

**EFFECTO DE LA PROXIMIDAD DE LA DIVERSIDAD VEGETAL ASOCIADA AL
CULTIVO DE SOJA SOBRE EL CONTROL NATURAL DE *RACHIPLUSIA NU*
(LEPIDOPTERA: NOCTUIDAE) EN BALCARCE, SUDESTE DE LA PROVINCIA DE
BUENOS AIRES**

Diego Andrés Martiarena

**Trabajo de Tesis para ser presentado como requisito parcial para optar al Título
de:**

MAGISTER SCIENTIAE

en Manejo y Conservación de Recursos Naturales para la Agricultura

**ÁREA CIENCIAS DE LAS PLANTAS Y RECURSOS NATURALES
PROGRAMA DE POSGRADO EN CIENCIAS AGRARIAS
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
UNIVERSIDAD NACIONAL DE MAR DEL PLATA**

Lugar de realización:

**Unidad Integrada Balcarce, Estación Experimental Agropecuaria Balcarce, INTA
– Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Mar del Plata.**

Balcarce, Argentina

Marzo 2021

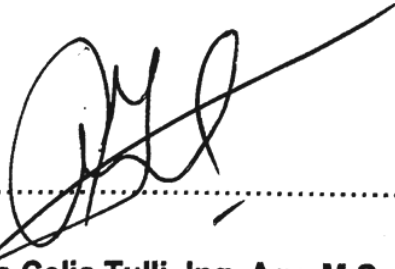
**EFFECTO DE LA PROXIMIDAD DE LA DIVERSIDAD VEGETAL ASOCIADA AL
CULTIVO DE SOJA SOBRE EL CONTROL NATURAL DE *RACHIPLUSIA NU*
(LEPIDOPTERA: NOCTUIDAE) EN BALCARCE, SUDESTE DE LA PROVINCIA DE
BUENOS AIRES**

Diego Andrés Martiarena



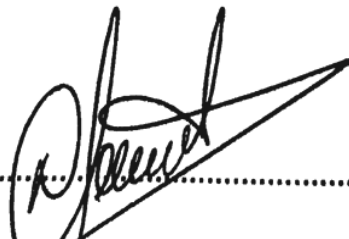
.....
Dora Mabel Carmona, Ing. Agr. M.Sc.

Directora de tesis



.....
Maria Celia Tulli, Ing. Agr. M.Sc.

Asesora



.....
Natalia Liliana Clemente, Ing. Agr. M.Sc.

Asesora

**EFFECTO DE LA PROXIMIDAD DE LA DIVERSIDAD VEGETAL ASOCIADA AL
CULTIVO DE SOJA SOBRE EL CONTROL NATURAL DE *RACHIPLUSIA NU*
(LEPIDOPTERA: NOCTUIDAE) EN BALCARCE, SUDESTE DE LA PROVINCIA DE
BUENOS AIRES**

Diego Andrés Martiarena

Aprobada por:



Dr. Andrés Zambelli – Director Área de Posgrado CPyRN
(en nombre de Gabriela I. Martinoia)

.....
Evaluadora: Gabriela I. Martinoia, Ing. Agr. M.Sc.



Dr. Andrés Zambelli – Director Área de Posgrado CPyRN
(en nombre de María Gabriela Luna)

.....
Evaluadora: María Gabriela Luna, Lic. en Cs. Biol. Dra.



Dr. Andrés Zambelli – Director Área de Posgrado CPyRN
(en nombre de Santiago L. Poggio)

.....
Evaluador: Santiago L. Poggio, Ing. Agr. M.Sc. Dr.

AGRADECIMIENTOS

A mis padres Mónica y Miguel por su sacrificio para que estudie, por apoyarme siempre e inculcarme valores como humildad, sacrificio y perseverancia.

A mi hermano Martín y su esposa Cintia por apoyarme y darme su voz de aliento, y a mis sobrinos Lorenzo y Gregorio por las risas y juegos compartidos.

A mi abuela Nelly por siempre ayudarme, y a mis abuelos “Coco” y Ángel, que desde algún lado están mirando.

A mis amigos, especialmente Emiliano, Mariano y “Pana”, por escucharme y darme su voz de aliento y consejos en momentos donde los necesitaba.

A “Pana”, “Paco”, “Luisito”, “Vale”, “Mendo”, “Facu”, “Cami”, “Jacky”, “Nacho”, “Juli” y Pablo por hacer los momentos de trabajo mucho más amenos y por los buenos mates y asados compartidos, que nunca se terminen.

A Daniel Aquino y Juan José Martínez por recibirme de muy buena manera para realizar las determinaciones taxonómicas, y a Vanina Reche y Fabiana Gallardo por colaborar en dicho proceso.

A Roberto Rizzalli, Juan Martínez, Matías Canepa, Sebastián Muñoz, Pedro Kuhn, Alberto Quintana y Carlos Pascual por colaborar en el ensayo a campo.

A Viviana Innocentini por su ayuda en la redacción del abstract.

A Metallica, Imagine Dragons, Green Day, Foo Fighters, Red Hot Chili Peppers, Oasis, Queen, Twenty Øne Piløts, Linkin Park y Airbag, porque su música elevó mi espíritu, ánimo y concentración durante estos años.

Al INTA por esta posibilidad de desarrollo profesional.

A Natalia Clemente, por asesorarme y hacer que el tortuoso camino de la estadística fuese más amigable.

A Dora Carmona por elegirme para esta beca y porque en los últimos 4 años juntos vivimos tanto momentos muy buenos, que se disfrutaron y enriquecieron mi formación, y otros no tanto, en los que entiendo que habrás querido enseñarme cosas.

A María Celia Tulli, por los muy buenos momentos compartidos, por escucharme y aconsejarme y, sobre todo, por empujarme siempre a hacia adelante.

“Life is a storm my young friend, you will bask in the sunlight one moment and be shattered on the rocks the next.

What makes you a man is what you do when that storm comes...”

El Conde de Montecristo - Alexandre Dumas

ÍNDICE GENERAL

ÍNDICE GENERAL	v
ÍNDICE DE TABLAS.....	vii
ÍNDICE DE FIGURAS.....	viii
RESUMEN.....	xii
ABSTRACT	xiv
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	4
2.1 “Agriculturización”	4
2.2 Cultivo de soja	8
2.3 Invertebrados y vertebrados perjudiciales en soja.....	11
2.4 <i>Rachiplusia nu</i> : desarrollo biológico y fluctuación poblacional.....	14
2.5 Control biológico natural de <i>Rachiplusia nu</i>	18
2.6 Interacción tri-trófica y Diversidad Vegetal Asociada.....	26
2.7 Efecto de derrame: “ <i>Spillover</i> ”.....	28
2.8 Distribución espacial de enemigos naturales.....	30
2.9. Determinación del desplazamiento de insectos: trampa Malaise.....	31
HIPÓTESIS.....	33
OBJETIVOS.....	33
3. MATERIALES Y MÉTODOS.....	34
3.1 Sitio de estudio	34
3.2 Caracterización de diversidad vegetal asociada.....	35
3.3 Desplazamiento de himenópteros parasitoides	35
3.4 Colecta de larvas de <i>Rachiplusia nu</i> y predadores en el cultivo	37
3.5 Evaluación de parasitoidismo larval de <i>Rachiplusia nu</i>	38
3.6 Cuantificación y caracterización de predadores	39

3.7 Análisis de datos.....	39
4. RESULTADOS Y DISCUSIONES.....	42
4.1 Relevamiento florístico de la Diversidad Vegetal Asociada y su rol en la conservación de enemigos naturales de <i>Rachiplusia nu</i>	42
4.2 Movimiento de himenópteros parasitoides entre la Diversidad Vegetal Asociada y el cultivo de soja.....	44
4.2.1 Abundancia de parasitoides	44
4.2.2 Riqueza taxonómica.....	46
4.2.3 Composición taxonómica	48
4.2.4 Abundancia y composición taxonómica relativa de parasitoides en movimiento	52
4.3 Movimiento de himenópteros parasitoides de <i>Rachiplusia nu</i>	56
4.4 Parasitoidismo larval de <i>Rachiplusia nu</i>	57
4.4.1 Distribución espacio-temporal de larvas	57
4.4.2 Parasitoidismo larval por zona de muestreo	59
4.4.3 Riqueza taxonómica.....	61
4.4.4 Composición taxonómica	62
4.5 Similitud entre los himenópteros parasitoides de <i>Rachiplusia nu</i> en movimiento y los emergidos de las larvas.....	67
4.6 Predadores de <i>Rachiplusia nu</i>	68
4.6.1 Abundancia total, riqueza y composición taxonómica de predadores	68
4.6.2 Clase Arachnida	71
4.6.3 Clase Insecta.....	74
5. CONCLUSIONES.....	80
5.1 Consideraciones finales	80
5.2 Proyección futura	81
6. BIBLIOGRAFÍA.....	83

