipótesis y objetivos

2.2.1. Hipótesis generales:

- El empleo de plantas hospederas alternativas de áfidos en el monocultivo de *Prunus persica* facilita la colonización de parasitoides de *Myzus persicae* en este cultivo.
- El empleo de plantas hospederas alternativas en el monocultivo de *P. persica* disminuye el impacto negativo de *M. persicae*.
- La disminución del empleo de insecticidas incrementa la riqueza y abundancia de himenópteros benéficos en el control de *M. persicae* en el cultivo de *P. persica*.

2.2.2. Objetivo general:

Evaluar el empleo del sistema de *Avena sativa-Rhopalosiphum padi-Aphidius colemani*, como estrategia para el control biológico de *M. persicae* en el cultivo de *P. persica* por medio de la técnica de plantas refugio o banker plants.

2.2.3. Objetivos específicos:

1. Conocer las asociaciones naturales planta-áfido-parasitoide en el cultivo de *P. persica*, en plantas de avena sembrada en el interfilas y en la vegetación aledaña del agroecosistema que puedan contribuir al control biológico de *A. colemani*.
2. Desarrollar un protocolo de cría de *A. colemani* en *R. padi* en condiciones semicontroladas, para la obtención de plantas refugio con avena.
3. Evaluar la eficiencia en el control biológico de *M. persicae* implementado por medio de plantas refugio, para liberar *A. colemani* en una plantación de duraznero.
4. Comparar el daño producido por la plaga *M. persicae* bajo dos estrategias de manejo: control biológico aumentativo por medio de *A. colemani* aplicado en plantas refugio con respecto al control químico.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Sitio de estudio y parcela de cultivo.

Los estudios se llevaron a cabo en un monte comercial en producción de duraznero del establecimiento agrícola “Nueva Aurora”, perteneciente a la empresa La Campagnola, ubicado en la localidad de La Colonia, departamento de Junín, provincia de Mendoza, Argentina. Los datos climáticos de los últimos 18 años, brindados por la Estación meteorológica de la Estación Experimental INTA Junín (latitud S 33° 06' 57'', longitud W 68° 24' 04''), indican valores medios de temperatura de 19,52 °C y humedad relativa de 49,41% para el período que abarca desde floración hasta principio de caída de hojas del duraznero (de setiembre a mayo). La precipitación media anual acumulada fue de 196,06 mm. La mayor frecuencia de heladas para este período se registró en setiembre (DACC, 2016).

La parcela en estudio fue implantada en el año 2002. Se encuentra situada en las coordenadas latitud S 33° 06' 42,9'' longitud W 68° 28' 40,3'' y presenta una superficie de (1) ha. El cultivar de duraznero es Bowen, que se caracteriza por su alta productividad, vigor medio a elevado, forma semierecta. El fruto es de forma oval, tamaño medio, pulpa color amarillo intenso y firme. Presenta fecha de floración media y madura en la primera quincena de enero. Es el más representativo de Mendoza. El sistema de conducción empleado en la implantación del monte frutal fue en vaso tradicional, y los árboles fueron injertados sobre el portainjerto Garfinem (*Prunus persica* x *Prunus dulcis*), a una distancia de 5,5 m entre hileras y 4 m entre plantas. De acuerdo a este diseño, la superficie en estudio cuenta con un total de 450 plantas. Los estudios se realizaron durante las temporadas 2015 y 2016 (Fig. 16).



Figura 16. Parcela Experimental de duraznero en la Finca Nueva Aurora Junín, Mendoza.

El manejo del monte frutal, riego y fertilización se realizó según las necesidades del mismo. El riego aplicado fue del tipo superficial a manto. En el invierno se realizaron únicamente dos riegos, mientras que en primavera-verano la frecuencia fue de aproximadamente 15 a 20 días. La fertilización se realizó vía suelo y también mediante aplicaciones foliares. En la fertilización vía suelo, se utilizó un fertilizante líquido a base de nitrógeno, fósforo, potasio y azufre (N-P-K-S, 25-0-0-9); la misma se realizó en dos ocasiones en la temporada primaveral. Las fertilizaciones foliares se efectuaron en la primavera con productos líquidos a base de zinc y manganeso (19,5% Zn, 14% Mn SC) y nitrógeno, boro y zinc (5,6% N, 1,1% B, 1,1% Zn).

Con respecto al manejo fitosanitario, y dado que se encuentran presentes en este cultivo otras plagas, se utilizó la técnica de confusión sexual para el control del “gusano del brote del duraznero”, *Cydia molesta* Busck (Lepidoptera: Tortricidae), una plaga clave en este cultivo, de manera de no interferir con organismos benéficos, como los parasitoides. La misma consiste en saturar el monte frutal con feromonas sintéticas (similares a las emitidas naturalmente por las hembras), para que de esta forma los machos, perturbados por todos los mensajes que reciben, se vean incapaces de localizar a

las hembras, evitándose así el apareamiento y la posterior fecundación, oviposición y subsiguiente ataque a los brotes y/o frutos por parte de las larvas. Esta técnica se aplicó por medio de difusores de feromonas (Fig. 17), que se colocaron a principios de setiembre, a razón de 310 difusores en la parcela de estudio (0,031 difusores/m² aproximadamente). Además, en la zona se aplica un sistema de alertas para esta plaga que es llevado a cabo por el ISCAMEN, y en función del mismo la primera y segunda generación del tortricido fueron tratados con el insecticida biológico formulado con *Bacillus thuringiensis* var. *Kurstaki* (4% SC). La dosis aplicada en cada tratamiento fue de 200 cm³/100 l de agua, con un volumen de aplicación de 2000 l/ha. Este producto se eligió en base a las referencias de la empresa Koppert, que indica un nivel de toxicidad de grado 1 (no tóxico o ligeramente tóxico, con menos de 25% de reducción de la población del parasitoide) tanto para las momias como para los adultos de *A. colemani* y nula persistencia en el ambiente en relación a sus efectos secundarios (Koppert, 2017).



Figura 17. Diferentes tipos de difusores de feromonas usados para el control de *G. molesta*.

En este predio se sembró a principios del otoño la zona del interfilar con avena (*A. sativa* variedad *cautiva*) como cobertura verde, a razón de 80 kg/ha, sembrada al voleo. La implementación de coberturas verdes es de uso frecuente en el monte de duraznero, y cumple varias funciones en el agroecosistema, entre las que se destacan el aporte de materia orgánica y mantenimiento de la humedad del suelo, y ser reservorios de hospedadores alternativos a los parasitoides y demás enemigos naturales de *M. persicae* (Fig. 18). Las fechas de siembra fueron para los dos años de estudio el 27/3/15 y el 28/3/16. Para lograr un adecuado desarrollo las plantas de avena se mantuvieron con buen estado hídrico durante todo su ciclo vegetativo.



Figura 18. Avena sembrada en el interfilas de la parcela en estudio.

Es importante destacar que no se aplicaron herbicidas para el control de malezas, ni fungicidas o insecticidas para el control de hongos u otros insectos que estuviesen presentes en el monte frutal.

Diseño del ensayo: fundamentación

En los diseños experimentales a campo debe tenerse en cuenta la posible existencia de variabilidad espacial que interfiera con el efecto de los tratamientos (Hurlbert 1984). Esta variabilidad puede presentar diferente escala espacial pudiendo existir gradientes que afectan a las variables de respuesta a lo largo de toda el área del experimento así como procesos de autocorrelación espacial que implica mayor semejanza entre unidades experimentales cercanas. Diferentes diseños experimentales tienden a disminuir la incidencia de la falta de independencia espacial de los datos en la detección de los efectos de los tratamientos. Los bloques completos al azar asignan todos los tratamientos a unidades experimentales cercanas que puedan presentar homogeneidad en las propiedades asociadas al espacio ya sea por procesos de tendencia espacial o autocorrelación. En cambio la variación espacial podría asociarse a las diferencias entre bloques, pero el diseño permite remover esa variabilidad del error, evitando que afecte la

prueba del efecto de los tratamientos. Otros procedimientos recurren a una disposición regular de las unidades experimentales en el espacio y una asignación sistemática de los tratamientos de manera que los diferentes niveles de los factores ensayados queden bien representados en diferentes posiciones espaciales (Hurlbert 1984). Tal es la situación en el presente ensayo en el que la densidad de pulgón podría resultar afectada por la aplicación de cualquiera de los tratamientos de control, no sólo en la extensión espacial de la unidad experimental tratada, sino también en su entorno. Por este motivo en este ensayo se adoptó un **diseño sistemático**, que tendiera a distribuir uniformemente en el espacio las unidades experimentales, de manera tal que los diferentes tratamientos quedaran bien representados en las diferentes posiciones espaciales del cultivo y que los tratamientos de intervención (Insecticida y 2 momias/m²) se presentaran intercalados con las unidades testigo, evitando una eventual interferencia entre el control químico y el control biológico.

La parcela mayor de 1 ha, fue dividida en subparcelas de dos plantas cada una, las cuales fueron asignadas a 3 condiciones experimentales para analizar el manejo del pulgón verde, a saber: 1) Testigo (TT), sin ningún tipo de manejo; 2) Control biológico por medio de la colocación de plantas refugio, con una dosis de liberación de parasitoides de 2 momias/m² (T2M), y 3) Aplicación de Insecticida (Imidacloprid 70% WP) (TI). Se consideraron 8 subparcelas o repeticiones para cada situación, en donde cada subparcela se correspondió con una superficie de 44 m². El ensayo constó con un total de 24 subparcelas (48 árboles), las que se dispusieron uniformemente en el espacio (Fig. 19).

Referencias

	Plantas refugio: 2 Momias/m ²
	Imidacloprid 70% WP
	Testigo

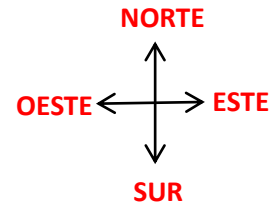


Figura 19. Distribución de las 24 subparcelas de las tres condiciones experimentales. Finca Nueva Aurora. Temporada 2015-2016.

Más adelante se detallan los estudios simultáneos llevados a cabo en las subparcelas.

3.2. Objetivo N° 1: Descripción de las asociaciones naturales planta-áfido-parasitoide en el cultivo del duraznero, en plantas de avena sembradas en el interfilas y en la vegetación aledaña del agroecosistema.

3.2.1. Estudio de las asociaciones planta-áfido-parasitoides en plantas de avena del interfilar y en la vegetación aledaña al cultivo.

Para conocer las relaciones tri-tróficas (planta-áfido-parasitoide) que naturalmente ocurren en el cultivo de duraznero bajo estudio, se realizaron muestreos quincenales en la avena sembrada en el interfilar durante los meses de mayo a noviembre en los años 2015 y 2016. Mediante inspección visual, se extrajeron hojas de distintas partes del vegetal que presentaron pulgones parasitoidizados y sin parasitodizar de 10 plantas de avena tomadas al azar en toda la parcela de cultivo para cada fecha de muestreo.

La vegetación espontánea presente dentro de la parcela y entre los distintos cuadros cultivados con frutales de la finca se mantuvo con el propósito de analizar su papel como reservorio de áfidos y enemigos naturales. Se delimitó un área de 400 m a la redonda desde el punto medio de la parcela de estudio. Las plantas se seleccionaron en función de su abundancia. En este caso, se realizaron muestreos mensuales durante los años 2015 y 2016, mediante la colecta de hojas que se veían atacadas por pulgones vivos y/o parasitoidizados por observación directa de las plantas. Este procedimiento también se llevó a cabo para todas aquellas especies vegetales cercanas a la parcela en estudio, como el caso de hortalizas y otras plantas ornamentales. La especies vegetales fueron identificadas taxonómicamente.

El material vegetal colectado de los muestreos fue colocado en bolsas plásticas rotuladas y llevado al laboratorio para su posterior acondicionamiento. Allí se mantuvieron las hojas que tenían áfidos con una base húmeda de papel absorbente en recipientes aireados durante una semana para registrar el parasitoidismo que fuera reciente al momento del muestreo y para la obtención de formas aladas de pulgones. Posteriormente mediante el empleo de un pincel fino se separaron de las hojas los áfidos sin signos de parasitoidismo de los áfidos parasitoidizados (momias). Los primeros fueron colocados en tubos Khan de vidrio con tapón de goma en alcohol al 70%. Las momias se dispusieron individualmente en tubos eppendorf con tapa de algodón y se colocaron en incubadora a 20°C hasta la emergencia de los parasitoides adultos, los que luego fueron conservados en alcohol 70%. Para la identificación taxonómica de los parasitoides, se realizó previamente un montaje indirecto mediante el uso de tarjetas entomológicas, siguiendo la técnica propuesta Noyes (1990).

Para el reconocimiento de los áfidos se utilizó la clave taxonómica de Remaudière & Seco Fernández (1990) mientras que para la identificación de los parasitoides se emplearon las claves de Botto & Hernández (1989), Starý *et al.* (1991) y Zumoffen *et al.* (2015) mediante el uso de lupa esteromicroscopio binocular marca Zeiss, modelo Stemi 2000 C.

Las especies de parasitoides fueron identificadas y/o confirmadas por el Dr. Daniel Aquino y la Dra. Fabiana Gallardo en el Museo de Ciencias Naturales de La Plata, Buenos Aires. La identificación de áfidos fue confirmada por el MSc. Jaime Ortego en la EEA INTA Mendoza. Los ejemplares obtenidos de esta tesis fueron depositados en la colección entomológica del Laboratorio de Protección Vegetal de la EEA INTA Junín.

3.2.2. Determinación de parasitoidismo natural de *M. persicae* en duraznero.

Para la determinación del parasitoidismo natural por parte del pulgón *M. persicae*, se realizaron muestreos en las subparcelas testigo. La frecuencia de muestreo fue semanal desde principios de setiembre hasta mediados de diciembre, período de mayor incidencia de la plaga en el cultivo del duraznero. Para esto, se recolectaron cuatro brotes de duraznero por planta que tuvieran sintomatología de ataque de pulgón, en las dos plantas de cada subparcela TT. Las muestras fueron colocadas en bolsas plásticas y debidamente rotuladas para su posterior observación en laboratorio. Los áfidos colectados se mantuvieron una semana para registrar el parasitoidismo que fuera reciente al momento del muestreo. Allí se procedió al conteo y registro del número de pulgones con y sin parasitoides por brote, mediante la utilización de lupa esteromicroscopio.

El porcentaje de parasitoidismo por brote se calculó a partir de la siguiente fórmula:

$$\left[\frac{\text{Nº de momias}}{\text{Nº total de áfidos (pulgones sin parasitoidizar+momias)}} \right] \times 100$$

Posteriormente, las momias fueron separadas de las hojas mediante la utilización de un pincel, dispuestas individualmente en tubos eppendorf con tapa de algodón y

colocadas en incubadora a 20°C aguardando la emergencia de los parasitoides adultos, para luego ser identificados.

3.3. Objetivo N° 2: Desarrollo de un protocolo de cría de *A. colemani* utilizando como hospedador a *R. padi* en condiciones semicontroladas, para la obtención de plantas refugio con avena.

Para poder desarrollar la tecnología de las plantas refugio o plantas banco, es necesario primero poner a punto la cría de los insectos, tanto del hospedador alternativo, como del parasitoide. Debido a que en la Argentina esta técnica es novedosa, debió probarse primero un protocolo para generar colonias que incluyan al sistema: avena-*R. padi*-*A. colemani*, el cual ha demostrado ser eficiente en el control del pulgón en otras investigaciones. A continuación se describe el protocolo.

3.3.1. Cría del hospedador alternativo: *Rhopalosiphum padi*.

Se llevó a cabo en un insectario situado en INTA EEA Junín, La Colonia, Junín, Mendoza. Para la cría de *R. padi* se sembraron semillas de avena o trigo en macetas plásticas de 12 cm de diámetro. Inmediatamente se colocó en cada maceta un cobertor cilíndrico de polietileno transparente, con orificios de ventilación en el extremo superior y una ventana en la parte lateral. A fin de evitar la contaminación con otros áfidos y de mantener a los insectos libres de parasitoides e hiperparasitoides, los mismos fueron cubiertos por una malla de red fina blanca (tela Voile). Las plantas fueron revisadas periódicamente evitando que partes vegetativas de las mismas sobresalgan del cilindro para impedir contaminaciones. Además, se verificó que no hubiesen pulgones parasitoidizados descartándolos de la cría. La frecuencia de riego de las plantas fue de dos veces por semana (Fig. 20).



Figura 20. Unidad de crianza de *R.padi* y *A.colemani*, sobre plantas de trigo.

El pie de cría del áfido se obtuvo de parcelas con plantas de avena cultivadas en el lugar de estudio, retirando las momias que aparecieran antes de llevarlos a la cría para evitar el ingreso de parasitoides y posibles hiperparasitoides al insectario. Se colocaron aproximadamente 25 ninfas de *R. padi* por maceta de avena o trigo. La cría se realizó en condiciones aproximadas de temperatura de 20 °C y fotoperíodo 16:8 horas de luz:oscuridad.