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Breve descripción de estadios vegetativos del cultivo de soja de acuerdo a la escala de Ferh y Caviness (1977). Tomado de Kantolic <i>et al.</i> (2003).....	10
Tabla 2. Breve descripción de estadios reproductivos del cultivo de soja de acuerdo a la escala de Ferh y Caviness (1977). Tomado de Kantolic <i>et al.</i> (2003).	10
Tabla 3. Relavamiento florístico del estrato herbáceo. Balcarce 2017-2018.	42
Tabla 4. Relevamiento florístico de estratos arbustivo y arbóreo. Balcarce 2017-2018.	42
Tabla 5. Riqueza de Familias de himenópteros parasitoides para cada dirección de vuelo en relación a la fecha de muestreo y fenología del cultivo de soja. Balcarce 2017-2018.	47
Tabla 6. Superfamilias y Familias de himenópteros parasitoides colectados en movimiento entre la Diversidad Vegetal Asociada (DVA) y el cultivo de soja. Balcarce 2017-2018.	48
Tabla 7. Aporte relativo de cada Familia de himenópteros parasitoides (en porcentaje) en orden decreciente según dirección de vuelo. Balcarce 2017-2018.	53
Tabla 8. Aporte relativo de artrópodos predadores. Balcarce 2017-2018.....	69
Tabla 9. Abundancia promedio de predadores (individuos/golpe de red) de todas las zonas y fechas de muestreo. Letras iguales indican diferencias no significativas entre zonas para cada fecha. Balcarce 2017-2018.	69
Tabla 10. Riqueza de taxones de predadores por fecha y zona de muestreo. Balcarce 2017-2018.....	71
Tabla 11. Riqueza de morfoespecies de “arañas” por fecha y zona de muestreo. Balcarce 2017-2018.	72
Tabla 12. Riqueza de Géneros de “chinchas predadoras” por fecha y por zona de muestreo. Balcarce 2017-2018.	77

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Huevo de <i>Rachiplusia nu</i>	14
Figura 2. Diferentes estadios larvales de <i>Rachiplusia nu</i> . Foto inferior izquierda aportada por María Celia Tulli.	16
Figura 3. Pupa de <i>Rachiplusia nu</i> (extraída de Barrionuevo, 2011).	17
Figura 4. Adulto de <i>Rachiplusia nu</i> (izquierda) y detalle de mancha plateada (derecha) (extraídas de Casuso, 2017).	17
Figura 5. Patrones de distribución de enemigos naturales en el paisaje. Adaptado de Duelli y Obrist (2003).....	31
Figura 6. Imagen satelital de Unidad Demostrativa Agroecológica Balcarce (UDAB). Balcarce 2017-2018.	34
Figura 7. Disposición en el paisaje del cultivo de soja (polígono con línea punteada roja indica parcela experimental y con línea verde el resto del cultivo sembrado), la Diversidad Vegetal Asociada (DVA) en el extremo izquierdo (línea blanca) y los cultivos de maíz (línea naranja). Rectángulo amarillo indica la interface entre DVA/cultivo de soja. Balcarce 2017-2018.....	35
Figura 8. Trampas tipo Malaise modelo Townes modificada para coleccionar los himenópteros parasitoides por separado según dirección de vuelo. A) Vista de las trampas. B) Detalle de la trampa colocada en la interfase Diversidad Vegetal Asociada (DVA)/Soja. C) Detalle del doble recipiente coleccionador. Balcarce 2017-2018.	36
Figura 9. Cultivo experimental de soja con las siete zonas de muestreo delimitadas y Diversidad Vegetal Asociada (DVA) en un extremo. Balcarce 2017-2018.....	37
Figura 10. Red de arrastre. Balcarce 2017-2018.	38
Figura 11. Abundancia promedio de himenópteros parasitoides por trampa y por día en función de fecha de muestreo. El valor cero (marcado con línea negra) representa la interfase de la Diversidad Vegetal Asociada (DVA) y la soja. Barras a la izquierda del cero representan abundancia promedio de individuos moviéndose desde la DVA a la soja, y barras a la derecha, el sentido de vuelo inverso. Balcarce 2017-2018.....	46
Figura 12. Ejemplares de las Familias Encyrtidae (Izquierda) y Eulophidae (Derecha). Balcarce 2017-2018.	49
Figura 13. Ejemplares de las Familias Eupelmidae (Izquierda) y Pteromalidae (Derecha). Balcarce 2017-2018.	49

Figura 14. Ejemplares de las Familias Chalcididae (Izquierda) y Mymaridae (Derecha). Balcarce 2017-2018.	49
Figura 15. Ejemplar de la Familia Eurytomidae. Balcarce 2017- 2018.	50
Figura 16. Ejemplares de la Familia Platygasteridae. Balcarce 2017 - 2018.	50
Figura 17. Ejemplar de la Familia Bethyloidea. Balcarce 2017-2018.....	50
Figura 18. Ejemplares de las Familias Ceraphronidae (Izquierda) y Megaspilidae (Derecha). Balcarce 2017-2018.	51
Figura 19. Ejemplar de la Familia Diapriidae (Izquierda) y de la Superfamilia Cynipoidea (Derecha). Balcarce 2017-2018.....	51
Figura 20. Ejemplar de la Familia Euclyptidae. Balcarce 2017-2018.....	51
Figura 21. Ejemplares de la Familia Braconidae. Balcarce 2017-2018.....	52
Figura 22. Ejemplares de la Familia Ichneumonidae. Balcarce 2017-2018.	52
Figura 23. Abundancia promedio relativa por Familia de himenópteros parasitoides por trampa y por día en función de las fechas de muestreo. El valor cero (marcado con línea negra) representa la interfase de la Diversidad Vegetal Asociada (DVA) y la soja. Barras (Familias apiladas) a la izquierda del cero representan abundancia de individuos moviéndose desde la DVA a la soja, y barras a la derecha, el sentido de vuelo inverso. Balcarce 2017-2018.	54
Figura 24. Abundancia promedio relativa de Eulophidae, Platygasteridae, Braconidae e Ichneumonidae por trampa y por día en función de las fechas de muestreo. El valor cero (marcado con línea negra) representa la interfase de la Diversidad Vegetal Asociada (DVA) y la soja. Barras (Familias apiladas) a la izquierda del cero representan abundancia de individuos moviéndose desde la DVA a la soja, y barras a la derecha, el sentido de vuelo inverso. Balcarce 2017-2018.	55
Figura 25. Abundancia promedio de himenópteros parasitoides de <i>Rachiplusia nu</i> por trampa y por día en función de las fechas de muestreo. El valor cero (marcado con línea negra) representa la interfase de la diversidad vegetal asociada (DVA) y la soja. Barras a la izquierda del cero representan abundancia de individuos moviéndose desde la DVA a la soja, y barras a la derecha, el sentido inverso. Balcarce 2017-2018.	57
Figura 26. Abundancia total de larvas de <i>Rachiplusia nu</i> por fecha de muestreo. Barra azul: larvas <15 mm – Barra roja: ≥ 15 mm. Balcarce 2017-2018.	58

Figura 27. Abundancia total de larvas de <i>Rachiplusia nu</i> por zona de muestreo (sumatoria de fechas). Barra azul: larvas <15 mm – Barra roja: \geq 15 mm. Balcarce 2017-2018.	59
Figura 28. Abundancia total de larvas de <i>Rachiplusia nu</i> por fecha y por zona. Barra azul: larvas <15 mm – Barra roja: \geq 15 mm Balcarce 2017-2018.	59
Figura 29. Parasitoidismo larval de <i>Rachiplusia nu</i> por zona (promedio entre fechas)	60
Figura 30. Díptero parasitoide de la Familia Tachinidae emergido de larva de <i>Rachiplusia nu</i> . A: Adulto. B: Cocón. Balcarce 2017-2018.	63
Figura 31. Himenópteros parasitoides emergidos de las larvas de <i>Rachiplusia nu</i> . <i>Aleiodes brethesi</i> (A: adulto y B: cocón), <i>Microplitis</i> sp. (C: adulto y D: cocón), <i>Cotesia</i> sp. (E: Adulto y F: cocón) y <i>Copidosoma</i> sp. (G: Adulto y H: larva de <i>Rachiplusia nu</i> muerta conteniendo las pupas del parasitoide en su interior). Balcarce 2017-2018.	64
Figura 32. Porcentaje promedio entre fechas de parasitoidismo relativo por zona, y composición taxonómica de parasitoides. Balcarce 2017-2018.....	65
Figura 33. Porcentaje de parasitoidismo promedio relativo por zonas y por fecha. A: 27/2. B: 6/3. C: 13/3. D: 21/3. Balcarce 2017-2018.	66
Figura 34. Índice de Jaccard calculado para himenópteros parasitoides entre la riqueza máxima de ambas direcciones de vuelo y las zonas del cultivo. Balcarce 2017-2018.....	67
Figura 35. Abundancia total de larvas, parasitoidismo larval de <i>Rachiplusia nu</i> y riqueza de sus parasitoides por fecha y zona de muestreo. Barras azules: larvas < 15 mm - Barras: rojas: larvas \geq 15 mm - Barras negras: larvas muertas - Rombos verdes: porcentaje parasitoidismo. Balcarce 2017-2018. 66	
Figura 36. Parasitoidismo relativo de <i>Rachiplusia nu</i> por fecha y zona de muestreo (Barras) e intercambio de parasitoides con la diversidad vegetal asociada (DVA) (Tabla superior). Barras rojas: <i>Aleiodes brethesi</i> - Azules: <i>Copidosoma</i> sp. - Verdes: <i>Cotesia</i> sp. - Amarilla: <i>Microplitis</i> sp. - Violeta: Tachinidae. Balcarce 2017-2018.	67
Figura 38. Distribución espacial de “arañas”, en zonas (Z), por fecha (Puntos negros) (\pm Error estándar). Las barras representan la abundancia de larvas de <i>Rachiplusia nu</i> (Verde: <15 mm - Naranja: \geq 15mm). Letras iguales indican diferencias no significativas en la abundancia de “arañas” entre zonas. A: 31/1. B: 10/2. C: 16/2. D: 27/2. E: 7/3. F: 16/3. G: 27/3. Balcarce 2017-2018.	73