3.3.2. Cría de *Aphidius colemani*.

Para iniciar la colonia del parasitoide, se recolectaron momias de *R. padi* provenientes de las parcelas de avena cultivadas, las cuales se mantuvieron en frascos y se revisaron a diario para eliminar posibles hiperparasitoides que hubieran emergido. Los adultos neonatos de *A. colemani* se recolectaron diariamente mediante el uso de aspirador manual, para proceder a su traslado hacia las plantas con *R. padi*. De esta forma, se colocaron 10 adultos de parasitoides por planta de trigo o avena, reservando algunos ejemplares en forma previa para su confirmación taxonómica. Las plantas fueron revisadas diariamente para constatar el parasitoidismo mediante la identificación de

momias (Fig. 21). Las macetas con pulgones parasitoidizados se mantuvieron en condiciones de cría de 20 °C y ciclos de luz:oscuridad de 16:8 horas. Para alcanzar esa temperatura en julio y agosto (época invernal) se debió utilizar una estufa. La cría de parasitoides se separó físicamente mediante una estructura de madera y malla antiáfidos, de la cría de *R. padi*, para evitar posibles contaminaciones de esta última con parasitoides. El invernáculo contó con sistema de ventilación lateral lo que permitió la circulación del aire en ambas colonias.



Figura 21. Momia de *R. padi* parasitoidizada con *A. colemani*.

3.4. Objetivo N° 3: Evaluación de la eficiencia en el control biológico de *M. persicae* implementado por medio de plantas refugio, para liberar *A. colemani* en una plantación de duraznero.

3.4.1. Monitoreo de la plaga *M. persicae* y determinación del momento oportuno de control.

Para determinar el momento oportuno de control se realizó un monitoreo en toda la parcela (1 ha), durante las siguientes épocas:

- **Primavera:** momento en que se produce el nacimiento de la hembra fundatriz y primeras colonias en los durazneros. Se realizó un seguimiento mediante el uso de lupa de mano en 20 brotes elegidos al azar por planta, de las plantas correspondientes a las subparcelas Testigo. Se registró el número de brotes afectados y la densidad de *M. persicae* en los mismos. Esto se realizó desde el 20/8 hasta el 20/9 durante los años 2015 y 2016 con una frecuencia de dos veces por semana. En la actualidad no se cuenta con umbrales de daño desarrollados a nivel local para dicha plaga en duraznero. Sin embargo, en base a estudios realizados para el control de *M. persicae* y a las medidas aplicadas por productores a nivel regional, se consideró como nivel máximo de tolerancia para el pulgón 40 individuos por brote, coincidente con un grado de infestación 2 (Costa Comelles *et al.*, 1991; Cichón *et al.*, 2013), como se observa en la Tabla 1.

Tabla 1. Grados de infestación en relación a la densidad de pulgones por brote de duraznero (Adaptado de Costa Comelles *et al.*, 1991).

Grado de infestación del brote	Número de pulgones/brote
0	1-5
1	6-20
2	21-50
3	51-70
4	71-100
5	101-200
6	201-500
7	> 500

- **Otoño:** retorno de la plaga al duraznero. Se monitoreó la presencia de sexúparas, ovíparas, machos alados y huevos. Para esto, se tomaron 10 brindillas de 10 cm de longitud al azar por planta, de las plantas correspondientes a las subparcelas testigo, con una frecuencia de tres veces por semana desde el 30/3 al 30/5 durante los años 2015 y 2016. Las mismas fueron colocadas en bolsas plásticas y llevadas al laboratorio. Se observaron las muestras registrando la presencia de sexúparas, ovíparas, machos alados y huevos mediante el uso de lupa binocular. Además, se utilizaron trampas amarillas de agua (TAA), que consisten en recipientes plásticos de 1,5 l de capacidad de color amarillo intenso, para detectar el arribo de sexúparas

y machos alados al monte frutal. Los recipientes fueron llenados con agua hasta 2/3 de su volumen, colocando además unas gotas de detergente (tensioactivo), con el objetivo de romper la tensión superficial y que los áfidos quedaran capturados en la solución. Las trampas fueron revisadas tres veces por semana, utilizando un colador para la colecta de los pulgones. El agua fue reemplazada en cada recolección (Fig. 22). La efectividad de las TAA en la captura de especies de áfidos como *M. persicae* ha sido comprobada (Nieto & Seco, 1990).



Figura 22. Monitoreo otoñal de *M. persicae* mediante el uso de trampas amarillas de agua.

Esta información permitió realizar el seguimiento de la plaga durante todo el ciclo de *M. persicae* en el cultivo de duraznero.

3.4.2. Introducción de parasitoides al monte frutal.

El parasitoide *A. colemani* fue introducido al campo como pupas protegidas en momias del hospedador, mediante el uso de plantas refugio ya descrito. Las plantas se instalaron en las subparcelas T2M, a los siete días posteriores de la detección de las primeras fundatrices en la parcela. Esto se realizó de manera temprana e inoculativa, de modo de asegurar el control de los pulgones y que no superaran el nivel máximo de tolerancia establecido (Tabla 1).

La unidad de la planta refugio consistió en avena sembrada en macetas, junto con momias de *R. padi*, y colonias del áfido sin parasitoidizar, similar al de la Fig. 5. La dosis de aplicación de *A. colemani* fue de 2 momias/m² (Fig. 23), y se determinó tomando como referencia las recomendaciones de la empresa de bioinsumos Biobest, que sugiere una dosis máxima de 0.5-1 *Aphidius*/m² en distintos cultivos de invernáculo, como hortalizas y plantas ornamentales (www.Biobestgroup.com 2017). Se optó por el doble de la mayor dosis recomendada debido a que se trata de una primera evaluación y en un sistema agrícola diferente al contemplado por la empresa. En base a esto, se colocó en cada subparcela T2M una maceta conteniendo 200 pulgones sin parasitoidizar y 90 momias aproximadamente.



Figura 23. Liberación de *A. colemani* sobre *R. padi* para el control de *M. persicae* mediante el empleo de plantas refugio.

El seguimiento de la instalación de las plantas refugio se realizó cada dos días durante 15 días de modo de verificar la presencia de momias con orificios de emergencia y/o avispas activas. A su vez se constató la presencia de *R. padi* en las plantas refugio como *M. persicae* en las parcelas de duraznero, para asegurar la disponibilidad de hospedadores para los parasitoides emergidos de las momias. Muy especialmente se controló que no hubiera hormigas que pudieran afectar el parasitoidismo de los áfidos mediante interacciones mutualistas y/o de depredación. Las plantas refugio se regaron

aproximadamente día por medio según las condiciones climáticas para mantenerlas en buen estado vegetativo.

Para evaluar la eficacia del control biológico por el sistema de plantas refugio, semanalmente se recolectaron cuatro brotes por planta con presencia de áfidos en las subparcelas T2M, desde principios de setiembre a mediados de diciembre. Las muestras rotuladas fueron colocadas en bolsas plásticas para su posterior observación en laboratorio. Allí se procedió al conteo y registro del número de pulgones con y sin parasitoides por brote, mediante la utilización de lupa esteromicroscopio y se calculó el porcentaje de parasitoidismo según la fórmula ya descrita (Apartado 2.2.2.).

Posteriormente, las momias fueron separadas de las hojas mediante la utilización de un pincel, dispuestas individualmente en tubos eppendorf con tapa de algodón y colocadas en incubadora a 20 °C aguardando la emergencia de los parasitoides adultos, para ser identificados.

Las plantas refugio fueron retiradas del monte frutal luego del último muestreo de brotes. Este ensayo se realizó durante las temporadas 2015 y 2016.

3.5. Objetivo N° 4: Comparación entre la eficiencia del control biológico aumentativo de *M. persicae* por medio de *A. colemani* aplicado en plantas refugio con respecto al control químico de la plaga.

3.5.1. Estrategia de control químico para *Myzus persicae*.

A fin de comparar la estrategia de control biológico con el control químico, se realizó una aplicación con el insecticida neonicotinoide Imidacloprid (70% WP) en las subparcelas TI. Este insecticida tiene modo de acción por contacto y también es sistémico. Se asperjó vía foliar, en dosis de 20 g/100 l de agua, con una pulverización dirigida mediante el uso de flechas para evitar la deriva hacia otras plantas. El volumen de aplicación utilizado fue de 12 l/planta. La aplicaciones se realizaron para ambas temporadas, 2015 y 2016 cuando la densidad de la plaga alcanzó el nivel máximo de tolerancia establecido (40 pulgones/brote). Se realizó una sola aplicación por año.

Para registrar el efecto insecticida sobre el control de *M. persicae*, semanalmente se recolectaron cuatro brotes por planta en cada subparcela TI, desde principios de setiembre a mediados de diciembre. Las muestras rotuladas fueron colocadas en bolsas plásticas para su posterior observación en laboratorio. Allí se procedió al conteo y registro del número de pulgones con y sin parasitoides por brote y se calculó el porcentaje de parasitoidismo, con la fórmula especificada en el Apartado 2.2.2.

3.5.2. Evaluación del daño de *M. persicae* a lo largo del periodo de estudio, bajo distintos regímenes de manejo.

Para evaluar el daño de *M. persicae* se contó y registró el número de “rulos” (brotes con hojas enruladas), como síntoma del daño del pulgón, por planta, en las plantas de las subparcelas bajo las tres condiciones experimentales (TT, T2M, TI). La toma de datos se realizó en dos fechas para los dos años de estudio: el 27/11/15 y el 30/11/16.

3.6. Análisis de resultados:

- **Análisis descriptivo:**

- 1. Indicadores:** con la información obtenida en los muestreos de pulgones y parasitoides presentes en las plantas de duraznero, las plantas de avena del interfilar y la vegetación aledaña al cultivo, se calcularon algunos atributos e índices de las asociaciones de estos insectos. El análisis de atributos como la frecuencia y abundancia, indica como la presencia y el número de individuos de especies de áfidos y parasitoides en la vegetación circundante pudo influir sobre el manejo de *M. persicae* en duraznero. Para conocer y analizar el agroecosistema de duraznero, fue necesario contar con información de la diversidad biológica de especies en las comunidades (diversidad alfa) como también entre las comunidades (diversidad beta). Esto permite además diseñar estrategias de conservación y llevar a cabo a futuro acciones concretas a escala local. En este estudio, la diversidad alfa se midió a través de la abundancia proporcional de especies a partir del índice de Dominancia de Berger- Parker y por medio de la riqueza de especies y su abundancia, con el índice de Equidad de Shannon-Wiener. La diversidad beta se estimó mediante el índice de Sørensen (Moreno, 2001).

A continuación se describe como se calcularon distintos indicadores:

1.1. Cálculo de frecuencia y abundancia relativa para especies de áfidos y parasitoides en las gramíneas del interfilar y en la vegetación aledaña al cultivo:

La frecuencia relativa es la relación porcentual entre la frecuencia de la presencia de la especie y la suma de frecuencias de la presencia de todas las especies.

$$F = (F_i/F_t) * 100$$

La abundancia relativa es la relación porcentual del número de individuos de la especie con respecto al total de individuos de todas las especies.

$$A = (A_i/A_t) * 100$$

1.2. Cálculo de Índices:

1. Índice de Berger – Parker o de abundancia

Este índice expresa la importancia proporcional de las especies más importantes en una comunidad ecológica, a través de la siguiente expresión (Moreno, 2001):

$$D = N_{\text{máx}}/N$$

$N_{\text{máx}}$: N° de individuos de la especie de EN o áfido más abundante.

N : N° total de individuos de todas las especies.

2. Índice de Diversidad de Shannon-Wiener (H').

El índice de Shannon-Wiener (Moreno, 2001), es un método de medición de la diversidad alfa (diversidad dentro de las comunidades) basado en la estructura de la comunidad, es decir, en la distribución proporcional del valor de abundancia relativa de los individuos de cada especie presente. Este índice, mide el grado promedio de

incertidumbre para predecir a que especie pertenecerá un individuo escogido al azar de una colección.

$$H' = - \sum_{i=1}^S p_i \ln p_i$$

Dónde:

S – número de especies o riqueza de especies

p_i – proporción de individuos de la especie i respecto al total de individuos (es decir la abundancia relativa de la especie i): n_i/N .

n_i – número de individuos de la especie i

N – número de todos los individuos de todas las especies

De esta forma, el índice contempla para una comunidad o asociación ecológica, la cantidad de especies presentes en el área de estudio (riqueza de especies), y la cantidad relativa de individuos de cada una de esas especies (abundancia) (Moreno, 2001).

3. Índice de Similaridad de Sørensen

Por su parte, el índice de Sørensen permite conocer el grado de similitud en la composición de las especies en una comunidad ecológica (Moreno, 2001), en este caso, del complejo de parasitoides de áfidos presentes en gramíneas del interfilar del cultivo de duraznero y la vegetación circundante a dicho cultivo.

$$ISS = [2 S_{ij} / (S_i + S_j)] \times 100$$

Donde:

S_{ij} : número de especies de EN en común.

S_i : número de especies de EN en la situación i .

S_j : número de especies de EN en la situación j .

2. Comparación entre porcentaje de parasitodismo por brote para TT, T2M y TI para ambos años.

Con el objetivo de comparar los porcentajes de parasitoidismo en los años 2015 y 2016, se procedió a graficar los datos obtenidos de esta variable para cada tratamiento en cada año para obtener las tendencias. Además, se incluyeron los datos climáticos históricos y los correspondientes a cada temporada de manera de asociarlos a las tendencias obtenidas e interpretarlas.

- **Análisis estadístico:**

Los datos provenientes de la variable porcentaje de parasitoidismo no se ajustaron a una distribución normal. Esta variable es binomial, ya que expresa el número de éxitos obtenidos en cada prueba del experimento, o sea del total de áfidos en un brote, cuantos son parasitoidizados, por lo que se modeló como la proporción de una distribución binomial, utilizando regresión logística. El modelo de Regresión logística (Modelo Lineal Generalizado=GLM) permite estimar la relación existente entre una variable dependiente y una/un conjunto de variable/s independiente/s. De esta manera, los valores del porcentaje de parasitoidismo por brote estimados para los tres tratamientos de control de *M. persicae* (TT, T2M, TI) fueron sometidos a este análisis, utilizando los datos directos de porcentaje de parasitoidismo por brote en las diferentes fechas. Se analizó cada año por separado.

En el caso de la variable N° de rulos por planta, los datos obtenidos tampoco se ajustaron a una distribución normal. Esta variable es de tipo Poisson ya que se asocia al número de eventos que ocurren en una unidad arbitraria, en este caso el número de brotes con hojas enrolladas en una planta de duraznero. De esta manera para esta variable se realizó un análisis de Regresión de Poisson (Modelo Lineal Generalizado=GLM) para los tres tratamientos (TT, T2M y TI), también en forma individual para cada año.

En ambos casos se utilizó el programa Estadístico Stata (Versión 6.1).

4. RESULTADOS

4.1. Asociaciones planta-áfido-parasitoide en vegetación aledaña, gramíneas y cultivo de duraznero.

4.1.1. Avena sembrada y otras gramíneas presentes en el interfililar y en la vegetación aledaña al cultivo de duraznero.

El inventario de las relaciones planta-áfido-parasitoide Aphidiinae halladas en la en las gramíneas presentes en el interfililar del cultivo, avena y cebada, se muestran en la Tabla 2. Se encontraron cinco especies de áfidos y seis de parasitoides primarios Aphidiinae asociados a las mismas. *Ropalosiphum maidis* se registró en ambas especies de gramíneas.

Tabla 2. Asociaciones planta-áfido (Hemiptera: Aphididae)-parasitoide (Hymenoptera: Braconidae) en plantas de avena y cebada sembradas en el interfililar del cultivo de duraznero (2015-2016). ***: no se registraron parasitoides.

Cultivos Interfililar	Áfidos	Parasitoides asociados
<i>Avena Sativa</i> "Avena"	<i>R. padi</i>	<i>A. colemani</i>
		<i>A. rhopalosiphi</i>
		<i>L. testaceipes</i>
		<i>D. rapae</i>
	<i>R. maidis</i>	<i>A. colemani</i>
		<i>L. testaceipes</i>
		<i>P. volucre</i>
		<i>D. rapae</i>
	<i>M. dirhodum</i>	<i>A. colemani</i>
		<i>L. testaceipes</i>
<i>Sitobion avenae</i> (F)	<i>A. colemani</i>	
	<i>A. rhopalosiphi</i>	
<i>Hordeum vulgare</i> "Cebada"	<i>Sipha maydis</i> Passerini	***
	<i>R. maidis</i>	<i>A. colemani</i>
		<i>A. picipes</i>

A su vez, *R. maidis* y *R. padi* fueron los áfidos más frecuentes y abundantes del complejo de áfidos (Tabla 3). Cabe destacar que *M. persicae*, la principal plaga del duraznero, no fue registrada en esta vegetación.

Tabla 3. Porcentaje de frecuencia y abundancia relativa de las especies de áfidos provenientes de gramíneas presentes en el interfilas (temporadas 2015-2016).