- Figura 39. Ejemplares de algunas de las morfoespecies de “arañas” colectadas. Balcarce 2017-2018. 74
- Figura 40. Distribución espacial de “chinchas predadoras” por fecha (Puntos negros) (\pm Error estándar). Las barras representan la abundancia de larvas de *Rachiplusia nu* (Verde: <15 mm - Naranja: \geq 15mm. Letras iguales indican diferencias no significativas en la abundancia de “chinchas predadoras” entre zonas. A: 31/1. B: 10/2. C: 16/2. D: 27/2. E: 7/3. F: 16/3. G: 27/3. Balcarce 2017-2018. 76
- Figura 41. “Chinchas predadoras”. A: Ninfa *Orius* sp. B: Adulto *Orius* sp. C: Adulto *Nabis* sp. D: Adulto *Geocoris* sp. Balcarce 2017-2018. 77
- Figura 42. Larva de “crisopa”. Balcarce 2017-2018. 78
- Figura 43. Fluctuación poblacional de “crisopas” (Puntos negros) (\pm Error estándar) y de larvas de *Rachiplusia nu* (Barras verdes: <15 mm y Naranjas: \geq 15mm. Letras iguales indican diferencias no significativas en las abundancias de crisopas. Balcarce 2017-2018. 78
- Figura 44. Fluctuación poblacional de predadores (línea naranja) y larvas de *Rachiplusia nu* (Barras azules: < 15mm - Barras rojas: \geq 15mm). Balcarce 2017-2018. 79

RESUMEN

Rachiplusia nu es la defoliadora principal del cultivo de soja en el sudeste bonaerense y sus poblaciones son controladas por parasitoides y predadores, entre otros factores. En los agroecosistemas, la biodiversidad contribuye en dicho proceso a través de sus dos componentes, la biodiversidad planificada o productiva (cultivos incluidos por el agricultor, y que variará de acuerdo al manejo y arreglos de los mismos) y la biodiversidad asociada (flora y fauna de los ambientes circundantes, que permanecerán en el agroecosistema dependiendo del tipo de manejo adoptado). La conservación de diversidad vegetal asociada (DVA) favorece a los enemigos naturales al aportar recursos alimenticios alternativos, refugio y sitios de oviposición, potenciando el control biológico. En el marco de dicha concepción, se propuso: 1.- caracterizar el movimiento de himenópteros parasitoides de *R. nu* entre la DVA y un cultivo de soja; 2.- evaluar el efecto de la proximidad de la DVA a diferentes zonas del cultivo sobre el parasitoidismo larval de *R. nu*, y sobre la riqueza y composición taxonómica de los parasitoides y predadores; 3.- determinar la similitud en composición taxonómica de los himenópteros que se movilizaban y los colectados en larvas del cultivo. El estudio se realizó en la Unidad Integrada EEA Balcarce, INTA-FCA, UNMdP, en un cultivo de soja delimitado en un extremo con DVA. Para determinar el movimiento de parasitoides se colocaron trampas tipo Malaise modelo Townes en el borde del cultivo de soja lindante con la DVA, siendo relevadas en doce fechas (27/12/2017-13/4/2018). Para determinar el parasitoidismo y algunos parámetros poblacionales de los parasitoides y predadores, en el cultivo se delimitaron siete zonas a diferentes distancias de la DVA, y se colectaron larvas de *R. nu* y predadores en cada una, en siete fechas (31/1-27/3/2018). El análisis de las variables se realizó mediante el ajuste de modelos lineales mixtos. Se registró movimiento de parasitoides de *R. nu* durante todo el periodo evaluado, concentrándose el mayor movimiento entre el 10/2 y el 30/3. De la DVA al cultivo se movilizaron *Aleiodes brethesi*, *Conura* sp., *Cotesia* sp. y *Copidosoma* sp. (dos morfoespecies de ambos últimos). En la dirección inversa lo hicieron *A. brethesi*, ambas morfoespecies de *Cotesia* sp. y *Chelonus* sp. No se registraron diferencias estadísticamente significativas del parasitoidismo de *R. nu* entre zonas. La riqueza total de parasitoides fue de 5 taxones, variando entre 1 y 3 en cada zona para cada fecha, y no se observó una relación clara con la cercanía a la DVA. *Rachiplusia nu* fue parasitoidizada por *A. brethesi*, *Cotesia* sp., *Copidosoma* sp., (éstos dos últimos coincidieron con la morfoespecie 1 que se movilizó), *Microplitis* sp. y un díptero (Tachinidae). Los

máximos valores de similitud entre himenópteros parasitoides que se movilizaron y que parasitoidizaron se registraron en la zona más cercana a la DVA y en una de las intermedias. Los predadores presentaron la mayor abundancia en alguna de las cuatro zonas más alejadas de la DVA. La riqueza total fue de 40 taxones, con un rango de entre 4 y 15 en cada zona para cada fecha, siendo errático el patrón de asociación con la cercanía a la DVA. Se registraron ejemplares de “arañas”, “chinchas predadoras”, “crisopas” y “vaquitas” (Coccinellidae). La mayor abundancia de larvas de *R. nu*, registrada entre fines de febrero y principios de marzo, se correspondió con elevados porcentajes de parasitoidismo larval y el movimiento de parasitoides desde la DVA. Además, el aumento de abundancia poblacional de la plaga coincidió con la máxima abundancia de predadores.

Palabras clave: isoca medidora, parasitoidismo, predadores, *spillover*, distribución espacial.

ABSTRACT

Effect of the proximity of an associated plant diversity habitat to soybean crop on the natural control of *Rachiplusia nu* (Lepidoptera: Noctuidae) in Balcarce, southeast of Buenos Aires province

Rachiplusia nu is the main defoliator of soybean in the southeast of Buenos Aires province and its populations are controlled by parasitoids and predators, among others factors. In agroecosystems, biodiversity contributes to this process based on its two components, planned or productive biodiversity (crops included and managed by the farmer) and the associated biodiversity (flora and fauna in the surrounding habitats, which will remain in the agroecosystem in function of its management). The conservation of an Associated Plant Diversity (APD) habitat in the agroecosystem favors natural enemies by providing alternative sources of food, shelter and oviposition sites. In this study, the movement of the community of hymenopteran parasitoids of *R. nu* between APD habitat and an adjacent soybean crop was characterized. The effect of proximity between the APD habitat and the crop on larval parasitoidism of *R. nu* was evaluated, as well as the richness, taxonomic composition of its parasitoids and their similarity with those which moved between APD habitat and the adjacent soybean crop. The richness, taxonomic composition and abundance of predators were also registered. The study was carried out in the Integrated Unit EEA Balcarce, INTA-FCA, UNMdP on a soybean crop bounded at one end by APD. Townes style Malaise traps placed on the edge between the APD and the soybean were used to determine parasitoid movement at twelve dates (December 27, 2017 to April 13, 2018). Seven sampling zones were established in the crop and *R. nu* larvae and predators were collected in each of them at seven dates (from January 31 through March 27, 2018) to determine parasitoidism and some population parameters of both parasitoids and predators. Linear mixed models were fitted for statistical analysis. Movement of *R. nu* parasitoids was detected throughout the evaluation period, with the largest movement being concentrated between February 10 and March 30. *Aleiodes brethesi*, *Conura* sp., and two morphospecies of *Cotesia* sp. and *Copidosoma* sp., respectively, were registered moving from the APD habitat to the crop, whereas *A. brethesi*, *Chelonus* sp and both morphospecies of *Cotesia* sp. did it in the opposite direction. Differences observed in the larval parasitoidism of *R. nu* among sampling zones were not statistically significant. Total richness of parasitoids was 5 taxa, varying from 1 to 3 in each sampling zone for each sampling date, and no evident relationship with the proximity to the APD habitat was observed. *Aleiodes brethesi*, *Microplitis* sp., *Cotesia*

sp., *Copidosoma* sp. (these last two coincided with morphospecies 1 moving between the APD habitat and the crop), and a dipterous (Tachinidae), parasitoidized *R. nu*. The highest values of similarity between hymenopteran parasitoids which moved and parasitoidized, were registered in zone that was closest to the APD habitat and in one of the intermediate. The highest abundance of predators was found in some of the four furthest zones to the APD habitat. The total taxonomic richness was 40 taxa, with a range from 4 to 15 in each sampling zone for each sampling date, being the association pattern with the APD habitat erratic. "Spiders", "predatory bugs", "lacewings" and "ladybirds" (Coccinellidae) were registered. The highest abundance of *R. nu* larvae, recorded between the end of February and the beginning of March, coincided with high values of larval parasitoidism and parasitoid movement from the APD habitat. Furthermore, the increase in population abundance of the pest coincided with the maximum abundance of predators.

Key words: Soybean looper, parasitoidism, predators, spillover, spatial distribution.

1. INTRODUCCIÓN

Desde el inicio de la modernización agrícola, los agricultores e investigadores se han enfrentado al dilema que emerge de la homogenización de los agroecosistemas: el incremento de plagas y enfermedades, que pueden alcanzar niveles de pérdidas económicamente significativas en monocultivos uniformes y de gran escala, y la creciente vulnerabilidad del sistema (Nicholls, 2006). En las últimas décadas se profundizó el uso creciente y continuo de las tierras para cultivos agrícolas en la Región Pampeana y otras zonas de Argentina. Este proceso definido como “agriculturización” (Manuel-Navarrete *et al.*, 2005; Manuel-Navarrete y Gallopín, 2007), se caracterizó por el avance de la frontera agrícola, la tendencia al monocultivo, las tecnologías de insumos y una baja consideración de las externalidades sobre el ambiente y la sociedad (Viglizzo *et al.*, 2006; Carreño *et al.*, 2012; Andrade, 2017). Entre estas externalidades, las pérdidas de biodiversidad produjeron la degradación de la integridad funcional de los ecosistemas, por el deterioro de los recursos ecosistémicos que intervienen en procesos ecológicos que ocurren naturalmente, y que aportan bienes y servicios a la sociedad (Boyd y Banzhaf, 2007). Durante el proceso de expansión agrícola en Argentina el cultivo más importante fue la soja (*Glycine max* L.), alcanzando en la actualidad 17.3 millones de hectáreas sembradas (BCR, 2019). Entre los factores bióticos que afectan el rendimiento de este cultivo se destacan las malezas, los patógenos y, los invertebrados y vertebrados plaga. Los cambios producidos por la “agriculturización”, principalmente la simplificación del agroecosistema, afectaron la abundancia y dinámica poblacional de ciertos artrópodos plaga, por ejemplo, las orugas defoliadoras (Perotti y Gamundi, 2009). En el sudeste bonaerense, *Rachiplusia nu* Guenée (Lepidoptera: Noctuidae) fue citada como plaga principal del cultivo de girasol (Abot, 1984), y con la expansión del cultivo de soja comenzó a ser registrada en dicha oleaginosa a fines de los años '80 y principios de los '90 (Carmona *et al.*, 1995). Carmona *et al.* (2009) reportaron a esta especie como la defoliadora de mayor significancia económica de soja en el sudeste bonaerense.

Rachiplusia nu es controlada naturalmente por invertebrados predadores y parasitoides, entre otros. Dentro de los predadores están citados ejemplares de “arañas” (Clase Arachnida, Orden Araneae) y especies de diferentes órdenes de la Clase Insecta. Se reportan insectos denominados vulgarmente “chinchas predadoras” (Orden Hemiptera, Suborden Heteroptera y Familias Nabidae, Geocoridae, Pentatomidae y Anthocoridae), las “vaquitas” y “carábidos” (Coleoptera, Familias

Coccinellidae y Carabidae, respectivamente) y “crisopas” (Orden Neuroptera, Familia Chrysopidae). Todos consumen huevos y larvas de *R. nu*, principalmente de los primeros estadios (Aragón *et al.*, 1997; Saini, 2001; Molinari, 2005; Bueno *et al.*, 2012). En el caso de los parasitoides, se reportan varias especies pertenecientes a diferentes Familias del Orden Hymenoptera y de las Familias Tachinidae y Phoridae del Orden Diptera. Dentro de Hymenoptera, las Familias citadas son Aphelinidae y Trichogrammatidae (parasitoides de huevos), Encyrtidae (ovo-larvales), Braconidae, Ichneumonidae, Eulophidae (de larvas) y Chalcididae (de pupas) (Arretz *et al.*, 1985; Molinari *et al.*, 1987; Diez *et al.*, 1991; Arretz *et al.*, 1994; Luna y Sánchez, 1999a; Avalos *et al.*, 2004; Berta *et al.*, 2009; Cisnero y Virano, 2011; Guillot Giraud, 2013; Valverde *et al.*, 2014; Covelli, 2015; Tulli *et al.*, 2018).

En los agroecosistemas, la biodiversidad contribuye al control biológico de plagas a través de sus dos componentes, la biodiversidad planificada o productiva (cultivos incluidos por el agricultor, y que variará de acuerdo al manejo y arreglos de los mismos) y la biodiversidad asociada (flora y fauna de los ambientes circundantes, que permanecerán en el agroecosistema dependiendo del tipo de manejo adoptado) (Vandermeer y Perfecto, 1995; Nicholls, 2006).

En el contexto del Control biológico de plagas, la conservación de hábitats de vegetación espontánea (Van Emden, 1990; Landis y Menalled, 1998; Altieri y Nicholls, 2004; Landis *et al.*, 2005; Rusch *et al.*, 2010; Etile, 2012; Gurr *et al.*, 2016; Haan *et al.*, 2020) o introducción de diversidad vegetal en el agroecosistema (Carmona y Landis, 1999; Landis *et al.*, 2000; Martinoia y Carmona, 2011; Tulli *et al.*, 2013, 2016 y 2018), promueven la presencia de la denominada diversidad vegetal asociada (DVA) en el agroecosistema. Esta DVA resulta beneficiosa para los parasitoides y predadores, dado que allí pueden obtener fuentes alternativas de alimentación (presas u hospedantes), fuentes vegetales de alimentación y refugios invernales y/o sitios de oviposición cercanas a los cultivos (Landis *et al.*, 2005; Rusch *et al.*, 2010; Etile, 2012; Gurr *et al.*, 2016). Luego de acceder a los recursos mencionados, los predadores y parasitoides se movilizarán hacia el cultivo, y permanecerán allí mientras tengan los recursos para su alimentación y reproducción. Al llegar la cosecha de cultivos, volverán a la vegetación asociada, buscando refugios y/o fuentes de alimentación para continuar con su dinámica poblacional. Este proceso, denominado en la bibliografía internacional como “*spillover*” o derrame funcional de organismos. El mismo se define como el movimiento que resulta en la función de un organismo, que ya no se cumple en el hábitat del que proviene sino en el hábitat al que se mueve el organismo (Blitzer

et al., 2012). Es decir, el movimiento de organismos que participan en un mismo proceso ecosistémico, de manera que dejan de cumplir esta función en el hábitat de donde provienen para realizarla en el hábitat al que se dirigen. Esto trae consecuencias positivas o negativas al modificar los procesos ecosistémicos (Sala *et al.*, 2000) y, por lo tanto, la provisión de servicios ecosistémicos en los sistemas a uno y otro lado del borde. La continua expansión de los ambientes de borde a medida que avanza la intensificación agrícola favorece el “derrame entre hábitats” (*across-habitat spillover*), intercambio de grandes cantidades de organismos entre los distintos elementos del paisaje (Sala *et al.*, 2000; Rand *et al.*, 2006).

Se ha reportado además, que áreas del cultivo más cercanas a la DVA presentan mayor abundancia y/o actividad de enemigos naturales, en comparación con el interior del cultivo (Dyer y Landis 1997; Baggen y Gurr, 1998; Thies y Tschardtke 1999; Nicholls *et al.*, 2001; Tylianakis *et al.*, 2004; Rand *et al.*, 2006; González *et al.*, 2015, 2017). Conceptos ampliados sobre la temática, eje central del presente trabajo, se detallan en la sección Revisión Bibliográfica.

Dada la preocupante fragmentación y simplificación de los agroecosistemas y el paisaje agrícola en los sistemas productivos argentinos, la disminución de la biodiversidad, y su efecto sobre la abundancia y dinámica poblacional de los artrópodos plaga y de sus enemigos naturales, se proyectó generar información sobre estas relaciones en un agroecosistema local (Balcarce, sudeste de la provincia de Buenos Aires). Se consideró, el cultivo más importante en la expansión agrícola, la soja, y su plaga principal en la zona, *Rachiplusia nu*.