Áfidos	Frecuencia relativa	Abundancia relativa
<i>R. maidis</i>	35,70	39,53
<i>R. padi</i>	28,60	23,26
<i>M. dirhodum</i>	12,30	11,63
<i>S. avenae</i>	16,30	18,60
<i>S. maydis</i>	7,10	6,98

Aphidius colemani fue el parasitoide más conspicuo en esta vegetación. Parasitoidizó a cinco de los seis áfidos presentes en las gramíneas y mostró una frecuencia relativa de un 30,77%. Con respecto a la abundancia de estos insectos herbívoros, el género *Aphidius* fue el más abundante, destacándose la especie *A. colemani* con el 41,67% (Tabla 4).

Tabla 4. Porcentaje de frecuencia y abundancia relativa de las especies de parasitoides provenientes de las gramíneas en el interfilas (temporadas 2015-2016).

Parasitoides	Frecuencia relativa	Abundancia relativa
<i>L. testaceipes</i>	11,54	19,44
<i>A. colemani</i>	30,77	41,67
<i>D. rapae</i>	15,38	13,89
<i>P. volucre</i>	11,54	5,56
<i>A. picipes</i>	11,54	11,11
<i>A. rhopalosiphi</i>	19,23	8,33

La Tabla 5 presenta los resultados de la interacciones entre áfidos-parasitoides en la vegetación alemana al cultivo de duraznero. Se relevaron 16 especies vegetales principalmente malezas, hortalizas y plantas ornamentales, sobre las cuales se identificaron 13 especies de áfidos y siete especies de parasitoides.

Tabla 5. Asociaciones planta-áfido (Hemiptera: Aphididae)-parasitoide (Hymenoptera: Braconidae) en la vegetación aledaña al cultivo de duraznero (2015-2016). Referencias ***: no se obtuvo material.

Especie vegetal	Áfido hospedero	Parasitoide asociado
<i>Hedera helix</i> “Hiedra” (Araliaceae)	<i>Aphis hederae</i> kaltenbach	<i>L. testaceipes</i> (Braconidae)
<i>Bromus</i> sp. (Poaceae)	<i>R. padi</i>	<i>A. colemani</i> (Braconidae)
<i>Sonchus oleraceus</i> “Cerraja” (Asteraceae)	<i>Hyperomyzus lactucae</i> (L)	<i>Praon volucre</i> Haliday (Braconidae)
	<i>Uroleucon sonchi</i> (L)	***
<i>Brassica oleracea</i> “Repollo” (Brassicaceae)	<i>Brevicoryne brassicae</i> (L)	<i>D. rapae</i> (Braconidae)
<i>Rapistrum rugosum</i> “Rapistro” (Brassicaceae))	<i>M. persicae</i>	<i>D. rapae</i>
<i>Conyza bonariensis</i> “Rama negra” (Asteraceae)	<i>Uroleucon bereticum</i> Blanchard	<i>Binodoxys achalensis</i> Starý (Braconidae)
<i>Citrullus lanatus</i> “Sandía” (Cucurbitaceae)	<i>A. gossypii</i>	<i>L. testaceipes</i>
		<i>A. colemani</i>
<i>Mentha</i> sp. “Menta” (Lamiaceae)	<i>A. gossypii</i>	<i>L. testaceipes</i>
		<i>Aphidius picipes</i> (Nees) (Braconidae)
<i>Fragaria x ananassa</i> “Frutilla” (Rosaceae)	<i>A. gossypii</i>	<i>L. testaceipes</i>
<i>Salvia officinalis</i> “Salvia” (Lamiaceae)	<i>Eucarazzia elegans</i> Ferrari	<i>A. colemani</i>
<i>Conium maculatum</i> “Cicuta” (Apiaceae)	<i>Aphis fabae</i> Scop.	<i>L. testaceipes</i>
<i>Sorghum halepense</i> “Sorgo de Alepo” (Poaceae)	<i>Rhopalosiphum maidis</i> (Fitch)	<i>L. testaceipes</i>
		<i>P. volucre</i>
		<i>A. colemani</i>
		<i>D. rapae</i>
<i>Lamium amplexicaule</i> “Ortiga mansa” (Lamiaceae)	<i>A. gossypii</i>	<i>L. testaceipes</i>
<i>Malva parviflora</i> “Malva” (Malvaceae)	<i>Macrosiphum euphorbiae</i> (Thomas)	***
	<i>M. persicae</i>	<i>Aphidius rhopalosiphi</i> De St.-Per.(Braconidae)
<i>Arundo donax</i> “Caña de castilla” (Poaceae)	<i>Melanaphis donacis</i> (Passerini)	<i>D.rapae</i>

<i>Matricaria chamomilla</i> “Manzanilla” (Asteraceae)	<i>A. gossypii</i>	<i>L. testaceipes</i>
		<i>A. colemani</i>

Las especies de áfidos más comúnmente encontradas en la vegetación fueron *A. gossypii* y *M. persicae*, con un 40,83% y 17,30% respectivamente. Con respecto a la abundancia relativa, el primero fue el más abundante, con el 25, 21% (Tabla 6).

Tabla 6. Porcentaje de frecuencia y abundancia relativa de las especies de áfidos provenientes de la vegetación aledaña (temporadas 2015-2016).

Áfidos	Frecuencia relativa	Abundancia relativa
<i>A. hederæ</i>	5,55	12,61
<i>R. padi</i>	4,70	1,26
<i>H. lactucae</i>	6,63	4,20
<i>U. sonchi</i>	7,21	6,30
<i>B. brassicae</i>	3,33	12,61
<i>M. persicae</i>	17,30	16,81
<i>U. bereticum</i>	1,52	4,20
<i>A. gossypii</i>	40,83	25,21
<i>E. elegans</i>	1,42	2,10
<i>A. fabae</i>	1,31	1,26
<i>M. euphorbiae</i>	2,15	0,84
<i>R. maidis</i>	5,63	8,40
<i>M. donacis</i>	2,42	4,20

En relación a las especies de parasitoides, la más frecuente en la vegetación aledaña fue *A. colemani* con un 34,78%, seguida por *L. testaceipes* (26,08%) (Tabla 7). El tercer lugar lo ocupó *D. rapae* (17,39%). Con respecto a la abundancia, *L. testaceipes* fue notablemente la más abundante (73,84%), destacando su importancia en el parasitoidismo de áfidos asociados a la vegetación aledaña del monte de duraznero. Le siguen en abundancia *D. rapae* (9,88%) y *A. colemani* (6,98%).

Tabla 7. Porcentaje de frecuencia y abundancia relativa de las especies de parasitoides provenientes de la vegetación aledaña (temporadas 2015-2016).

Parasitoides	Frecuencia relativa	Abundancia relativa
<i>L. testaceipes</i>	26,08	73,84
<i>A. colemani</i>	34,78	6,98
<i>D. rapae</i>	17,39	9,88
<i>P. volucre</i>	8,70	5,82
<i>A. picipes</i>	5,35	0,58
<i>A. rhopalosiphi</i>	4,48	1,74
<i>B. achalensis</i>	3,22	1,16

Por otra parte, el índice de Sorensen, estimado para evaluar la similitud de los complejos de especies de parasitoides asociados a ambos sistemas vegetales, arrojó un valor de 92,30%, lo que estaría indicando que comparten un elevado número de especies.

4.1.2. Determinación de parasitoidismo natural de *M. persicae* en duraznero, sin manejo fitosanitario.

Los niveles de parasitoidismo por brote evaluados en las subparcelas TT variaron significativamente de un año al otro; mientras que en el 2015 alcanzó casi el 21%, en 2016 llegó casi al 20% de los individuos de *M. persicae* atacados. Los mayores porcentajes se obtuvieron desde mediados de noviembre a principios de diciembre, para ambas temporadas de estudio, coincidentemente con bajos niveles de abundancia de esta especie de pulgón (Fig. 25). El porcentaje promedio de parasitoidismo para ambos años fue de 21,86%.

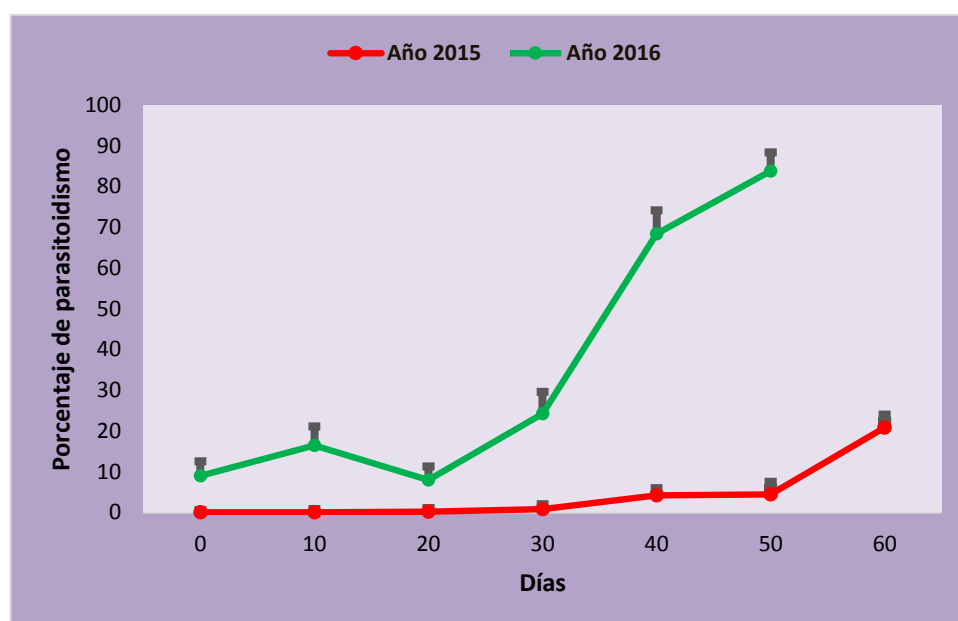


Figura 25. Parasitoidismo natural de *M. persicae* sobre duraznero. Temporada 2015 y 2106. Período de setiembre a diciembre.

Considerando la emergencia total de parasitoides adultos de las momias en los tres tratamientos en el año 2015, las subparcelas no tratadas (TT) concentraron el 46,78% de los ejemplares adultos, con un 32,93% de hiperparasitoides o parasitoides secundarios, y un 13,85% de parasitoides primarios. Del total de microhimenópteros emergidos desde las momias considerando solo este tratamiento, un 70,39% correspondió a parasitoides secundarios (hiperparasitoides) y un 29,61% a parasitoides primarios.

Para el año 2016, estas mismas subparcelas TT, concentraron el 49,08%, con un 30,26% de parasitoides secundarios y un 18,82% de parasitoides primarios del total de

los ejemplares de los tres tratamientos. Considerando la emergencia de las momias solo en este tratamiento, un 61,65% correspondió a parasitoides secundarios (hiperparasitoides) y un 38,35% a parasitoides primarios.

Parasitoides primarios

En relación a las especies de parasitoides primarios encontradas, se hallaron nueve especies asociadas a *M. persicae*. *Aphidius colemani* fue el parasitoides más frecuente (22,73%), seguido por *A. matricariae* (13,64%) (Fig. 26). Es importante destacar que un 18,16% de los ejemplares no pudieron ser identificados a especie y solo se llegó a género.

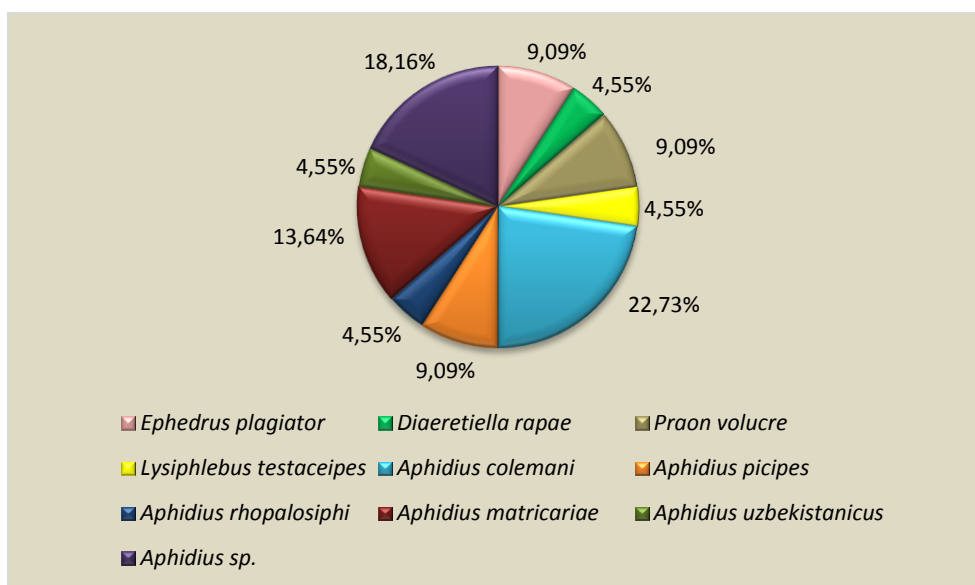


Figura 26. Porcentaje de frecuencia relativa de parasitoides en subparcelas testigo de duraznero (temporada 2015-2016).

Con respecto a la abundancia de estos parasitoides, *A. colemani* exhibió un mayor número de individuos (26,83%). En segundo lugar se encontraron *A. picipes* y *P. volucre*. Podemos observar que el género *Aphidius* sp. superó el 70% de la abundancia total (Fig. 27). Cabe destacar que un 12,20% de los ejemplares no pudieron ser identificados hasta especie.

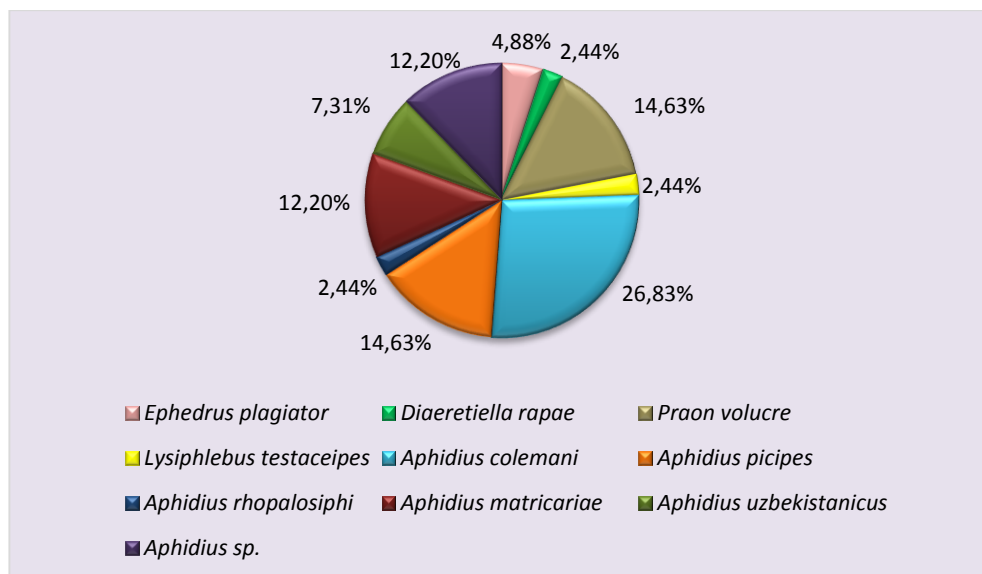


Figura 27. Porcentaje de abundancia relativa de parasitoides en subparcelas testigo de duraznero (temporada 2015-2016).

Parasitoides secundarios

La familia Figitidae (Superfamilia Cynipoidea) concentró más del 50% de los parasitoides secundarios asociados al parasitoidismo natural de *M. persicae* (Fig. 28). Dentro de esta familia fueron identificadas las especies *Alloxysta victrix* (Westwood) (Hymenoptera: Figitidae), la cual constituyó la primera cita para Argentina, y *Alloxysta desantisi* (Pujade-Villar & Díaz) (Hymenoptera: Figitidae), que constituyó la primera cita para Mendoza. El segundo lugar lo ocupó Pteromalidae (Superfamilia Chalcidoidea), con las especies *Pachyneuron aphidis* (Bouché) (Hymenoptera: Pteromalidae) y *Asaphes suspensus* (Nees) (Hymenoptera: Pteromalidae). Ambas especies constituyeron la primera cita para Mendoza; *P. aphidis* se encontró en mayor proporción. El tercer lugar lo ocupó Megaspilidae (Superfamilia Ceraphronoidea), con individuos del género *Dendrocerus* sp. (Hymenoptera: Megaspilidae).