Para tal fin, en la Unidad Integrada Balcarce (UIB) (EEA, INTA-FCA, UNMdP) en un predio del campo experimental que ha sido destinado a la evaluación de un sistema alternativo, con diversificación de estructura vegetal, cultivos y tipos de producción de transición hacia la producción agroecológica, se tomó una parte para la presente investigación. Considerando la relevancia del cultivo de soja, y la evidencia científica sobre la importancia de la vegetación espontánea para la conservación de invertebrados benéficos, se propuso evaluar el desplazamiento de himenópteros parasitoides de *R. nu* entre la diversidad vegetal asociada y el cultivo de soja, y viceversa, como así también el efecto de la proximidad entre ambos ambientes sobre el control natural de esta especie defoliadora, en el cultivo.

2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1 “Agriculturización”

En las últimas décadas se profundizó el uso creciente y continuo de las tierras para cultivos agrícolas en la Región Pampeana y otras zonas de Argentina. Este proceso definido como “agriculturización” (Manuel-Navarrete *et al.*, 2005; Manuel-Navarrete y Gallopín, 2007), se caracterizó por el avance de la frontera agrícola, la tendencia al monocultivo, las tecnologías de insumos y una baja consideración de las externalidades sobre el ambiente y la sociedad (Viglizzo *et al.*, 2006; Carreño *et al.*, 2012; Andrade, 2017). Las actividades humanas modifican el uso de la tierra, ya sea convirtiendo hábitats naturales a otros usos o cambiando prácticas de manejo en paisajes ya modificados por la humanidad. Si bien los objetivos de dichos usos varían mucho en todo el mundo, su resultado final es generalmente el mismo: la apropiación de recursos naturales para las necesidades humanas inmediatas, a menudo a expensas de la degradación ambiental (Foley *et al.*, 2005; Manuel-Navarrete *et al.*, 2009). El cambio en el uso de la tierra está estrechamente relacionado con el desarrollo económico y las características ecológicas del paisaje, y el proceso se caracteriza por transformar hábitats naturales en ambientes agrícolas, o en centros urbanos. La intervención antrópica en sistemas naturales para la producción agropecuaria, genera un ecosistema de características particulares llamado agroecosistema, en el cual el hombre determina parte de la diversidad de las especies presentes y su abundancia relativa, reduciendo en consecuencia la biodiversidad original (Elliott y Cole, 1989).

El desarrollo agrícola puede alcanzar posiciones intermedias como la agricultura de subsistencia o desarrollar producciones intensivas para sustentar a grandes ciudades (De Fries *et al.*, 2004). Los bienes obtenidos a través de la agricultura como alimentos, fibras y biocombustibles, están disponibles gracias a la creciente acción del hombre sobre una serie de funciones y servicios de producción y soporte ofrecidos por la naturaleza (De Groot *et al.*, 2002; Rótolo y Francis, 2008). El proceso de “agriculturización”, que se define como el uso creciente y continuo de las tierras para cultivos agrícolas en lugar de usos ganaderos o mixtos (Manuel-Navarrete *et al.*, 2009), provocó grandes cambios en la agricultura del siglo XX a nivel mundial, destacándose los procesos de expansión de la misma e intensificación en el uso de insumos (Andrade, 2017). La expansión explicó principalmente los aumentos de producción de la primera mitad del siglo (Andrade, 2016). Mientras que la intensificación, mediante el uso de variedades de cultivos de alto rendimiento,

fertilización, riego, y plaguicidas, entre otras prácticas, permitió lograr grandes incrementos en la producción de alimentos en la segunda parte del siglo (Matson *et al.*, 1997; Andrade, 2017). Con la propagación de dichos procesos, guiados principalmente por el retorno económico a corto plazo, en los ecosistemas se produjo un desequilibrio en los componentes bióticos, se alteraron sus interacciones, los patrones de disponibilidad de recursos y ciertos servicios ecosistémicos. Estos últimos provienen de procesos ecológicos que ocurren naturalmente y que el hombre toma e incorpora a la producción de bienes y servicios (Boyd y Banzhaf, 2007). Se generaron así graves consecuencias ambientales a escalas locales, regionales y globales (Matson *et al.*, 1997; Heal y Small, 2002; Andrade, 2017).

Los sistemas agrícolas, representan entre un 50 a un 70 % de los ecosistemas terrestres en la mayoría de los países. La agricultura consiste en modificar los ecosistemas para lograr la producción de pocas o de una especie “económicamente rentable”. Cualquier tipo de agricultura implica una simplificación del sistema y una reducción importante de la biodiversidad. En el caso de la agricultura moderna estos efectos se acentúan. Se caracteriza por su gran uniformidad a nivel genético y específico (híbridos simples de maíz, clones de papa), a nivel de parcela (toda la parcela sembrada con la misma especie, sin presencia de vegetación espontánea: malezas), a nivel de campo (grandes superficies con unos pocos cultivos) y a nivel región (zonas productoras de determinados cultivos), lo que se traduce también en la uniformidad del paisaje (Sarandón y Flores, 2014).

En la República Argentina, el proceso de “agriculturización” se produjo en las últimas décadas y se caracterizó por el avance de la frontera agrícola a expensas de montes nativos y pastizales, el dominio del cultivo de soja (*Glycine max* L.) con tecnologías de insumos, y, sobre todo, por no considerar las externalidades sobre el ambiente y la sociedad (Viglizzo *et al.*, 2006; Viglizzo *et al.*, 2011; Carreño *et al.*, 2012; Andrade, 2017). Desde los años ‘60 y hasta mediados de la década del ‘90, el área agrícola osciló alrededor de los 22 millones de hectáreas y mostró una disminución del 15 % a mediados de los ‘80. A partir de los ‘90, el área sembrada no sólo recuperó sus valores históricos, sino que aumentó de manera acelerada, abarcando más de 30 millones de hectáreas en el año 2006 (Aizen *et al.*, 2009). Hasta comienzos de los ‘70, la alfalfa y el trigo se alternaron en la posición de cultivo principal (en términos de la proporción de la superficie total sembrada). Esta alternancia fue reemplazada por la dominancia exclusiva del trigo durante las décadas de los ‘70 y ‘80, y a comienzos de

los '90 por la dominancia del cultivo de soja, situación que continuó en los siguientes años (Aizen *et al.*, 2009).

Desde fines de los '80 y hasta el ciclo agrícola 2009/2010 aproximadamente se registraron los mayores aumentos de la superficie sembrada del cultivo de soja. En las zonas extrapampeanas, el avance habría ocurrido principalmente sobre tierras de desmontes y sobre tierras antes dedicadas a la ganadería. En la llamada zona núcleo (Norte de la provincia de Buenos Aires y Sur de Córdoba, y Santa Fe) desplazó a otros cultivos menos rentables como maíz o girasol, ocupando tierras de peor aptitud, dedicadas a ganadería, o nuevas tierras puestas en producción. Además, es de tener en cuenta que la producción de soja en parte aumentó por el cultivo de segunda fecha de siembra, que no implica expansión, en superficie, sino se realizó una intensificación de la producción en tierras ya dedicadas a la agricultura (Cadenazzi, 2009). Las consecuencias negativas de la "agriculturización" se reflejaron tanto sobre recursos puntuales, como por ejemplo el suelo, con pérdidas de materia orgánica y desbalance de nutrientes, o la contaminación de cuerpos de agua con agroquímicos, entre otros, como así también a nivel agroecosistema (Andrade, 2017). En estos últimos, existió una marcada fragmentación y simplificación, desmontes y reducción significativa de hábitats naturales con pérdidas de biodiversidad y aumento en el tamaño de los campos (Weyland *et al.*, 2008; Pengue, 2009; Sarandón y Flores, 2014; Poggio, 2015; Andrade, 2017).

En este contexto, "servicios ecosistémicos" es la terminología utilizada para una vieja preocupación relacionada tanto con la capacidad del medio natural de proveer los suficientes recursos para una población en crecimiento, como por los efectos que la misma puede ocasionarle (Brauman *et al.*, 2007). Esta preocupación, que en 1969 fue producto de los efectos causados en pájaros por el uso de los agroquímicos y que Rachel Carson describe en su libro *La Primavera Silenciosa*, se ha expandido hacia diferentes áreas del sistema natural (Rótolo y Francis, 2008).

Los servicios ecosistémicos se refieren a las condiciones y procesos a través de los cuales los ecosistemas naturales y las especies que los conforman, mantienen y satisfacen la vida del hombre (Daily, 1997). Ellos mantienen la biodiversidad y la producción de los bienes de los ecosistemas tales como forraje, madera, combustibles de biomasa, fibras naturales, peces y muchos productos farmacéuticos e industriales y sus precursores. Además, proveen el soporte necesario para la producción de esos bienes, sumado a muchos beneficios estéticos y culturales (Daily, 1997).

La biodiversidad es definida como todos los organismos vivientes, incluyendo los organismos terrestres, marinos y de otros ecosistemas, su variabilidad genética, los complejos ecológicos de los que forman parte y los paisajes o regiones donde se ubican los ecosistemas, incluyendo también los procesos ecológicos y evolutivos que se dan en esos niveles (UNEP, 1992; Sarmiento, 2000).

La Convención sobre Diversidad Biológica de las Naciones Unidas, reconoce explícitamente “el valor intrínseco de la Diversidad Biológica (DB) y de los valores ecológicos, genéticos, económicos, sociales, científicos, educacionales, recreativos, culturales y estéticos de la diversidad biológica y sus componentes”. Reconoce, además, la importancia de la DB para la evolución y mantenimiento de los sistemas necesarios para la vida en la biosfera. Destaca, especialmente, la preocupación por su considerable reducción como consecuencia de determinadas actividades humanas. A pesar de la importancia que la biodiversidad tiene para la agricultura, tanto como fuente de genes, como por la prestación de servicios ecosistémicos, la agricultura es, paradójicamente, una de las actividades humanas que mayor impacto negativo tiene sobre la diversidad biológica (Sarandón y Flores, 2014).

Las pérdidas de biodiversidad sufridas, como así también la degradación de la integridad funcional de los ecosistemas, resultan entonces en la degradación de los servicios ecosistémicos. En tal sentido, se han reportado efectos negativos en la polinización, la regulación natural de plagas y el ciclado de nutrientes por microorganismos, entre otros (Daily, 1997; Altieri, 1999; Andrade, 2017; Poggio, 2017; Grab *et al.*, 2018; Pignataro *et al.*, 2018).

En sistemas agrícolas la biodiversidad es generalmente alterada. Las prácticas de control de plagas, particularmente aquellas en base a fitosanitarios, pueden tener un efecto negativo significativo sobre la biodiversidad y los servicios ecosistémicos (Heong, 2008; Sarandón y Flores, 2014). Los fitosanitarios tienen un efecto variable en los grupos funcionales. Por ejemplo, los insecticidas tienden a tener mayor efecto sobre las “arañas” e himenópteros parasitoides, reduciendo el control biológico. Esto puede causar un aumento significativo de la población de herbívoros perjudiciales.

La aplicación de técnicas de manejo del hábitat puede tener un efecto positivo un incremento poblacional de los enemigos naturales y potenciar el control biológico de plagas. Sin embargo para que las técnicas sean efectiva es necesario adoptar principios ecológicos y adecuado uso de fitosanitarios, para evitar impactos negativos y potenciar el servicio de control biológico natural (Heong, 2008).

Según Carrasco *et al.* (2012), debido a los cambios introducidos con la liberación de la soja transgénica, su gran expansión territorial y el paquete tecnológico asociado, el gran incremento en la uniformidad del paisaje reduciría hábitats y recursos alternativos para los enemigos naturales de las plagas presentes en el agrosistema. Esto, sumado al efecto de los fitosanitarios comúnmente utilizados, provocaría consecuencias ecológicas negativas para el mantenimiento de sus poblaciones naturales. Es decir, uno de los servicios del ecosistema, como es el control natural de las poblaciones de herbívoros por sus enemigos naturales, sería disturbado de manera tal de caer ineludiblemente en el círculo vicioso de los fitosanitarios.

Sin embargo, frecuentemente hay suficiente diversidad funcional para mantener a las plagas en un nivel tolerable. En las últimas décadas las investigaciones reportaron que en agroecosistemas hay predadores y parasitoides que controlan las poblaciones de artropodos plaga, proveyendo un servicio ecosistémico esencial, los factores que promueven la abundancia de enemigos naturales, de las plagas, y la eficiencia del control natural de las mismas en agroecosistemas, como conocimiento base para el diseño y manejo del paisaje agrícola, para maximizar éste y otros servicios ecosistémicos (Haan *et al.*, 2020).

2.2 Cultivo de soja

Argentina es el tercer país productor de soja después de EE.UU. y Brasil, con una contribución a la producción mundial de aproximadamente 15.5 % en el ciclo agrícola 2018/19 (USDA, 2020). Según la Bolsa de Comercio de Rosario (BCR, 2019), en dicho ciclo la producción fue de 56.5 millones de toneladas, en una superficie de 17.3 millones de hectáreas. Argentina es el cuarto país productor de harina de soja del mundo, con una participación del 13 % del total. El consumo interno es bajo, por lo tanto, nuestro país logra ser el principal exportador mundial de harina de soja, con una participación del 43 % en la comercialización internacional. En 2017, aproximadamente 9400 millones de dólares fueron generados por dicho subproducto, siendo el principal producto de la balanza comercial argentina al aportar el 16 % de las divisas por exportaciones en nuestro país (BCR, 2018). La relevancia de la cadena de la soja en las exportaciones argentinas se explica por cuatro factores: 1) la aptitud agroecológica para el desarrollo del cultivo; 2) la producción caracterizada por la constante adopción de innovación y mejora tecnológica; 3) la planta industrial para su procesamiento es la más moderna y de mayor envergadura del mundo; y 4) elevado saldo exportable por bajo consumo interno (Giancola *et al.*, 2009) y por los precios internacionales.

La soja es una especie perteneciente a la Familia de las Fabáceas o Leguminosas, de ciclo de producción primavero-estival, y es considerada una de las plantas cultivadas más antiguas de la humanidad, constituyendo la fuente más importante de aceites y proteínas vegetales (Giorda y Baigorri, 1997). En cuanto a la aptitud agrícola geográfica de Argentina, Pascale (2010) plantea que ni la temperatura, por estar dentro de los límites aceptables, ni el fotoperíodo, por su regularidad anual y la posibilidad de usar diferentes cultivares, representan una limitante para el cultivo de soja en seco, pero sí la variabilidad pluviométrica. De esta manera, dicho autor señala dos subregiones en donde se podría cultivar soja sin riego. Una de ellas, denominada oriental, comprende la parte Pampeana y a la zona nororiental del país que incluye a Chaco, Corrientes, Formosa y Misiones. La otra subregión, de mucha menor superficie, incluye porciones de Salta, Tucumán y Santiago del Estero y parte de Catamarca y Jujuy.

Durante el desarrollo del cultivo de soja ocurren cambios internos en los ápices de crecimiento y externos en la morfología de la planta. Los cambios internos que ocurren en la planta, durante la etapa germinación-emergencia implican la reanudación de la diferenciación de hojas, que comienza en la formación de la semilla en la planta madre, en el meristema apical. Más tarde, en algún momento relativamente temprano del ciclo de cultivo ocurre internamente la iniciación floral, que se define como el momento en el que algún meristema pasa a diferenciar estructuras florales. Este momento es imperceptible a simple vista y no coincide con ningún estado externo de las plantas (Kantolic *et al.*, 2003).

Entre los cambios externos, se diferencian dos etapas, la vegetativa y la reproductiva, en las cuales emergen y se expanden hojas, y surgen y crecen flores, frutos y semillas, respectivamente (Kantolic *et al.*, 2003). Entre las escalas con las que se cuenta para la descripción de los diferentes estados o etapas fenológicas (vegetativas y reproductivas), la más utilizada es la desarrollada por Fehr y Caviness (1977), en la cual los estados vegetativo y reproductivo se describen por separado (Tabla 1 y 2).

Tabla 1. Breve descripción de estadios vegetativos del cultivo de soja de acuerdo a la escala de Ferh y Caviness (1977). Tomado de Kantolic *et al.* (2003).

Estado fenológico	Designación	Descripción
VE	Emergencia	Los cotiledones sobre la superficie del suelo.
VC	Cotiledón	Bordes de hojas unifoliadas no se tocan. Cotiledones desplegados.
V1	Primer nudo	Hojas unifoliadas desarrolladas.
V2	Segundo nudo	Primera hoja trifoliolada totalmente desarrollada.
V3	Tercer nudo	Hojas unifoliadas y dos trifoliadas totalmente desarrolladas.
V(n)	(n) nudo	n nudos con hojas totalmente desarrolladas.

Tabla 2. Breve descripción de estadios reproductivos del cultivo de soja de acuerdo a la escala de Ferh y Caviness (1977). Tomado de Kantolic *et al.* (2003).

Estado fenológico	Designación	Descripción
R1	Comienzo de floración	Una flor abierta en cualquier nudo del tallo principal.
R2	Plena floración	Una flor abierta en uno de los últimos dos nudos superiores del tallo principal con hoja totalmente desarrollada.
R3	Comienzo de fructificación	Una vaina de 5 mm de longitud en alguno de los últimos cuatro nudos del tallo principal con hojas completamente desarrolladas.
R4	Plena fructificación	Una vaina de 2 cm de longitud en alguno de los últimos cuatro nudos del tallo principal con hoja completamente desarrollada.
R5	Comienzo del llenado de granos	Grano de 3 mm de longitud en una vaina en alguno de los últimos cuatro nudos del tallo con hoja completamente desarrollada.
R6	Máximo tamaño de grano	Una vaina contiene granos verdes del tamaño total de las cavidades de las mismas, tomando los últimos cuatro nudos de tallo.
R7	Comienzo de madurez	Una vaina normal en el tallo principal ha alcanzado su color típico color marrón de madurez.
R8	Plena madurez	95 % de las vainas han alcanzado color típico de madurez.