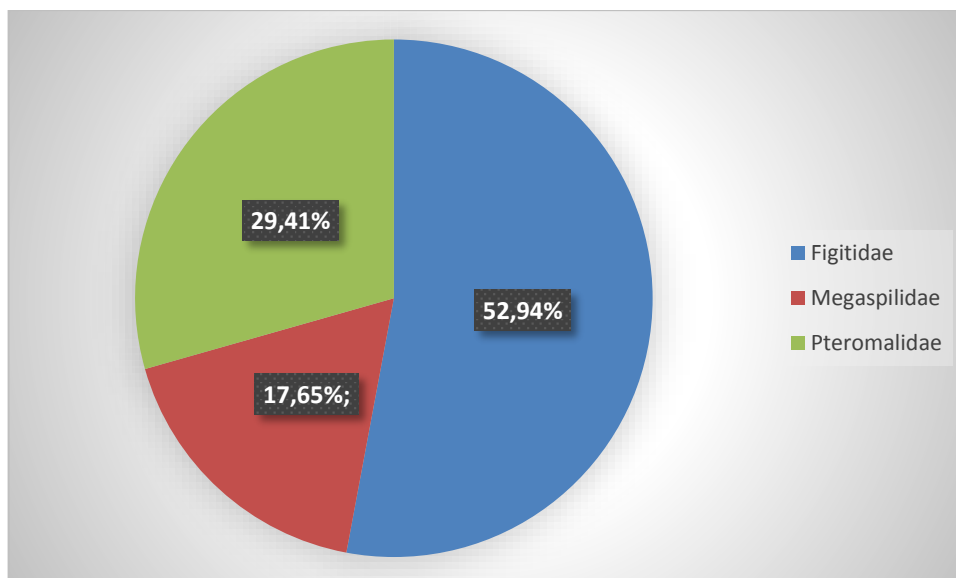


Figura 28. Familias de hiperparasitoides presentes en el parasitoidismo natural de *M. persicae* en duraznero. Temporada 2015-2016.

Otros Enemigos Naturales presentes

Durante este estudio fue posible también registrar la presencia de depredadores de áfidos, pertenecientes a Coccinellidae (Coleoptera) en estado de larva y adulto y de Syrphidae (Diptera) en estado de larva en los brotes con áfidos provenientes de las distintas subparcelas testigo. También se encontraron en menor cantidad larvas pertenecientes a Neuroptera.

4.1.3 Análisis de la diversidad de las asociaciones planta-áfido-parasitoide.

Tabla 8. Índices de Berger-Parker y Shannon-Wiener en gramíneas del interfilar, en vegetación aledaña al cultivo y en el cultivo de duraznero.

Tipo de vegetación	Insectos	Berger-Parker	H'
Gramíneas en el interfilar	Áfidos	0,395	1,455
Aledaña al cultivo	Áfidos	0,252	2,183
Gramíneas en el interfilar	Parasitoides primarios	0,416	1,5691
Aledaña al cultivo	Parasitoides primarios	0,738	0,9560
Duraznero	Parasitoides primarios	0,2683	1,7824

En relación a las especies de pulgones, en las gramíneas del interfilar el áfido dominante fue *R. maidis* ($D=0,252$) mientras que en la vegetación aledaña al cultivo de duraznero, la especie dominante fue *A. gossypii* ($D=0,395$). La diversidad de áfidos presentó un valor más elevado en la vegetación aledaña ($H'=2,183$) en comparación a las

gramíneas del interfilar ($H'=1,455$). Con respecto a los parasitoides primarios, *A. colemani* fue la especie dominante en las gramíneas ($D= 0,416$) y en el cultivo de duraznero ($D= 0,2683$) mientras que *L. testaceipes* lo fue para la vegetación aledaña al cultivo ($D= 0,738$). Finalmente la diversidad de parasitoides fue mayor en el cultivo de duraznero ($H'=1,7824$) en relación a las gramíneas del interfilar ($H'=1,5691$) y a la vegetación aledaña al cultivo ($H'=0,9560$) (Tabla 8).

4.2. Protocolo de cría de *A. colemani* sobre *R. padi* en condiciones semicontroladas, para la obtención de plantas refugio con avena.

Como resultado de la cría del braconido *A. colemani* sobre el áfido alternativo – *R. padi*– para su introducción al cultivo de duraznero, se pudo comprobar que el porcentaje de emergencia de los parasitoides de las momias fue del 60,34%, y ocurrió durante un período de 16 días. La emergencia se concentró desde el día 12 y fue mermando hacia el día 16, no registrándose emergencias posteriores (Fig. 29).

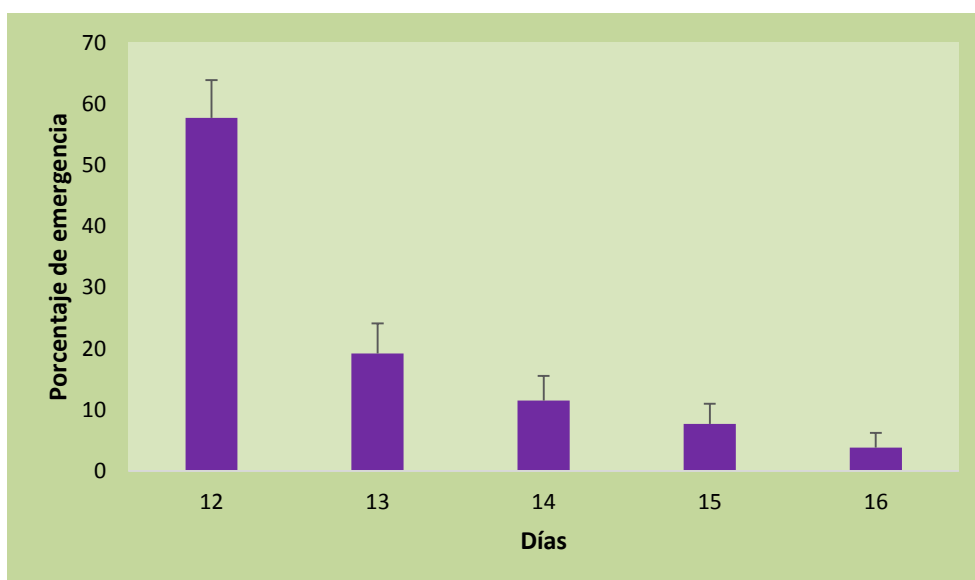


Figura 29. Variación en la emergencia de adultos de *A. colemani* en el tiempo, utilizando como hospedador alternativo a *R. padi* y criado sobre avena.

La formación de momias se verificó a los 13 días de haber expuesto las ninfas del áfido a las avispa hembras. Por otra parte, la longevidad promedio de los parasitoides adultos fue de seis días. La proporción sexual hembras/machos fue de 0,5.

La identificación taxonómica de los parasitoides adultos confirmó la presencia de *A. colemani* en un porcentaje cercano al 90%. Se constató además la presencia de *L. testaceipes* y *D. rapae* en la cría de laboratorio, sin detectar la presencia de parasitoides secundarios en la misma.

4.3. Evaluación del sistema avena-*R. padi*-*A. colemani* como plantas refugio para el control biológico de *M. persicae* y el control químico en la plantación de duraznero.

4.3.1. Análisis de la variable porcentaje de parasitoidismo para los años 2015 y 2016.

El análisis preliminar de los resultados utilizando como variable dependiente el número de pulgones parasitoidizados para ambos años y en los tres tratamientos mostró que esta no se ajusta a una distribución normal (Figs. 30 y 31).

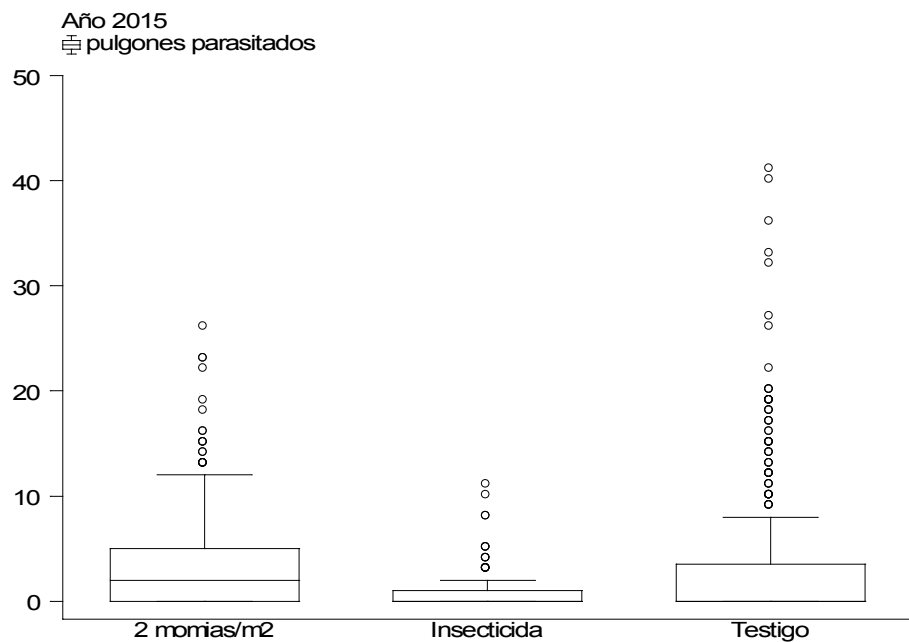


Figura 30. Gráfico de cajas y bigotes de la variable número de *M. persicae* parasitoidizados por *A. colemani* durante el año 2015.

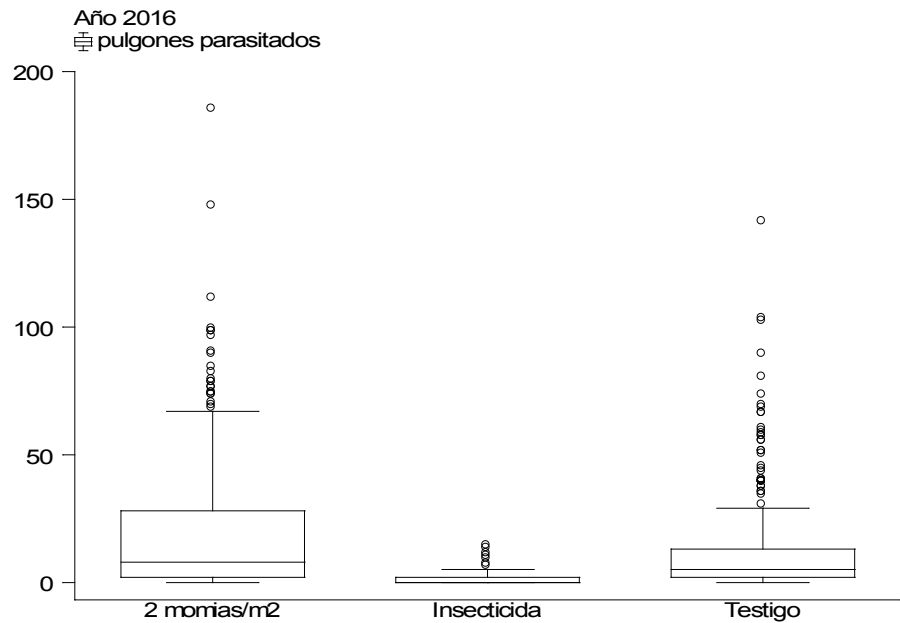


Figura 31. Gráfico de cajas y bigotes de la variable número de *M. persicae* parasitoidizados por *A. colemani* durante el año 2016.

Por lo tanto, se eligió para la comparación de los niveles de parasitoidismo entre los distintos tratamientos, un análisis de **regresión logística**. Para ello se definió una variable binaria y para darle valores se utilizó como referencia el estudio de Berta *et al.* (2002) que obtuvieron un 10% de parasitoidismo en el brote. De esta manera definimos:

$$= \begin{cases} 1, & \text{si parasitoidismo} \geq 10\% \\ 0, & \text{si parasitoidismo} < 10\% \end{cases}$$

Asumiendo para esta variable una distribución binomial cuyo valor esperado es el porcentaje de parasitoidismo, al que se llamará P , se estudió la dependencia de P respecto de los tres tratamientos y de la fecha de medición. Para esto se planteó el siguiente modelo de regresión logística:

$$\log\left(\frac{P}{1-P}\right) = \beta_0 + \beta_1 Tr1 + \beta_2 Tr2 + \delta Fecha + \alpha_1 Tr1 \times Fecha + \alpha_2 Tr2 \times Fecha \quad (1)$$

En el mismo intervienen variables indicadoras de tratamiento (Tr), una variable cuantitativa ($Fecha$) y las interacciones entre fecha y tratamiento ($Tr \times Fecha$). En la Tabla 9 se muestra la expresión de los valores esperados en términos del problema planteado.

Tabla 9. Valores esperados de parasitoidismo de *M. persicae* en la plantación de duraznero con tres regímenes (tratamientos) de manejo diferentes: TT=subparcelas sin manejo fitosanitario; TI=subparcelas bajo tratamiento químico con Imidacloprid; T2M= subparcelas donde se colocan plantas refugio con *A. colemani*, a razón de 2 momias/m2.

Tratamiento	Tr1	Tr2	$\log\left(\frac{P}{1-P}\right)$
TT	0	0	$\beta_0 + \delta t$
TI	1	0	$\beta_0 + \beta_1 + \delta t + \alpha_1 t$
T2M	0	1	$\beta_0 + \beta_2 + \delta t + \alpha_2 t$

- El cociente $P/(1-P)$, que es el argumento del logaritmo, es denominado *disparidad* y representa el tamaño de la proporción de insectos parasitoidizados con respecto a la proporción de insectos no parasitoidizados.
- La constante β_0 representa el valor esperado del tratamiento TT.
- Los coeficientes β_1 y β_2 representan los efectos de los tratamientos TI (Imidacloprid 70% WP) y T2M, respectivamente.
- El coeficiente δ representa el efecto lineal de la fecha.
- Los coeficientes α_1 y α_2 representan el efecto de la interacción entre el tratamiento y la fecha de medición.
- La significancia estadística de β_1 , β_2 , α_1 y α_2 determina las diferencias de los tratamientos TI y T2M, con respecto al TT.

Así, se procedió a estimar los parámetros por el método de máxima verosimilitud. En la Tabla 10 se observan las estimaciones para los coeficientes de regresión presentados anteriormente:

Tabla 10. Estimación de parámetros de regresión logística variable porcentaje de parasitoidismo. Temporada 2015-2016.

Parámetro	Año 2015		Año 2016	
	Estimación	p-valor	Estimación	p-valor
β_0	-9.691396	0.0001 *	-0.232192	0.0001 *
β_1	-1.251143	0.0040 *	0.338497	0.0001 *
β_2	-4.279971	0.0001 *	2.704351	0.0001 *
α_1	0.009394	0.2920 ns	0.012513	0.0020 *
α_2	0.0839052	0.0001 *	-0.064229	0.0001 *
δ	0.1729835	0.0001 *	-0.011441	0.0001 *

Los tratamientos TI, con insecticida (Imidacloprid 70% WP), y T2M, 2 momias/m² mostraron diferencias significativas con el tratamiento TT, testigo, en ambos años. A su vez, dado que el coeficiente de la variable fecha fue significativo y positivo, indicó que la disparidad aumenta a lo largo del tiempo. Finalmente, los coeficientes de los términos de interacción aumentaron o disminuyeron, según su signo, la tasa de variación del logaritmo de la disparidad.

La comparación entre los tratamientos TI y T2M se realizó por medio del ajuste de un modelo similar al anterior, pero se excluyeron las variables T2M y su interacción, y se incluyeron las correspondientes al tratamiento TT (Testigo):

$$\log\left(\frac{P}{1-P}\right) = \lambda_0 + \lambda_1 TrI + \lambda_2 Tr0 + \delta Fecha + \gamma_1 TrI \times Fecha + \gamma_2 Tr0 \times Fecha \quad (2)$$

En la tabla 11 se distingue que los coeficientes λ_1 y γ_1 establecen la diferencia, de ser significativamente diferentes de 0, entre el tratamiento Insecticida y el tratamiento 2 momias/m². Para los años 2015 y 2016 se tienen las siguientes estimaciones de estos coeficientes:

Tabla 11. Comparación de tratamientos variable porcentaje de parasitoidismo regresión logística. Temporada 2015-2016.

Tratamiento	TrI	Tr0	$\log\left(\frac{P}{1-P}\right)$
2 Momias/m ²	0	0	$\lambda_0 + \delta t$
Imidacloprid (70% WP)	1	0	$\lambda_0 + \lambda_1 + \delta t + \gamma_1 t$
Testigo	0	1	$\lambda_0 + \lambda_2 + \delta t + \gamma_2 t$

Se observó que existieron diferencias entre el tratamiento TI (Insecticida) y el tratamiento T2M (2 momias/m²) para los dos años considerados, ya que ambos coeficientes fueron significativamente distintos de cero (Tabla 12).

Tabla 12. Estimación de parámetros regresión logística comparación tratamientos TI y T2M.

Parámetro	Año 2015		Año 2016	
	Estimación	p-valor	Estimación	p-valor
λ_1	3.028828	0.0001 *	-2.365854	0.0001 *
γ_1	-0.0745112	0.0001 *	0.0767421	0.0001 *

De la ecuación (1) surge que el valor esperado de proporción de pulgones parasitoidizados es:

$$\hat{P} = \frac{1}{1 + e^{-D}} \quad (3)$$

Donde D es el lado derecho de la ecuación (1) calculado adecuadamente para cada uno de los tratamientos. La tabla 13 muestra los valores esperados de cada tratamiento para un tiempo genérico t .

Tabla 13. Ecuaciones de valores esperados de parasitoidismo regresión logística. Temporada 2015-2016.