Al igual que en otros cultivos, el rendimiento de la soja está determinado por el número y peso de los granos, siendo el número el componente que mayormente explica las variaciones de rendimiento, y es función de la densidad de plantas en el cultivo (número de plantas/m²) y del rendimiento de la planta individual (número de granos/planta). Este último valor se forma por el producto entre el número de vainas/planta y el número de granos/vaina. El período crítico para la definición del número de granos es entre los estados R3 y R6, en el cual se fijan las vainas, dependiendo de la tasa de crecimiento de la planta durante esta etapa (Sadras *et al.*, 2009).

A pesar de que el número de granos/m² es la variable que mejor explica los cambios en el rendimiento, variaciones en el peso de los granos pueden afectar el rendimiento final del cultivo, una vez establecido el número de granos. El peso final de los granos está determinado por la tasa de acumulación de materia seca y la duración del período de llenado. El peso de 1000 granos para las variedades de soja utilizadas tradicionalmente varía entre 140 y 220 gramos (Kantolic *et al.*, 2003).

A su vez, el rendimiento del cultivo puede ser afectado negativamente por factores abióticos y bióticos. Entre los abióticos, se pueden mencionar la temperatura, radiación y humedad (Andrade y Sadras, 2009; Sadras *et al.*, 2009) entre los bióticos, las malezas (Bedmar *et al.*, 2009), los patógenos como virus, bacterias y hongos (Escande, 2009), y entre los animales a los invertebrados y vertebrados plaga (Vincini y Alvarez Castillo, 2009).

2.3 Invertebrados y vertebrados perjudiciales en soja

Los invertebrados perjudiciales, considerados comúnmente como plagas, se pueden definir como organismos de una determinada especie que, al actuar en forma independiente o en combinación con otras especies, afectan el rendimiento y/o calidad de los cultivos (Gil *et al.*, 2003).

Entre las plagas animales que afectan el cultivo de soja se encuentran invertebrados que ocasionan daños en el período de siembra a plántula, causando el corte de la misma o dañando cotiledones y primeras hojas. Entre los organismos asociados al ambiente de humedad creado por el sistema de siembra directa, se mencionan a los “bichos bolita”, *Armadillidium vulgare* Latreille (Arthropoda: Malacostraca: Isopoda) (Becchi, 2015; Faberi *et al.*, 2017), y las “babosas”, *Milax gagates* Draparnaud, *Deroceras reticulatum* Müller y *D. leave* Müller (Mollusca: Gastropoda: Stylommatophora) (Clemente *et al.*, 2010; Salvio *et al.*, 2012). Si además

del ambiente mencionado, consideramos pasturas o pastizales naturales relacionados al paisaje circundante al cultivo, probablemente estén presentes las “orugas cortadoras”, *Agrotis ipsilon* Hufnagel, *A. malefida* Guenée y *Porosagrotis gypaetina* Guenée (Insecta: Lepidoptera) (Flores y Balbi, 2014). Además, se pueden citar algunos vertebrados que se alimentan del cultivo en el mismo período de desarrollo, entre los que se encuentran la “liebre” *Lepus europaeus* (= *capensis*) Pallas (Mammalia: Lagomorpha) y las “palomas” *Columba picazuro* Temm y *Zenaida auriculata* Des Murs (Aves: Columbiformes) (Vincini y Alvarez Castillo, 2009).

Durante el desarrollo de las plantas, el cultivo puede ser atacado por tres complejos de artrópodos de la Clase Insecta: “isocas u orugas defoliadoras” (Insecta: Lepidoptera) (Aragón *et al.*, 1997; Luna y Greco; 1998; Massaro, 2008; Valverde *et al.*, 2008; Perotti y Gamundi, 2009; Bueno *et al.*, 2012), “gusanos barrenadores” (Insecta: Lepidoptera) (Massaro, 2008; Molinari y Gamundi, 2010), y “chinchas” (Insecta: Hemiptera) (Gamundi y Sosa, 2008; Bueno *et al.*, 2012). Se suman en esta etapa del cultivo, los “trips” (Insecta: Thysanoptera) (Gamundi *et al.*, 2005; Gamundi *et al.*, 2006; Gamundi y Perotti, 2009), “arañuelas” (Arachnida: Prostigmata) (Massoni y Frana, 2010), y “moscas blancas” (Insecta: Hemiptera) (Massoni y Frana, 2010).

A mediados de los 90’, la implementación de la siembra directa, la utilización de cultivares de soja de ciclo corto indeterminados y la reducción de los espaciamientos entre hileras, produjeron cambios en la composición específica y la abundancia de artrópodos y de otras adversidades bióticas (Perotti y Gamundi, 2009). En el caso de los artrópodos plaga, estos cambios, asociados principalmente a la simplificación del sistema productivo, afectaron la abundancia y dinámica poblacional de las plagas secundarias o esporádicas, las que se sumaron a los reductores de la actividad fotosintética, tales como “mosca blanca”, “ácaros”, “trips”, “chinche diminuta”, las especies defoliadoras y el complejo de chinchas (Perotti y Gamundi, 2009).

En Argentina, el complejo de “orugas defoliadoras” (Insecta: Lepidoptera), presentes durante todo el desarrollo del cultivo de soja, constituyen el grupo de plagas de mayor relevancia, dado que las plantas toleran menos las defoliaciones secuenciadas en el tiempo, que una defoliación del mismo nivel ocurrida de una sola vez (Perotti y Gamundi, 2009). Las especies de mayor importancia, por su frecuencia de aparición y abundancia registradas en la zona núcleo sojera de Oliveros, Provincia de Santa Fé, son *R. nu* y la “oruga de las leguminosas”, *Anticarsia gemmatalis* Hübner (Perotti y Gamundi, 2009). Además, se registran otras larvas de lepidópteros tales como la “oruga bolillera”, *Helicoverpa gelotopoeon* Dyar, la “isoca militar tardía”,

Spodoptera frugiperda Smith (ambas junto a *A. gemmatalis* pertenecientes a la familia Noctuidae), la “oruguita de la verdolaga”, *Loxostege bifidalis* Fab. (Pyralidae), y la “isoca de la alfalfa”, *Colias lesbia* Fabricius (Pieridae), entre otras (Aragón *et al.*, 1997; Luna y Sánchez, 1999b; Massaro, 2008). Los efectos consecuentes de la reducción del área foliar de la planta por la defoliación, incluyen menor intercepción de luz, menor capacidad fotosintética, pérdida de material almacenado en hoja y acortamiento del período de llenado de granos (Board *et al.*, 1994), lo que puede provocar pérdidas de rendimiento (Perotti y Gamundi, 2009).

Las defoliadoras ocasionan daños que afectan el índice de área foliar (IAF), definido como el cociente entre el área foliar y una unidad de superficie. Este índice está altamente relacionado con el rendimiento del cultivo de soja y se considera que valores críticos de 3.5 a 4, en los estados de R3-R5, son necesarios para alcanzar el máximo rendimiento (Perotti y Gamundi, 2009). Si se reduce el IAF por debajo de dicho rango, generalmente se reduce el rendimiento. Condiciones que disminuyan el IAF óptimo como siembras tardías, grupo de ciclo corto, menor densidad de siembra, mayor espaciado entre hileras, condiciones de sequía y baja fertilidad, hacen que el cultivo de soja sea más susceptible a la defoliación. La respuesta que presentará dicho cultivo dependerá de: 1) la duración e intensidad de la defoliación (menor tolerancia a defoliaciones secuenciadas que defoliación en una vez), 2) el estado de desarrollo de la soja (defoliaciones en estado vegetativo afectan menos que en reproductivo), 3) las características de la planta (cultivares con folíolos angostos y oblicuos son menos susceptibles porque permiten mayor penetración y eficiencia de la radiación) y 4) los factores ambientales y culturales (mencionados anteriormente) (Perotti y Gamundi, 2009; Satorre y Guarino, 2017).

Asociado a los cambios del sistema de producción en la zona pampeana núcleo de la producción de soja, en el caso de los lepidópteros defoliadores, Perotti y Gamundi, (2009) habían observado ya un atraso en el registro del mayor valor de densidad poblacional de *R. nu* y un adelanto de *A. gemmatalis*. De esta manera ambas especies coexistían y actuaban en conjunto provocando daños en el período más sensible a la defoliación (R2-R5).

En el sudeste bonaerense, *R. nu* fue citada como plaga principal del cultivo de girasol (Abot, 1984) y con la expansión del cultivo de soja en la región, comenzó a ser registrada en dicho cultivo a partir de fines de los '80 y principios de los '90 (Carmona *et al.*, 1995). Si bien ésta especie fue y sigue siendo considerada plaga principal del cultivo de girasol, en el año 2009 se verificó que *R. nu* pasó a ser la especie

defoliadora de mayor significancia económica en cultivos de soja del sudeste bonaerense, tal como fuera reportado por Carmona *et al.*, (2009), estatus que sigue manteniendo (Tulli *et al.*, 2018).