TRAT.	Año 2015		Año 2016	
	D	\hat{P}	D	\hat{P}
TT	$-9,691+0,1730t$	$\hat{P} = \frac{1}{1 + e^{9,691-0,1730t}}$	$-0,2322 + 0,0114t$	$\hat{P} = \frac{1}{1 + e^{0,2322+0,0114t}}$
TI	$-10,942+0,1824t$	$\hat{P} = \frac{1}{1 + e^{10,942-0,1824t}}$	$0,1063+0,0011t$	$\hat{P} = \frac{1}{1 + e^{-0,106-0,0011t}}$
T2M	$-13,971+0,2569t$	$\hat{P} = \frac{1}{1 + e^{13,971-0,2569t}}$	$2,472-0,0757t$	$\hat{P} = \frac{1}{1 + e^{-2,472-0,0757t}}$

Como se esperaba, el porcentaje de parasitoidismo de *M. persicae* por brote de duraznero fue menor en las subparcelas TI, donde se aplicó el insecticida, para ambos años, mientras que fue alto en las subparcelas testigo 2016 TT 2016 y las manejadas con control biológico con liberaciones de *A. colemani* T2M 2016. Las TT 2015 y T2M 2015 mostraron valores más bajos de parasitoidismo; sin embargo, éstos fueron mayores que las tratadas químicamente (Fig. 32).

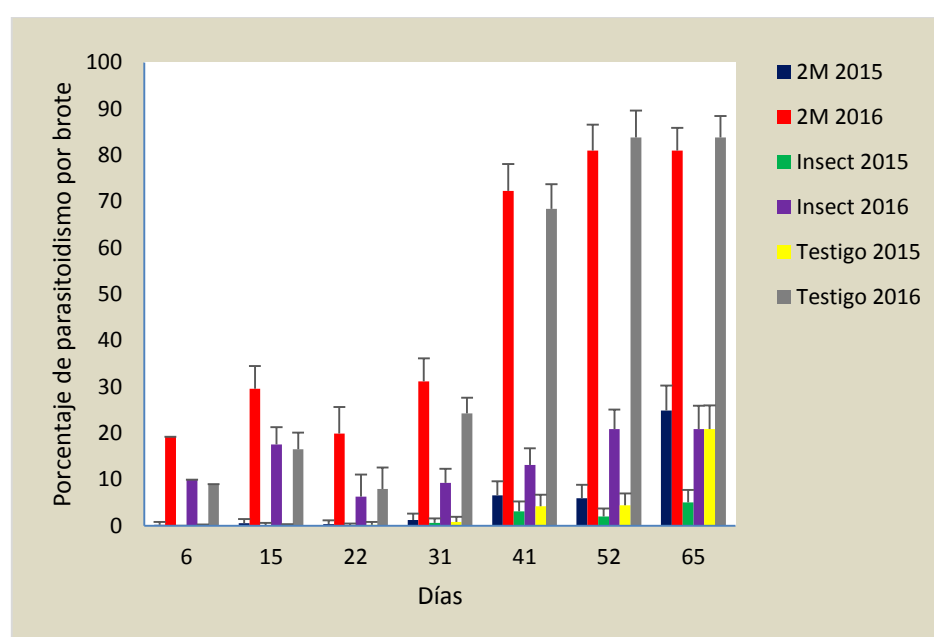


Figura 32. Porcentaje de parasitoidismo por brote para cada tratamiento. Temporada 2015- 2016.

En la Tabla 14 podemos observar la variación mensual en los registros climáticos para ambos años, su comparación con los datos históricos y el porcentaje de parasitoidismo promedio mensual para cada tratamiento.

Tabla 14. Registros mensuales y porcentajes de parasitoidismo. Temporada 2015-2016. Ref: Tmed: Temperatura media. HR: Humedad Relativa. Pp: Precipitación. Gd: Grados días (DACC, 2016).

Mes	Registros mensuales				% de parasitoidismo		
	T med	HR	Pp	Gd	T2M	TI	TT
2015							
Setiembre	12,71	49,27	0,20	81,20	0,23	0,00	0,03
Octubre	13,17	64,61	32,40	98,40	0,38	0,12	0,14
Noviembre	18,11	60,90	51,20	243,30	4,55	1,90	3,15
Diciembre	23,04	55,52	55,52	404,20	24,84	5,02	20,86
2016							
Setiembre	14,30	33,60	0,20	91,25	19,22	9,94	8,98
Octubre	17,30	44,20	9,00	230,20	24,73	11,91	12,22
Noviembre	21,00	35,30	36,30	322,10	51,7	11,17	46,32
Diciembre	24,30	36,30	21,20	405,15	80,96	20,83	83,84
Histórico (98/15)							
	T med	HR	Pp	Gd			
Setiembre	12,8	43,97	5,39	94,62			
Octubre	17,73	41,9	11,35	237,57			
Noviembre	20,7	40,64	15,61	318,74			
Diciembre	23,29	42,67	15,17	403,92			

Parasitoides primarios y secundarios en los tratamientos 2 momias/ m² e insecticida y otros enemigos naturales registrados.

Considerando la emergencia total de las momias en los tres tratamientos en el año 2015, el tratamiento 2 Momias/m² concentró el 47,45% de los ejemplares, con un 20,60 % de parasitoides secundarios y un 26,85% de parasitoides primarios. Del total de ejemplares emergidos desde las momias solo para este tratamiento, un 43,41% correspondió a parasitoides secundarios (hiperparasitoides) y un 56,59% a parasitoides primarios. En el caso del tratamiento Insecticida, los ejemplares emergidos representaron el 5,77% del total, distribuidos en un 3,71% de parasitoides secundarios y un 2,06% de parasitoides primarios. De todos los ejemplares solo para este tratamiento, un 64,70% fueron parasitoides secundarios y un 35,30% parasitoides primarios.

En el año 2016, el tratamiento 2 Momias/m² concentró el 44,68% de los ejemplares totales, con un 15,13 % de parasitoides secundarios y un 29,55% de parasitoides primarios. Del total de ejemplares emergidos desde las momias solo para este tratamiento, un 33,87% correspondió a parasitoides secundarios (hiperparasitoides) y un 66,13% a parasitoides primarios. En el caso del tratamiento Insecticida, los ejemplares emergidos representaron el 6,24% del total, distribuidos en un 1,42 % de parasitoides secundarios y un 4,82 % de parasitoides primarios. De todos los ejemplares solo para este tratamiento, un 22,67 % fueron parasitoides secundarios y un 77,33% parasitoides primarios.

Parasitoides primarios asociados al tratamiento T2M

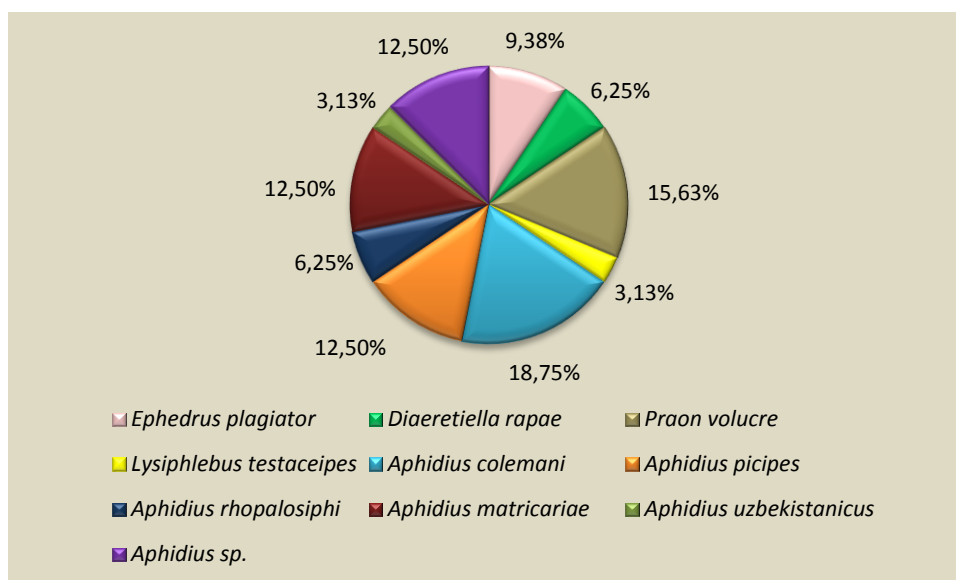


Figura 33. Porcentaje de frecuencia relativa de parasitoides en el tratamiento 2 Momias/m²

Los resultados presentados en la figura 33 nos indican que *A. colemani* fue el parasitoide primario más frecuente, seguido por *P. volucre*. En relación a la abundancia, el parasitoide más abundante fue *A. colemani*, seguido por *A. picipes* (Fig. 34).

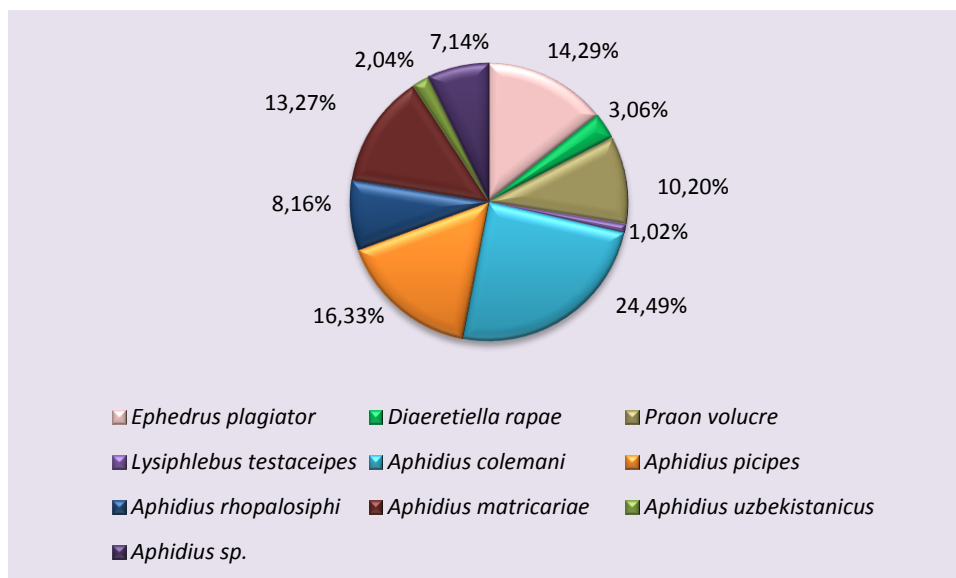


Figura 34. Porcentaje de abundancia relativa de parasitoides en el tratamiento 2 Momias/m²

Parasitoides secundarios asociados al tratamiento T2M

En relación a los parasitoides secundarios, la mayor parte correspondieron a la familia Figitidae, (Superfamilia Cynipoidea). Se pudo corroborar la presencia de las especies *A. desantisi* y *A. victrix*. También se constató la presencia de *P. aphidis* de la familia Pteromalidae (Chalcidoidea).

Otros Enemigos Naturales presentes

Se constató una importante presencia de insectos depredadores de Coccinellidae en estado de larva y adulto, y de Syrphidae en estado de larva, en los brotes parasitoidizados de las distintas subparcelas T2M. También se encontraron, aunque en menor cantidad, larvas de especies sin identificar de Neuroptera.

Parasitoides primarios y secundarios asociados al tratamiento insecticida

En este tratamiento solamente se se encontraron cinco especies de parasitoides primarios. En relación a los parasitoides secundarios sólo se encontraron especies pertenecientes a Cynipoidea: Figitidae.

4.3.2. Análisis de la diversidad de las asociaciones planta-áfido-parasitoide en subparcelas de la plantación de duraznero manejadas con control biológico y químico.

Tabla 15. Índices de Berger-Parker y Shannon-Wiener para los tratamientos T2M y TI.

Tratamiento	Insectos	Berger-Parker	H'
T2M	Parasitoides primarios	0,244	2,0452
TI	Parasitoides primarios	0,272	1,72019

Con respecto a las especies de parasitoides primarios, *A. colemani* fue la especie dominante en el tratamiento T2M ($D=0,244$) mientras que *A. matricariae* lo fue para el tratamiento TI ($D=0,272$). La diversidad fue mayor en el tratamiento T2M ($H'=2,0452$) con respecto a TI ($H'=1,72019$) (Tabla 15).

4.4. Evaluación del daño producido por la plaga *M. persicae* bajo dos estrategias de manejo: control biológico aumentativo por medio de *A. colemani* aplicado en plantas refugio con respecto al control químico.

Se realizó un análisis de **Regresión de Poisson** (Modelo Lineal Generalizado, familia Poisson) de los diferentes tratamientos en relación al número de rulos (brotes con hojas enrolladas) por planta, como variable respuesta.

En el año 2015, el pulgón *M. persicae* produjo casi tres veces más daño al cultivo de duraznero en las subparcelas TT (Testigo), no manejadas, en relación a las manejadas con control biológico (T2M) o químico (TI) (Fig. 35). Por otra parte, el número de rulos (brotes con hojas enrolladas) fue similar en los árboles manejados con plantas refugio o pulverizados con insecticida.

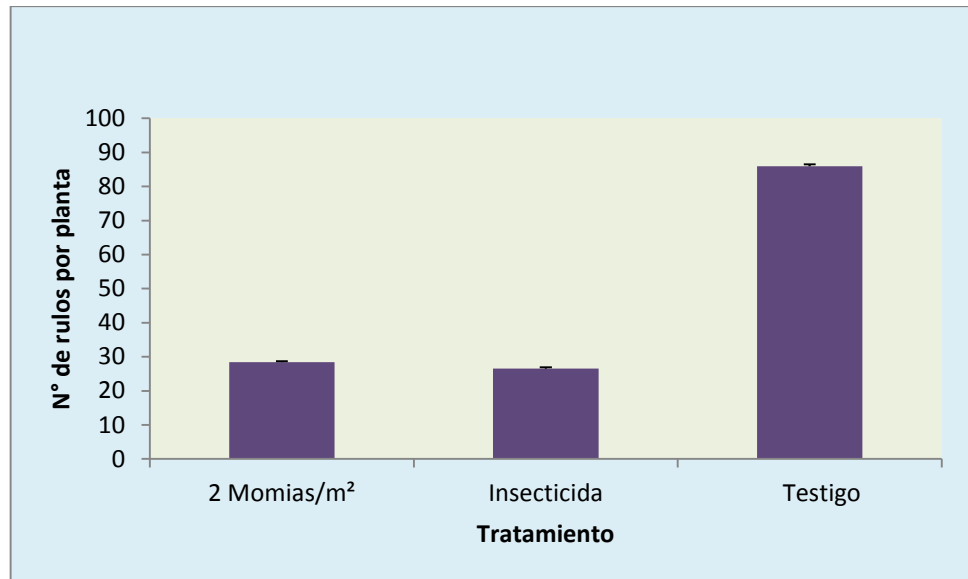


Figura 35. Número de rulos (brotes con hojas enrolladas) promedio por planta de duraznero por tratamiento para el año 2015.

El análisis de regresión de Poisson indicó que existieron diferencias significativas en el número de brotes con hojas enrolladas (rulos) entre plantas del tratamiento TT (Testigo) y los tratamientos T2M (2 momias/m²) y TI (aplicación de Imidacloprid) para la temporada 2015 (Tabla 16). Asimismo, no se registraron diferencias significativas entre el tratamiento T2M y TI para esta variable (Tabla 17).

Ref: T2M: 2 Momias/m², TI: Insecticida (Imidacloprid 70%WP).

Residual df = 41	No. of obs = 44
Pearson X ² = 177,7544	Deviance = 177,9516
Dispersion = 4,335473	Dispersion = 4,340283

Tabla 16. Ajuste de modelo de Regresión de Poisson (Testigo como base de comparación). Temporada 2015.

Rulos	Coef	Std. Error	z	P> Z	[95% Conf. Interval]	
T2M	-1,108112	0,0541287	-20,472	0,000	-1,214202	-1,002022
TI	-1,176476	0,0622248	-18,907	0,000	-1,298434	-1,054517
_cons	4,453620	0,026968	-165,145	0,000	4,400764	4,506477

Ref: TT:Testigo, TI: Insecticida (Imidacloprid 70%WP).

Residual df = 41	No. of obs = 44
Pearson X ² = 177,7544	Deviance = 177,9516
Dispersion = 4,335473	Dispersion = 4,340283

Tabla 17. Ajuste del modelo de Regresión de Poisson (2 Momias/m² como base de comparación). Temporada 2015.

Rulos	Coef	Std. Error	z	P> Z	[95% Conf. Interval]	
TT	1,108112	0,0541287	20,472	0,000	1,002022	1,214202
TI	-0,068364	0,0731252	-0,935	0,350	-0,211686	0,074959
_cons	3,345508	0,0460323	71,284	0,000	3,253523	3,437494

Con relación al daño registrado en los brotes de duraznero por *M. persicae* durante el año 2016 (Fig. 36), se observó una tendencia similar a la del año 2015. Así, en el 2016 las subparcelas bajo los regímenes de manejo, ya sea químico o biológico, presentaron daño similar de *M. persicae* en los brotes, y notablemente menor al provocado a las plantas del tratamiento Testigo (TT).

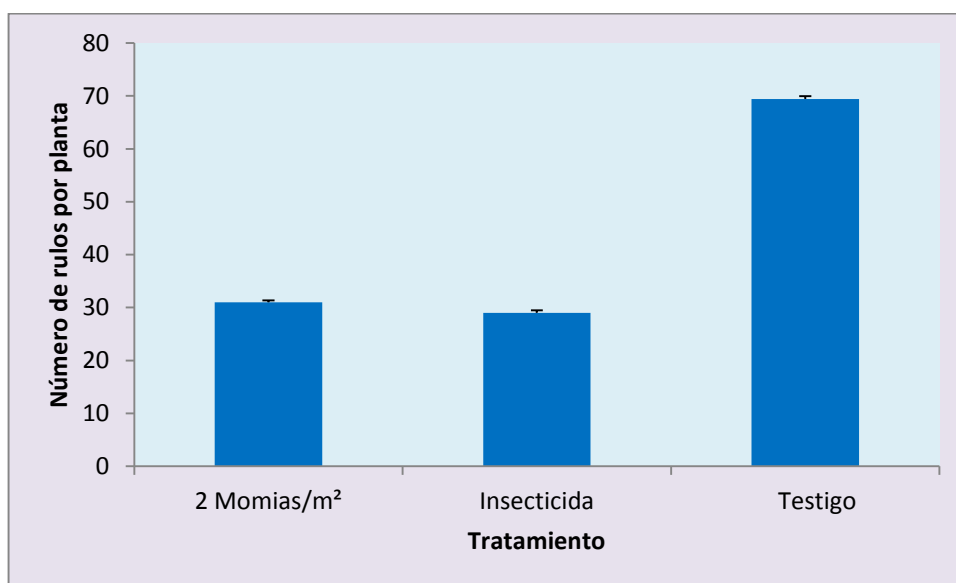


Figura 36. Número de rulos (brotes con hojas enruladas) promedio por planta de duraznero por tratamiento para el año 2016.

Las Tablas 18 y 19 muestran los parámetros estadísticos del análisis de Regresión de Poisson para el año 2016. Como en el año 2015, se observaron diferencias significativas en cuanto al daño en los brotes de duraznero en el 2016 entre el tratamiento TT (Testigo) y los los tratamientos T2M y TI, no observandose diferencias significativas entre estos últimos respecto a la variable respuesta.

Ref: T2M: 2 Momias/m², TI: Insecticida (Imidacloprid 70%WP)

Residual df = 41

No. of obs = 44

Pearson X² = 931,9621

Deviance = 796,5332

Dispersion = 22,73078

Dispersion = 19,42764

Tabla 18. Ajuste de modelo de Regresión de Poisson (Testigo como base de comparación). Temporada 2016.

Rulos	Coef	Std. Error	z	P> Z	[95% Conf. Interval]	
T2M	-0,8064399	0,0540020	-14,934	0,000	-0,9122817	-0,700598
TI	-0,8731312	0,0614298	-14,213	0,000	-0,9935314	-0,752731
cons	4,240427	0,0300015	141,341	0,000	4,181625	4,299229

REF: TT: Testigo, TI: Insecticida (Imidacloprid 70%WP)

Residual df = 41

No. of obs = 44

Pearson X2 = 931,9621

Deviance = 796,5332

Dispersion = 22,73078

Dispersion = 19,42764

Tabla 19. Ajuste de modelo de Regresión de Poisson (2 Momias/m² como base de comparación). Temporada 2016.

Rulos	Coef	Std. Error	z	P> Z	[95% Conf. Interval]	
TT	-0,8064399	0,054002	14,934	0,000	0,700598	0,9122817
TI	-0,066914	0,069926	-0,954	0,340	-0,2037439	0,0703611
cons	3,433987	0,0449012	76,479	0,000	3,345982	3,521992

5. DISCUSIÓN

El manejo de las plantas silvestres o espontáneas asociadas a los agroecosistemas cobra especial interés en el control biológico de plagas. Así, numerosos autores mencionan la importancia de la vegetación aledaña como reservorios de potenciales enemigos naturales (Verkerk, *et al.*, 1998; Rebek *et al.*, 2005). A modo de ejemplos, Tizado Morales *et al.* (1992) registraron en España la presencia de cinco especies de parasitoides en forma frecuente atacando a pulgones del género *Aphis* sp. en plantas silvestres, los que a su vez se hallaban en plantas cultivadas, con el potencial de ser utilizados en el control biológico de los pulgones. En una investigación similar llevada a cabo en el cultivo de trigo se detectó la presencia de *Aphidius matricariae* parasitoidizando al áfido *Capitophorus inulae* (Passerini) (Hemiptera: Aphididae) en la “olivarda” *Dittrichia viscosa* L. (Asteraceae), una planta comúnmente presente en forma adyacente a los cultivos de gramíneas. El parasitoide *A. matricariae* ataca además a *R. padi*, áfido plaga de los cereales (Kavallieratos *et al.*, 2002). Estudios realizados por Andorno (2012) destacan la importancia de las gramíneas silvestres como hospederas alternativas de áfidos y sus parasitoides asociados en cultivos hortícolas bajo invernáculo. En este último trabajo, el parasitoide más frecuentemente encontrado fue *A. colemani*, parasitoidizando distintas especies de pulgones sobre diversos hospederos en el agroecosistema, tanto en los cultivos como en la flora de los alrededores.

En relación a frutales, estudios realizados en Grecia, demostraron que la presencia del arbusto *Vitex agnus castus* L. (Lamiaceae) favorece la colonización por *Aphis viticis* Ferrari (Hemiptera: Aphididae) cuando crece en forma adyacente al cultivo de naranja *Citrus sinensis* (L) (Rutaceae), y que actúa como reservorio del parasitoide *A. colemani*, quién fue también huésped predominante del áfido plaga *Toxoptera aurantii* (Boyer de Fonscolombe) (Hemiptera: Aphididae) para dicho frutal. También la “euforbia del mediterráneo” *Euphorbia chalcias* subsp. *Wulfenii* (Hoppe ex W. Koch) (Euphorbiaceae) cumple un papel afín cercana a montes de almendros, hospedando al áfido *Aphis euphorbiae* Kaltenbach (Hemiptera: Aphididae), el que a su vez es atacado frecuentemente por *Ephedrus persicae* Froggatt (Hymenoptera: Braconidae), parasitoide común con la plaga de almendros *Brachycaudus amygdalinus* (Schouteden) (Hemiptera: Aphididae) (Kavallieratos *et al.*, 2008). Un aspecto importante a destacar de los cultivos

perennes como el estudiado en este trabajo de Tesis, es que han sido señalados como potencialmente más adecuados para llevar a cabo un control biológico por conservación, debido a que están sujetos a menor grado de perturbación que los anuales (Paredes *et al.*, 2013). Los resultados obtenidos en esta investigación en cuanto a las asociaciones áfidos-parasitoides presentes en la vegetación aledaña al cultivo de duraznero, se destacan tanto por su frecuencia como por su abundancia dos especies de áfidos, *A. gossypii* y *M. persicae*, siendo la primera de ellas la más importante para ambos parámetros. Ambas especies son polífagas, y se las registró sobre varios hospederos vegetales. Sin embargo, *A. gossypii* no es considerada como perjudicial para el duraznero y por otra parte, es importante como reservorio de parasitoides para el áfido plaga, *M. persicae*, como *A. colemani*. Por otro lado, *R. maidis* y *R. padi* fueron los áfidos más frecuentes y abundantes en gramíneas, siendo estas especies plagas características de dicho grupo de plantas, al igual que las especies *S. avenae*, *M. dirhodum* y *S. maydis*. *A. colemani* parasitoidizó a varias de estas especies de pulgones en el interfilar, por lo que el manejo de la vegetación dentro del predio del duraznero puede promover la acción de estos enemigos naturales para el control de *M. persicae*.

Con respecto al análisis de la estructura del complejo de insectos conformado por áfidos y parasitoides de este estudio, indicó una diversidad de parasitoides asociados en las gramíneas sembradas en el interfilar algo mayor con respecto a la vegetación aledaña al cultivo, aunque luego se demostró que ambos complejos son similares en cuanto a la composición de especies (especies en común). Entonces se concluye que tanto la vegetación aledaña al duraznero como las gramíneas del interfilar comparten la mayor parte de las especies de parasitoides asociados a los mismos, destacándose la importancia en dicho agroecosistema de la flora periférica al cultivo.

Como se mencionó anteriormente, el parasitoide *A. colemani*, especie central en esta investigación, tuvo una frecuencia y abundancia destacadas en las gramíneas presentes en el agroecosistema, principalmente en la avena sembrada en el interfilar. En la vegetación aledaña al cultivo, como malezas y demás especies, *A. colemani* fue el más frecuente, pero *L. testaceipes* tuvo un papel preponderante por su abundancia. Estos resultados coinciden con los obtenidos por Andorno (2012), quién encontró a *A. colemani* como la especie con mayor rango de hospedadores, y por Zumoffen *et al.* (2015) quienes resaltan, además, como ocurrió en el presente trabajo, la riqueza de hospedadores de *L.*

testaceipes en la vegetación aledaña al cultivo. Sin embargo, al evaluar las asociaciones en relación al parasitoidismo natural de la plaga de interés, *M. persicae*, en el cultivo del duraznero utilizando como cobertura verde y planta refugio a la avena, se observa que la asociación *L. testaceipes*- *M. persicae* no es relevante, lo cual estaría indicando la correcta elección del sistema tritrófico *A. sativa*-*R. padi*-*A. colemani* para el control del áfido plaga *M. persicae* en duraznero.

El parasitoidismo natural promedio de *M. persicae* en plantas de duraznero obtenido para ambos años fue de 21,86%. Estudios realizados por Ávila Rodríguez *et al.* (2016) en plantaciones de pecán (*Carya illinoensis*) en la Comarca Lagunera, México, determinaron un parasitoidismo natural sobre el áfido *Melanocallis caryaefoliae* (Davis) (Hemiptera: Aphididae) de 25,9% a lo largo del ciclo del cultivo, alcanzando un máximo de 95,7%. Por su parte, Mazzuferi *et al.* (2011) registraron un 35% de parasitoidismo sobre especies de pulgones en diferentes genotipos de garbanzo (*Cicer arietinum*) en Córdoba, Argentina. Berta *et al.* (2002) estimaron un 10,5% de parasitoidismo en áfidos asociados al cultivo de tomate (*Lycopersicon esculentum*) en Tucumán, Argentina.

En relación a los parasitoides primarios asociados al parasitoidismo natural en el presente estudio, se observa que *A. colemani* fue la especie más frecuente y la más abundante. El complejo *Aphidius* spp. sobresalió en cuanto a la abundancia total de los parasitoides primarios. Al respecto, Berta *et al.* (2002) destacan en su trabajo la frecuencia y abundancia de las especies *M. persicae* y *A. colemani* en el cultivo de tomate. Sin embargo, a diferencia de los resultados obtenidos por dichos autores, el hiperparasitoidismo de *M. persicae* sobre duraznero para ambas temporadas de estudio desempeñó un importante rol dentro del parasitoidismo natural, ya que del total de ejemplares emergidos desde las momias para ambos años de estudio, alrededor del 60% en promedio para los años 2015-2016 fueron especies asociadas a parasitoides secundarios. Estudios de Walgenbach (1994), Acebes & Messing (2013), Prado *et al.* (2015) y Sampaio *et al.* (2017), determinaron que los hiperparasitoides limitaron la eficiencia de los parasitoides primarios -entre estos la especie *A. colemani*- en el control biológico de *M. persicae* y otros áfidos, por su elevado porcentaje. En relación a las especies de parasitoides secundarios asociados a *M. persicae*, los resultados de este trabajo coinciden con lo citado por Cano *et al.* (1998) & Baño *et al.* (2012), quienes

encuentran a las especies *P. aphidis*, *A. suspensus*, *Dendrocerus carpenteri* (Hymenoptera: Megaspilidae) y *Alloxysta* sp. como hiperparasitoides de áfidos plaga.

La cría de *A. colemani* en *R. padi* en condiciones semicontroladas logró cumplir los objetivos en cuanto al requerimiento de la dosis de liberación a campo. Sin embargo, la emergencia de los parasitoides adultos fue menor (60,34 %) en comparación a los trabajos de Lankin *et al.* (1997) y Zuazúa *et al.* (2000), quienes obtuvieron una emergencia del 70,63% y 90,8% respectivamente. La razón de esta diferencia probablemente se deba a condiciones ambientales poco adecuadas en la cría, que debería ajustarse a futuro. El período total de emergencia fue similar al obtenido por estos autores. Además, la longevidad de los adultos (seis días) fue baja en comparación a lo obtenido por Zuazúa *et al.* (2000), quienes obtuvieron registros mayores a los ocho días. Esta variación podría atribuirse a diferencias en la manipulación y la alimentación de los microhimenópteros en ambos estudios. La proporción sexual hembras/machos (0,5) fue intermedia entre lo determinado por Zuazúa *et al.* (2000) y Sequeira & Mackauer (1993). La obtención de un número adecuado de hembras es fundamental para mantener la colonia, por lo que el apareamiento debe optimizarse, mejorando la técnica de cría. No se pudo obtener, debido a falta de aislamiento, una cría pura de *A. colemani*, pero si se constató su alta prevalencia. La producción continua de plantas de avena o trigo en macetas y su riego óptimo para mantener una humedad suficiente fueron fundamentales para obtener un abastecimiento adecuado de sustrato para la crianza de *A. colemani* sobre *R. padi*.

Al considerar las tendencias a campo de los tres tratamientos para ambos años se observa que existió de manera relevante una menor cantidad de áfidos, y a su vez una menor tasa de parasitoidismo para el año 2015. Esto probablemente se debió a factores abióticos que afectaron estos parámetros en el campo. En el año 2015, las temperaturas máximas medias y mínimas promedio fueron en general inferiores a las históricas, particularmente en los meses primaverales de octubre y noviembre. Analizando mes a mes las mayores diferencias ocurrieron para los meses de octubre y en mayor medida en noviembre, en comparación a sus valores históricos, meses que son a su vez importantes para la incidencia de *M. persicae* en el cultivo de duraznero. La acumulación de grados día durante la temporada fue inferior en el total acumulado, disminución esperable de acuerdo a las menores temperaturas medias registradas, principalmente para los meses

iniciales del ciclo. Con respecto a las precipitaciones, se trató de un período con valores medios y totales, con diferencias muy marcadas en comparación a los históricos; en los meses posteriores a setiembre los incrementos registrados en los valores fueron notables. La precipitación media anual fue de 47,27 mm y la acumulada de 394,20 mm, mientras que para los registros históricos, la media anual fue de 24,50 mm y 196,06 mm para el acumulado. El porcentaje de humedad relativa media anual fue superior de manera significativa al promedio histórico, al igual que para todos los meses en estudio. En contraste, en la temporada 2016 los registros de temperatura y precipitación fueron muy similares a los históricos considerando los meses de mayor incidencia de la plaga en estudio (DACC, 2016). Estudios realizados por Zamani *et al.* (2007) en laboratorio, demostraron como temperaturas menores afectaron notablemente las tasas de parasitoidismo de *A. colemani* sobre *M. persicae*. Además, Sampaio *et al.* (2017) encontraron que temperaturas mayores beneficiaron la presencia de *M. persicae* favoreciendo además su abundancia, que se incrementó además con precipitaciones elevadas. Sin embargo, la presencia y abundancia de *M. persicae* se relacionó negativamente con la interacción entre la temperatura y la precipitación. Estos autores reportaron además la variación de parasitoidismo de *M. persicae* en relación a factores climáticos. A pesar de que tanto los valores mayores de precipitación como los de temperatura incrementaron las tasas de parasitoidismo, la interacción entre estas dos variables climáticas tuvieron un efecto negativo en la presencia de áfidos parasitoidizados.

La respuesta funcional de las especies de parasitoides es un atributo ecológico que ha sido comúnmente estudiado asociándose al éxito de programas de control biológico. En el caso particular de *A. colemani*, se le asigna una respuesta funcional de Tipo III. En este caso, el número de áfidos parasitoidizados se acelera con el aumento de la densidad de la plaga, hasta un cierto tiempo en que comienza a limitar su accionar. Es por esta razón que este tipo de respuesta es potencialmente estabilizadora de la dinámica áfido-parasitoide y es importante destacar que esto sucede a bajas densidades de la plaga (Fernández-Arhex & Corley, 2003). Además, la respuesta funcional puede ser afectada por la temperatura, Zamani *et al.* (2006) determinaron que *A. colemani* presentó mayores tasas de parasitoidismo a una temperatura de 30°C en comparación a otras especies de parasitoides. Sobre la base de lo anteriormente expresado, las introducciones de las

momias de este parasitoide se realizaron en este trabajo en forma temprana, con densidades bajas de *M. persicae* en el campo.

Al comparar los diferentes índices de diversidad de Shannon entre los tres tratamientos podemos ver que la mayor diversidad de parasitoides primarios estuvo asociada al tratamiento 2 Momias/m² ($H' = 2,0452$), seguido por el tratamiento testigo ($H' = 1,7824$), siendo menor en el tratamiento con insecticida ($H' = 1,72019$). Por otra parte, en el tratamiento 2 Momias/m² se observa que la especie más frecuente y abundante fue, como en el caso del tratamiento Testigo, *A. colemani*. El complejo *Aphidius* spp. concentró alrededor del 75% de los ejemplares emergidos de este tratamiento para ambas temporadas. Además, se advierte que si bien la riqueza de especies de parasitoides primarios fue similar tanto para el tratamiento testigo como para 2 Momias/m², la abundancia fue mayor en este último tratamiento.

Los resultados obtenidos del análisis de regresión logística en relación a la variable porcentaje de parasitoidismo estarían indicando diferencias significativas entre los tres tratamientos para ambas temporadas, en donde el tratamiento 2 Momias/m² presentó la mayor tasa de parasitoidismo. Le siguió en importancia el Testigo y finalmente el tratamiento Insecticida (Imidacloprid 70% WP) con el menor porcentaje de parasitoidismo. Por otra parte, el efecto significativo de la interacción en el tratamiento 2 Momias/m² es considerado como el hallazgo más interesante del presente estudio, indicando que los pulgones fueron parasitoidizados con mayor rapidez cuando se utilizó como estrategia de control biológico el empleo de plantas refugio. Diversas investigaciones que probaron la aplicación de control biológico con el sistema de plantas refugio muestran también resultados promisorios. Andorno (2012) utilizó el sistema *A. sativa* –*R. padi*– *A. colemani* en los cultivos de rúcula y pimiento bajo invernáculo. En el caso del primero, se lo comparó con liberaciones inoculativas, con la introducción de los adultos del parasitoide. En el tratamiento con plantas refugio se observó que la población de *M. persicae* siempre se mantuvo con un nivel bajo de densidad de la plaga, mientras que se necesitaron hasta 4 liberaciones del parasitoide para disminuir la densidad de la plaga. El parasitoidismo máximo en el tratamiento de liberaciones inoculativas fue del 21%, alcanzado hacia el final del ensayo. En el tratamiento con plantas refugio el parasitoidismo máximo alcanzado fue del 51%. En el caso del cultivo del pimiento, sólo se observaron diferencias en los porcentajes de parasitoidismo entre ambos tratamientos

en las primeras fechas de muestreo y luego estos valores se igualaron hasta finalizar el ensayo. En el presente estudio como en el de Andorno (2012), se verificó una mayor rapidez en el parasitoidismo de los áfidos en el tratamiento de plantas refugio con respecto a los otros tratamientos. Sin embargo, es importante discutir ciertos aspectos en la obtención de los resultados en el trabajo que se presenta. La selección del parámetro tomado como base para el análisis (10% de parasitoidismo) (Berta *et al.*, 2002), se tomó en forma arbitraria debido a que no se contaban con referencias nacionales ni locales de parasitoidismo natural para esta plaga, y para este cultivo en Mendoza. Por otra parte, las condiciones climáticas y aspectos asociados al monitoreo continuo de las plantas refugio colocadas a campo, exigieron un refuerzo en la liberación de parasitoides en el campo en forma de momias para ambas temporadas de estudio.

Los resultados del análisis de regresión de Poisson en relación a la variable número de rulos (brotes con hojas enruladas) por planta indicaron que la misma se mantuvo estable en ambos años de estudio. El tratamiento 2 Momias/m² presentó junto con el tratamiento Insecticida los valores más bajos, mientras que el tratamiento Testigo presentó valores más elevados. Esto podría explicarse en primer lugar porque el tratamiento 2 Momias/m² tuvo un porcentaje mayor de parasitoidismo y una rapidez mayor al parasitoidizar a los áfidos en ambos años. Además, del total de adultos emergidos en el laboratorio en el tratamiento 2 Momias/m², la mayor parte correspondió a parasitoides primarios mientras que en el tratamiento testigo la mayor parte correspondió a parasitoides secundarios. Sin embargo, en este último tratamiento el número de brotes afectados por *M. persicae* (menor al 15%) fue bajo en comparación al número total de brotes por planta. La importante presencia de insectos depredadores Coccinellidae en estado de larva y adulto y Syrphidae, en estado de larva, observados alimentándose activamente de pulgones en el campo, probablemente hayan cooperado de forma relevante en el control de la plaga en estudio *M. persicae*.

La utilización de la técnica de confusión sexual con feromonas para el control de *C. molesta* fue de vital importancia para disminuir la presión de plaguicidas en el campo, contribuyendo al establecimiento de los parasitoides liberados, ya que esta técnica aporta, además del control específico de la plaga, ventajas adicionales como son la obtención de fruta sin residuos, sin perjudicar al medio ambiente, a la fauna benéfica y a las personas que la utilizan (Becerra *et al.*, 2011). Además, en el año 2014 se realizó un manejo

integrado del monte frutal, evitando el uso de plaguicidas en la parcela en estudio y permitiendo el crecimiento de la vegetación espontánea, lo que posibilitó en tres años de trabajo la reconstitución paulatina de la fauna benéfica en el campo.

El presente trabajo aporta nuevos conocimientos de las especies de Bracónidos asociados a *M. persicae* y otros pulgones y sus correspondientes asociaciones con la vegetación del agroecosistema, así como las especies de hiperparasitoides involucradas, lo que es muy importante a nivel local y regional. Además, los hallazgos derivados de la utilización de plantas refugio constituyen la base para el desarrollo de sistemas de control biológico a campo en el cultivo de duraznero. Se considera necesario continuar con estudios que permitan correlacionar el porcentaje de parasitoidismo de *M. persicae* en los brotes de duraznero con el grado de daño en los mismos, para lograr ajustar una dosis de liberación de parasitoides utilizando el sistema de plantas refugio. Conjuntamente, el desarrollo de umbrales de daño económico para esta plaga en el cultivo, asociado a la riqueza y abundancia de enemigos naturales presentes, proporcionarán las herramientas necesarias a los productores para el manejo integrado de *M. persicae* en montes comerciales de duraznero. La disminución en el uso de plaguicidas, sumado al aumento de reservorios vegetales que otorgan alimento y refugio a los enemigos naturales constituyen los pilares hacia la reconstitución de la biodiversidad. El manejo del hábitat, por medio del control biológico por conservación, sumado a estrategias como la utilización de plantas refugio otorgan la base hacia el futuro de la producción agroecológica de alimentos en Argentina y en el mundo.

6. CONSIDERACIONES FINALES

- La vegetación espontánea y la avena como cobertura vegetal sembrada en el interfilas, cumplen un rol notable como reservorios de parasitoides asociados a *M. persicae* en el cultivo de duraznero en Junín, Mendoza, Argentina. La avena albergó a varios hospedadores alternativos de *A. colemani*, entre ellos *R. padi*. Por otra parte, varias especies de áfidos presentes en la vegetación aledaña actuaron como hospedadores de parasitoides asociados a *M. persicae*.
- El parasitoide *A. colemani* y el complejo de otros braconidos como *D. rapae* pueden constituirse en biocontroladores a utilizarse a futuro en planes de control biológico por conservación en el cultivo de duraznero en Mendoza.
- La presencia de los parasitoides secundarios encontrados espontáneamente en el agroecosistema, es un aspecto relevante a evaluar ante la implementación de un plan de control biológico en el cultivo, dado el alto porcentaje de hiperparasitoides identificados.
- En relación a la cría de *A. colemani* sobre *R. padi*, si bien se logró obtener la cantidad suficiente de momias para la liberación a campo de la dosis inicialmente planteada, parámetros como el porcentaje de emergencia de adultos, su longevidad y la proporción hembra:macho deben mejorarse, optimizando así la técnica de cría para su implementación a futuro en programas de control biológico de *M. persicae*.
- El tratamiento de control biológico a campo mediante el empleo del sistema *A. sativa-R. padi-A. colemani*, fue efectivo en el control de *M. persicae* en el cultivo de duraznero, ya que presentó un bajo nivel de daño asociado, mayores niveles de parasitoidismo y una mayor eficiencia en términos de rapidez en el proceso de parasitoidismo.
- La disminución en el uso de plaguicidas sumado al incremento de reservorios vegetales (a través de la siembra de avena y la presencia de la vegetación espontánea), aumentó la presencia de parasitoides espontáneos presentes en el agroecosistema, colaborando en el control integrado de la plaga.
- Se obtuvieron avances importantes en el conocimiento local de especies de parasitoides primarios y secundarios asociados al agroecosistema de duraznero para Mendoza.

- Es necesario a futuro profundizar estos estudios, como el empleo de plantas refugio para el control biológico a través de microhimenópteros parasitoides y ampliar a otros grupos taxonómicos que incluyan a los depredadores.
- Se deberá abordar además el desarrollo de umbrales de daño económico que permitan ajustar la dosis de liberación de parasitoides asociados a *M. persicae* en duraznero.
- Finalmente se concluye que la introducción de parasitoides para el control de *M. persicae* a través de un áfido alternativo como *R. padi* con avena como planta refugio, es una alternativa altamente prometedora en la producción de duraznos libre de residuos de plaguicidas.
- Las hipótesis del presente trabajo fueron aceptadas. Los objetivos planteados lograron cumplirse. Se plantean como futuras líneas de trabajo: 1. Estudio de las asociaciones planta-áfido-parasitoide en la vegetación nativa del monte. 2. Desarrollo de Umbrales de Daño Económico para *M. persicae* en duraznero que consideren los enemigos naturales. 3. Estudios asociados a la diversidad de depredadores en el cultivo de duraznero.

7. BIBLIOGRAFÍA CITADA

- Acebes, A. L. & R. H. Messing.** 2013. Comparative susceptibility to hyperparasitism of *Binodoxys communis* and *Aphidius colemani*, primary aphid parasitoids introduced to Hawaii. *Biological Control*, 65 (2), 286-292.
- Altieri, J. & C. Nicholls.** 2012. Agroecología: única esperanza para la soberanía alimentaria y la resiliencia socioecológica. *Agroecología* 7 (2): 65-83.
- Andorno, A.V., S. N. López & E.N. Botto.** 2007. Asociaciones áfido-parasitoide (Hemiptera: Aphididae; Hymenoptera: Braconidae, Aphidiinae) en cultivos hortícolas orgánicos en Los Cardales, Buenos Aires, Argentina. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 66 (1-2) :171-175.
- Andorno, A.** 2012. Evaluación del sistema planta hospedera-huésped alternativo como estrategia para el control biológico de pulgones (Hemiptera: Aphididae) en sistemas de producción hortícola en cultivos protegidos. Tesis doctoral. Facultad de Ciencias Exactas y Naturales. Universidad de Buenos Aires, Argentina. 174 pp.
- Andorno, A. V. & S. N. López.** 2014. Biological control of *Myzus persicae* (Hemiptera: Aphididae) through banker plant system in protected crops. *Biological Control*, 78: 9-14.
- Ávila-Rodríguez V., C.A. Vacio-Fraga, U. Nava-Camberos, C. Márquez-Hernández, C. García de la Peña, V. Olalde-Portugal y J.L. García-Hernández.** 2016. Identificación, fluctuación poblacional y parasitismo de áfidos en nogal en la Comarca Lagunera, México. *Revista Internacional de Botánica Experimental (Phyton)* (85), 249-255.
- Bañol, C., J. Piño., J.A. Barrientos., N. Perez & J. Pujade- Villar.** 2012. Abundancia estacional y efecto de los parasitoides sobre los pulgones de un cultivo ecológico de cítricos. *Boletín de Sanidad Vegetal Plagas* (38), 335-348.
- Barbagallo, S., P. Cavedri, E. Pasqualini & I. Patti.** 1998. Pulgones de los principales cultivos frutales. Ediciones Mundi-prensa. 121 pp.
- Barbosa, P.** 1998. Conservation Biological Control. En Capítulo 3: Agroecosystems and Conservation Biological Control. Academic San Diego. California. Pág:39-54.
- Bass, C., A.M. Puinean, M. Andrews, P. Cutler, M. Daniels, J. Elias,....& R. Slater.** 2011. Mutation of a nicotinic acetylcholine receptor β subunit is associated with resistance to neonicotinoid insecticides in the aphid *Myzus persicae*. *BioMed Central neuroscience* 12:51.
- Batra, S. W.** 1982. Biological control in agroecosystems. *Science*, 215 (4529), 134-139.

- Becerra, V., S. Lanati & L. Gómez.** 2011. Manual de producción de duraznos para industria. En Capítulo 13: Manejo integrado de plagas. M. Ojer (Ed). Centro Ed. Fac.Cs. Agrarias.UNCU. Mendoza. Argentina. Pág. 167-184.
- Bentley, W., R. Rice & F. Zalom.** 1999. Insects and mites. En: Integrated Pest Management for Stone Fruits. University of California Division of Agriculture and Natural Resources. Publication 3389: 51-109.
- Berta, D.C., K. V. Colomo & N. E. Ovruski.** 2002. Interrelaciones entre los áfidos colonizadores del tomate y sus himenópteros parasitoides en Tucumán (Argentina). Boletín de Sanidad Vegetal de las Plagas 28: 67-77.
- Biobest.** 2017. Biological control beneficial insects and mites: Aphidius-System. Disponible en <http://www.biobestgroup.com/es/biobest/cultivos>. Último acceso: Marzo 2017.
- Blackman, R.L. & V. F. Eastop.** 2007. Aphid as crop pests. En capítulo 1: Taxonomic issues. H. F. van Emden & R. Harrington (Ed). Editorial CAB Internacional. Oxfordshire. Reino Unido. Pág. 1-22. ISBN-13: 978 0 85199 819 0.
- Botto, E. N. & M. C. Hernández.** 1989. Contribución al conocimiento de los enemigos naturales de los áfidos de los cereales en la República Argentina. Clave para la identificación de los áfidos momificados y los parasitoides primarios. Revista de la Sociedad Entomológica Argentina 46 (1-4): 75-85.
- Cano, V. S., Martínez, F. L., & Michelena, J. M.** 1998. Parasitoides no afidiinos de pulgones (Chalcidoidea: Aphelinidae) e hiperparasitoides de las superfamilias Chalcidoidea, Ceraphronoidea y Cynipoidea (Hymenoptera: Apocrita: Parasitica) en la provincia de Valencia. Boletín Asociación Española de Entomología, 22 (1-2) 99-113.
- Carrero, J. M.** 1996. Lucha integrada contra las plagas agrícolas y forestales. Ediciones Mundi-Prensa. 256 pp.
- Cichon, L. I., S. A. Garrido, J. D. Lago & M. F. Menni.** 2013. Control of green peach aphid *Myzus persicae* in organic plum orchards. Acta horticulturae. 1001: 115-120.
- Costa Comelles, J., A. Bortagues, P. Cabicol, A. Moreno, M. Peña, J. Portillo & F. García Mari.** 1991. Eficacia de algunos plaguicidas sobre el pulgón verde del melocotonero *Myzus Persicae* (Suiz) [Effectiveness of some pesticides on the green peach aphid *Myzus persicae* (Suiz)]. Rev. Cuadernos de Fitopatología 8 (27):18-23 (in Spanish).
- Cucchi, N. J. & V. Becerra.** 2006. Manual de tratamientos fitosanitarios para cultivos de clima templado bajo riego: sección 1: frutales de carozo-1ª ed.-Mendoza: Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria-INTA-EEA Mendoza. ISBN N° 987-521-209-1. 279 pp.

- David, A., C. Botías, A. Abdul-Sada, E. Nicholls, E. L. Rotheray, E. M. Hill, & D. Goulson.** 2016. Widespread contamination of wildflower and bee-collected pollen with complex mixtures of neonicotinoids and fungicides commonly applied to crops. *Environment International*, 88: 169-178.
- De Santis, L.** 1967. Catálogo de los himenópteros argentinos de la serie Parasítica, incluyendo Bethyloidea. Comisión Investigación Científica de la Provincia de Buenos Aires, 337 pp.
- De Santis, L. & L. Esquivel.** 1966. Tercera lista de himenópteros parásitos y predadores de los insectos de la República Argentina. *Revista del Museo de La Plata, Zoología*, 9:45-215.
- Devonshire, A., L. Field, S. Foster, G. Moores, M. Williamson & R.L. Blackman.** 1998. The evolution of insecticide resistance in the Peach-potato aphid, *Myzus persicae*. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London B: Biological Sciences* 1998353: 1677-1684.
- Dirección de Agricultura y Contingencias climáticas (DACC).** 2016. Análisis Agrometeorológico Oasis Este. Ministerio de Economía, Infraestructura y Energía. Gobierno de Mendoza. Pág. 7-9.
- Fernández-Arhex, V. & J. C. Corley.** 2003. The functional response of parasitoids and its implications for biological control. *Biocontrol Science and Technology*, 13(4), 403-413.
- Hurlbert, S. H.** 1984. Pseudoreplication and the design of ecological field experiments. *Ecological monographs* 54 (2), 187-211.
- Frank, S.** 2010. Biological control of arthropod pests using banker plant systems: Past progress and future directions. *Biological Control* 52: 8–16.
- Foster, S. P., I. Denholm & R. Thompson.** 2003. Variation in response to neonicotinoid insecticides in peach-potato aphids, *Myzus persicae* (Hemiptera: Aphididae). *Pest Management Science*, 59: 166–173.
- Gassen, D.N. & F. J. Tambasco.** 1983. Controle biologico dos pulgones do trigo no Brasil. *Informe Agropecuario* 104:49-51.
- Gildow, F., V. Damsteegt, A. Stone, W. Schneider, D. Luster & L. Levy.** 2004. Plum pox in North America: identification of aphid vectors and a potential role for fruit in virus spread. *Phytopathology* 94: 868-874.
- Godfray, H.C.J. Parasitoids.** 1994. *Behavioral and Evolutionary Ecology*. Princeton University Press.
- Goulson, D.** 2013. Review: An overview of the environmental risks posed by neonicotinoid insecticides. *Journal of Applied Ecology*, 50: 977–987.

- Hagvar, E. B. & T. Hofsvang.** 1991. Aphid parasitoids (Hymenoptera, Aphidiidae): biology, host selection and use in biological control. *Biocontrol news and Information*, 12(1): 13-42.
- Hansen, L. S.** 1983. Introduction of *Aphidoletes aphidimyza* (Rond.) (Diptera: Cecidomyiidae) from an open rearing unit for the control of aphids in glasshouses. *Bulletin SROP*, 6(3): 146-150.
- Hodek, I., H. F. van Emden & A. Hodek.** 2012. Ecology and Behaviour of the Ladybird Beetles (Coccinellidae). Blackwell publishing Ltd. 600 pp.
- Instituto de desarrollo rural (IDR).** 2011. Censo Frutícola Provincial Mendoza-Argentina 2010. Pág. 20-25-32-34.
- Ives, A. R., S. S. Schooler, V. J. Jagar, S. E. Knuteson, M. Grbic, & W. H. Settle.** 1999. Variability and parasitoid foraging efficiency: a case study of pea aphids and *Aphidius ervi*. *The American Naturalist*, 154(6): 652-673.
- Kavallieratos, N. G., G. J. Stathas, C. G. Athanassiou & G. T. Papadoulis.** 2002. *Dittrichia viscosa* and *Rubus ulmifolius* as reservoirs of aphid parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) and the role of certain Coccinellid species. *Phytoparasitica* 30 (3), 231-242.
- Kavallieratos, N. G., Z. Tomanovic., P. Starý & N. E. Emmanouel.** 2008. *Vitex agnus castus* and *Euphorbia characias* ssp. *wulfenii* as reservoirs of aphid parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae). *Florida Entomologist*, 91 (2), 179-191.
- Kogan, M.** 1998. Integrated Pest Management: Historical Perspectives and Contemporary Developments. *Annual Review of Entomology* 43: 243–270.
- Koppert.** 2017. Efectos secundarios de ingredientes activos sobre organismos beneficiosos. Disponible en <http://www.koppert.es/efectos-secundarios>. Último acceso: Marzo 2017.
- Kunert, G., C. Reinhold & J. Gershenson.** 2010. Constitutive emission of the aphid alarm pheromone, (E)- β -farnesene, from plants does not serve as a direct defense against aphids. *BMC Ecol* 10: 23–35.
- Lamm, R.** 2011. Manual de producción de duraznos para industria. En Capítulo 2: Sector industrial. M. Ojer (Ed). Centro Ed. Fac.Cs. Agrarias. UNCU. Mendoza. Argentina. Pág. 11-16.
- Lankin, G., L. Lamborot & J. E. Araya.** 1997. Método de crianza de *Diaeretiella rapae* (Mcintosh), parasitoide de *Brevicoryne brassicae* (L.). *Boletín Sanidad Vegetal Plagas* (23), 57-61.
- Loiácono, M., C. Margaría, N. Díaz & F. Gallardo.** 2008. “Lista de himenópteros parasitoides y depredadores de los insectos de la República Argentina primer suplemento, por De Santis, L. y C. Monetti”. En: *Contribuciones taxonómicas en órdenes de insectos hiperdiversos*, editado por J. Llorente Bousquets y A. Lanteri

con el auspicio de la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM) y RIBES-CYTED (Red Iberoamericana de Biogeografía y Entomología Sistemática-Programa Iberoamericano de Ciencia y Tecnología para el Desarrollo). Pág. 91- 139.

- Lo Pinto, M., E. Wajnberg, S. Colazza, C. Curty & X. Fauvergue.** 2004. Olfactory response of two aphid parasitoids, *Lysiphlebus testaceipes* and *Aphidius colemani*, to aphid infested plants from a distance. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 110 (2): 159-164.
- Mazzuferi, V. E., A. Maidana, P. Fichetti, L. G. Hansen & D. S. Avalos.** 2011. Abundancia y riqueza específica de pulgones (Hemiptera: Aphididae) y sus parasitoides en diferentes genotipos y estados fenológicos del garbanzo. *Agriscientia* 28 (2), 99-108.
- Moreno, C. E.** 2001. Métodos para medir la biodiversidad. M & T manuales y tesis SEA. Vol.1. Zaragoza, 84 p.
- Muratori, F., J. Le Lannic, J. P. Nénon, & T. Hance.** 2004. Larval morphology and development of *Aphidius rhopalosiphii* (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae). *The Canadian Entomologist* 136 (02):169-180.
- Nauen, R. & I. Denholm.** 2005. Resistance of insect pests to neonicotinoid insecticides: Current status and future prospects. *Archives of Insect Biochemistry and Physiology*, 58: 200–215.
- Nicholls, C. I.** 2008. Control biológico de insectos: un enfoque agroecológico. En capítulo 5: Estrategias de control biológico. Editorial Universidad de Antioquia, Colombia. Pág. 159-205.
- Nieto, J. M. & M. V. Seco.** 1990. Pulgones y su captura mediante trampas: La red Euraphid. *Boletín Sanidad Vegetal Plagas* (16), 593-603.
- Noyes, J. S.** 1990. The Armored Scale insects, their biology, natural enemies and control. En: Chalcid Parasitoids. D. Rosen (Ed). Elsevier Science Publishers. B.V. Amsterdam. The Netherlands. Pág. 247-262.
- O'Donnell, D. J.** 1987. Larval development and the determination of the number of instars in aphid parasitoids (Hymenoptera: Aphidiidae). *International Journal of Insect Morphology and Embryology*, 16 (1):3-15.
- Ortego, J. & R. Carrillo.** 1995. Origen de formas aladas de *Myzus persicae* Sulzer en áreas de producción de papa semilla en Malargue, Argentina. *Revista Chilena de Entomología*, 22: 9-15.
- Ortego, J., A. Dal Zotto, S. Caloggero, J. M. Raigón, M. L. Gasparini, M. E. Ojeda & D. A. Ducasse.** 2006. *Plum pox virus* (PPV) in Argentina. In Current status of *Plum pox virus* and sharka disease worldwide. *Bulletin OEPP/EPPO*, 36:205-218.

- Ovruski, N.E., D.C. Berta & M.V. Colomo.** 1998. Pulgones colonizadores del cultivo de tomate y sus himenópteros parasitoides, en Tucumán. *Revista Avance Agroindustrial* 19: 43-45.
- Paredes, D., M. Campos & L. Cayuela.** 2013. El control biológico de plagas de artrópodos por conservación: técnicas y estado del arte. *Revista Ecosistemas*, 22 (1), 56-61.
- Pennacchio, F. & M. C. Digilio.** 1989. Morphology and development of larval instars of *Aphidius ervi* Haliday (Hymenoptera, Braconidae, Aphidiinae). *Bollettino del Laboratorio di Entomologia Agraria Filippo Silvestri*, 46:163-174.
- Peshin, R. & A. Dahwan.** 2009. *Integrated Pest Management: Innovation-Development process*. Editorial Springer. 648 pp.
- Pizzuolo, P., G. Lucero, H. Lucero & D. Marini.** 2011. Manual de producción de duraznos para industria. En Capítulo 14: Principales enfermedades y su manejo. M. Ojer (Ed). Centro Ed. Fac.Cs. Agrarias. UNCU. Mendoza. Argentina. Pág. 185-201.
- Prado, S. G., S. E. Jandricic & S. D. Frank.** 2015. Ecological interactions affecting the efficacy of *Aphidius colemani* in greenhouse crops. *Insects*, 6 (2), 538-575.
- Rebek, E. J., C. S. Sadof & L. M. Hanks.** 2005. Manipulating the abundance of natural enemies in ornamental landscapes with floral resource plants. *Biological Control*, 33 (2), 203-216.
- Remaudière, G. & M. V. Seco Fernández.** 1990. Claves para ayudar al reconocimiento de pulgones alados trampeados en la Región Mediterránea (Hom. Aphidoidea). Universidad de León. Secretariado de publicaciones. Vol. 1 y 2. 205 pp.
- Ricci, M., S. Culebra Mason, D. Guaymasí, R. Andreau & J. M. Peña.** 2012. Control biológico de pulgones en pimiento bajo cobertura. *Boletín de la Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales UNLP. N°2*, Mayo pp 10-11.
- Sampaio, M. V., V. H. Bueno & J. C. Lenteren.** 2001a. Preferência de *Aphidius colemani* Viereck (Hymenoptera: Aphidiidae) por *Myzus persicae* (Sulzer) e *Aphis gossypii* Glover (Hemiptera: Aphididae). *Neotropical Entomology*, 30(4), 655-660.
- Sampaio, M. V., V. H. Bueno, & R. Pérez-Maluf.** 2001b. Parasitismo de *Aphidius colemani* Viereck (Hymenoptera: Aphidiidae) en diferentes densidades de *Myzus persicae* (Sulzer) (Hemiptera: Aphididae). *Neotropical Entomology*, 30 (1): 81-87.
- Sampaio, M. V., V. H. Bueno, S. M. Rodrigues, M. C. Soglia & B. F. De Conti.** 2007. Desenvolvimento de *Aphidius colemani* Viereck (Hymenoptera: Braconidae, Aphidiinae) e alterações causadas pelo parasitismo no hospedeiro *Aphis gossypii* Glover (Hemiptera: Aphididae) em diferentes temperaturas. *Neotropical Entomology*, 36(3): 436-444.

- Sampaio, M.V., A. P. Korndörfer, J. Pujade-Villar, J.E.A Hubaide, S.E. Ferreira, S.O. Arantes, D.M. Bortoletto, C. M. Guimarães, J. A. Sánchez-Espigares & B. Caballero-López.** 2017. Brassica aphid (Hemiptera: Aphididae) populations are conditioned by climatic variables and parasitism level: a study case of Triângulo Mineiro, Brazil. *Bulletin of Entomological Research* 107, 410-418.
- Sarandón, S. & C. Flores.** 2014. Agroecología: bases teóricas para el manejo y diseño de Agroecosistemas sustentables. Parte 1. En Capítulo 2: La Agroecología, el enfoque necesario para una agricultura sustentable. Universidad Nacional de La Plata. La Plata. Argentina. Pág. 42-69.
- Sequeira, R. & M. Mackauer.** 1993. Seasonal variation in body size and offspring sex ratio in field populations of the parasitoid wasp, *Aphidius ervi* (Hymenoptera: Aphidiidae). *Oikos*, 340-346.
- Starý, P.** 1975. *Aphidius colemani* Viereck: its taxonomy, distribution and host range (Hymenoptera, Aphidiidae). *Acta Entomologica Bohemoslovaca* 72 (3), 156-163.
- Starý, P.** 1993. Alternative host and parasitoid in first method in aphid pest management in glasshouses. *Journal of Applied Entomology*, 116 (1-5) :187-191.
- Starý, P. & M. A. Delfino.** 1986. Parasitoids (Hym., Aphididae) of aphids (Hom., Aphididae) in Tucumán, Argentina. *Bollettino del Laboratorio di Entomologia Agraria" Filippo Silvestri"*, 43: 41-50.
- Starý, P., M. Gerding & H. Norambuena.** 1991. Identificación de parasitoides de áfidos de los cereales. Instituto de Investigaciones Agropecuarias, INIA Quilamapu, Chillán, Chile. 8 pp.
- Starý, P., M. Gerding, H. Norambuena & G. Remaudiere.** 1993. Environmental research on aphid parasitoid biocontrol agents in Chile (Hym., Aphidiidae, Hom., Aphidoidea). *Journal Applied Entomology*, 115:292-306.
- Tizado Morales, E. J., E. Nuñez Pérez & J. M. N. Nafría.** 1992. Reservorios silvestres de parasitoides de pulgones del género *Aphis* con interés agrícola en la provincia de León (Hym. Braconidae: Aphidiinae; Hom, Aphididae). *Boletín de sanidad vegetal. Plagas*, 18 (2), 309-313.
- Torres, A. D., V. H. Bueno, M. V. Sampaio & B. F. De Conti.** 2007. Tabela de vida de fertilidade de *Aphidius colemani* Viereck (Hymenoptera: Braconidae, Aphidiinae) em *Aphis gossypii* Glover (Hemiptera: Aphididae). *Neotropical Entomology* 36 (4): 532-536.
- Tscharntke, T., R. Bommarco, , Y. Clough, T. O. Crist, D. Kleijn, T. A. Rand,.....& S. Vidal.** 2007. Conservation biological control and enemy diversity on a landscape scale. *Biological control*,43(3), 294-309.
- Van der Hoek, G.** 1971. The larval instars of *Aphidius pulcher* Baker (Hymenoptera: Aphidiidae). In *Proceedings of the Entomological Society of Ontario*, 101: 55-59.

- Van Driesche, R. G., M. S. Hoddle & T. D. Center.** 2007. Control de plagas y malezas por enemigos naturales. US Department of Agriculture, Forest Health Technology Enterprise Team. 751 pp.
- Van Driesche, R. G., S. Lyon , J. P. Sanderson, , K. C. Bennett, E. J. Stanek & R. Zhang.** 2008. Greenhouse trials of *Aphidius colemani* (Hymenoptera: Braconidae) banker plants for control of aphids (Hemiptera: Aphididae) in greenhouse spring floral crops. *Florida Entomologist*, 91(4): 583-591.
- Van Lenteren, J. C.** 2012. The state of commercial augmentative biological control: plenty of natural enemies, but a frustrating lack of uptake. *Biocontrol*, 57: 1–20.
- Van Lenteren, J. & V. Bueno.** 2003. Augmentative biological control of arthropods in Latin America. *Biocontrol Review article*, 48: 123-139.
- Van Steenis, M. V.** 1993. Intrinsic rate of increase of *Aphidius colemani* Vier. (Hymenoptera, Braconidae), a parasitoid of *Aphis gossypii* Glov. (Homoptera, Aphididae), at different temperatures. *Journal of Applied Entomology*, 116 (1-5): 192-198.
- Vargas, M. & F. Ubillo.** 2001. Toxicidad de pesticidas sobre enemigos naturales de plagas agrícolas. *Agricultura Técnica*, 61(1), 35-41.
- Verkerk, R. H. J., S. R. Leather & D. J. Wright.** 1998. The potential for manipulating crop–pest–natural enemy interactions for improved insect pest management. *Bulletin of Entomological Research*, 88 (05), 493-501.
- Vila, E., A. Soler & A. Parra.** 2010. El control biológico de plagas con el uso de plantas refugio: desarrollo de un nuevo sistema para el control de pulgones. *Revista Phytoma España* Octubre 222: 108- 112.
- Walgenbach, J. F.** 1994. Distribution of parasitized and nonparasitized potato aphid (Homoptera: Aphididae) on staked tomato. *Environmental entomology*, 23 (4), 795-804.
- Williams, I. S. & A.T.G. Dixon.** 2007. Aphid as crop pests. En capítulo 3: Lyfe cycles and polymorphism. H. F. van Emden & R. Harrington (Ed). Editorial CAB Internacional. Oxfordshire. Reino Unido. Pág. 69-81. ISBN-13: 978 0 85199 819 0.
- Zamani, A.A., A. Talebi, Y. Fathipour & V. Baniameri.** 2006. Temperature-dependent functional response of two aphid parasitoids, *Aphidius colemani* and *Aphidius matricariae* (Hymenoptera: Aphidiidae), on the cotton aphid. *Journal of Pest Science*, 79(4), 183-188.
- Zamani, A.A., A. Talebi, Y. Fathipour & V. Baniameri.** 2007. Effect of temperature on life history of *Aphidius colemani* and *Aphidius matricariae* (Hymenoptera: Braconidae), two parasitoids of *Aphis gossypii* and *Myzus persicae* (Homoptera: Aphididae). *Environmental entomology*, 36 (2), 263-271.

Zuazúa, F. E., J. E. Araya & M. A. Guerrero. 2000. Método de crianza de *Aphidius ervi* (Hymenoptera: Aphidiidae) sobre *Acyrtosiphon pisum* (Homoptera: Aphididae). Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas, 26 (3), 433-437.

Zumoffen, L., M. Rodriguez, M. Gerding, C.E. Salto & A. Salvo. 2015. Plantas, áfidos y parasitoides: interacciones tróficas en agroecosistemas de la provincia de Santa Fe, Argentina y clave para la identificación de los Aphidiinae y Aphelinidae (Hymenoptera) conocidos de la región. Revista de la Sociedad Entomológica Argentina, Vol.74 (3-4): 133-144. ISSN 0373-5680.