2.4 *Rachiplusia nu*: desarrollo biológico y fluctuación poblacional

Rachiplusia nu, está ampliamente distribuida en América del Sur, siendo muy común en Argentina, Bolivia, Brasil, Chile y Uruguay. Es una especie polífaga, que causa daños en cultivos de soja, girasol, maíz, trigo, alfalfa, tabaco, cártamo, algodón y lino. También puede dañar cultivos hortícolas, como pimiento, poroto, tomate, lechuga, entre otros (Aragón *et al.*, 1997; Pastrana, 2004; Perotti y Gamundi, 2009; Vincini y Álvarez Castillo, 2009; SINAVIMO, 2020).

Rachiplusia nu presenta un desarrollo holometábolo, pasando por los estados de huevo, larva, pupa, prepupa y adulto. La polilla es muy prolífica y coloca sus huevos aisladamente y en el envés de las hojas, pudiendo oviponer entre 300 a 500 (Leiva, 2013), 600 a 1300 (Aragón *et al.*, 1997) y 814 y 1438 huevos (Sanchez y Pereyra, 1995; Barrionuevo, 2011).

Los huevos son subsféricos y de coloración blanco-amarillenta brillante (Figura 1).



Figura 1. Huevo de *Rachiplusia nu*.

Las larvas recién nacidas son traslúcidas y a medida que se alimentan adquieren una coloración verdosa, siendo más oscura conforme su desarrollo. El tegumento del cuerpo presenta líneas blancas longitudinales y la cápsula cefálica de las orugas grandes es marrón claro, mientras que en los estadios intermedios presenta coloración negra (Aragón *et al.*, 1997). El estado larval de *R. nu* atraviesa 5 ó 6 estadios, siendo más frecuente que presente 6 (Gamundi y Buhmann, 1983; Pereyra y Sanchez, 1991). Todos los estadios se caracterizan por presentar solo tres pares de espuripedios o falsas patas (la mayoría de las larvas de lepidópteros tienen cinco pares), por lo cual al desplazarse forman un arco juntando la parte posterior de su cuerpo con la anterior, lo

cual al extenderse les permite avanzar (Vincini y Álvarez Castillo, 2009). Como consecuencia de este desplazamiento característico (como “midiendo” la superficie), se la denomina vulgarmente “isoca medidora”.

La larva de primer estadio presenta una longitud de entre 1.7 y 2.9 mm; la del segundo estadio entre 3.2 y 4.5 mm; la del tercer estadio mide entre 6.5 y 8.5 mm; en la del cuarto estadio de *R. nu*, la longitud del cuerpo varía entre 9.6 y 10.5 mm. Estas larvas de los primeros estadios (Figura 2) producen un roído de las hojas, consumiendo epidermis superior, mientras que las de los últimos estadios se caracterizan por consumir ambas epidermis y el parénquima, dejando intactas las nervaduras (Aragón *et al.*, 1997; Urretabizkaya *et al.*, 2010). En el quinto estadio, la longitud corporal de la larva es de 16.5 a 21 mm y el sexto estadio mide de 24 a 30 mm de longitud corporal (Barrionuevo, 2011).

Estos estadios larvales avanzados (Figura 2) son los que provocan el mayor daño, ya que consumen el 80-85 % del total de follaje ingerido durante todo el desarrollo larval (Aragón *et al.*, 1997). Se ha determinado que en total *R. nu* consume individualmente, durante el periodo larval, entre 100 y 110 cm² de hoja (Aragón y Flores, 2006).

Es de destacar el consumo larval de los dos últimos estadios, en el cultivo de soja. Gamundi y Buhmann (1983), midieron el consumo de larvas del último estadio de *R. nu*, como área foliar, hallando que una larva consume en promedio 22.2 cm² de hoja por día y 100 cm² totales en todo el estadio. Estos autores indican además que el consumo total del último estadio larval equivale al 82 % y 13 % el del quinto del consumo larval total. Resultados similares fueron los de las investigaciones de Pereyra (1998) sobre reducción del área foliar de soja debido al consumo de larvas de *R. nu* (23 cm²/ larva / día). Higley (1992), reportó que la mayoría de los defoliadores de la soja tienen tiempos de desarrollo para los dos últimos estadios larvales, de aproximadamente dos semanas, y es cuando ocurre un 90 % de consumo hacia mediados y fines de verano. Según Pereyra (1998) una forma de evaluar el efecto del herbívoro sobre la planta huésped, es la estimación del área foliar dañada, que brinda una medida directa de la defoliación, y es de interés para el desarrollo de umbrales de daño económico a utilizar en el manejo integrado de plagas (MIP).

El quinto y sexto estadio larval de *R. nu*, mayores a 15 mm, son los que mayor porcentaje de área foliar consumen, siendo significativa la pérdida de superficie fotosintéticamente activa. Basados en estos estudios, entre otros, se toma una longitud de 15 mm o mayor, como tamaño umbral de *R. nu* en los muestreos, como

una de las herramientas para tomar decisiones de manejo de la plaga (Perotti y Gamundi, 2009; Iannone, 2020). Por dicha razón, la longitud larval umbral considerada en los muestreos es de 15 mm. Dicho tamaño umbral, fue considerado en el presente trabajo para separar las larvas colectadas en el cultivo de soja.

El tiempo máximo de desarrollo del estado de la larva es alcanzado a los 20-25 días desde la emergencia del huevo (Aragón y Flores, 2006). Dos o tres días antes de empezar a tejer el capullo para la pupación, la coloración y patrones larvales pierden intensidad (Barrionuevo, 2011).



Figura 2. Diferentes estadios larvales de *Rachiplusia nu*. Foto inferior izquierda aportada por María Celia Tulli.

El estado de pupa (Figura 3) dura entre 7 y 14 días, pasa de un color verde al principio a rojizo o castaño-rojizo cuando finaliza la etapa de desarrollo. Las pupas por lo general pueden encontrarse en el tercio superior de la planta, protegidas por un capullo de seda que también envuelve a la hoja “acartuchada” (Aragón *et al.*, 1997; Barrionuevo, 2011).



Figura 3. Pupa de *Rachiplusia nu* (extraída de Barrionuevo, 2011).

Los adultos (Figura 4) presentan entre 30 a 35 mm de expansión alar y un cuerpo de entre 13 a 18 mm de largo. El primer par de alas es de color castaño oscuro con manchas claras, doradas y una mancha en el centro, de color plateado en el tercio inferior, en forma de letra gamma. El segundo par de alas es de coloración clara ocrácea. El tórax posee un mechón prominente de escamas erizadas (Aragón *et al.*, 1997; Navarro *et al.*, 2009; Urretabizkaya *et al.*, 2010).

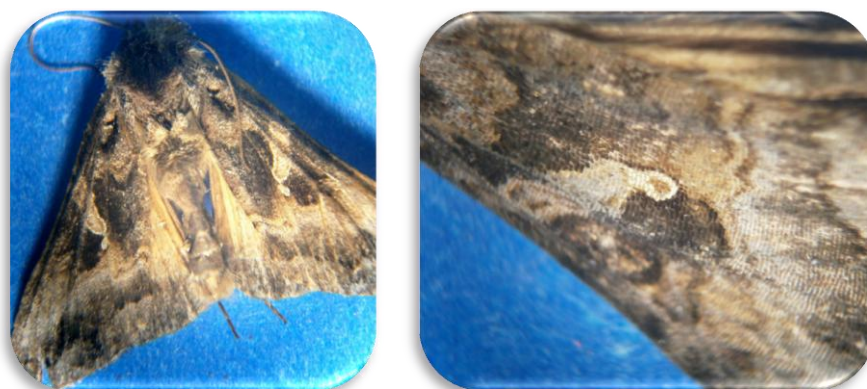


Figura 4. Adulto de *Rachiplusia nu* (izquierda) y detalle de mancha plateada (derecha) (extraídas de Casuso, 2017).

La fluctuación de la densidad poblacional de *R. nu* puede estar determinada por factores bióticos y abióticos. Entre éstos últimos, la temperatura, humedad ambiental y presencia o ausencia de precipitaciones son los más relevantes para el sudeste de la provincia de Buenos Aires (Álvarez Puerma, 2007).

Aragón *et al.* (1997) registraron para cultivos de soja en distintas localidades de la provincia de Córdoba los mayores valores de densidad poblacional desde enero a marzo en Manfredi y patrones similares en Marcos Juárez, coincidiendo con lo registrado por Luna y Sánchez (1999b) en la Provincia de Buenos Aires. Valverde *et al.*

(2008) registraron en Tucumán que, dentro del complejo de la subfamilia Plusiinae, *R. nu* fue la especie predominante desde principios de febrero con el valor máximo de densidad a mediados de dicho mes. En el sudeste bonaerense, Álvarez Puerma (2007) para cultivos de soja reportó que, si bien se colectan individuos durante el mes de enero, la abundancia de larvas de *R. nu* comienza a aumentar entre principios (Ciclo agrícola 2006-2007) y mediados de febrero (Ciclo agrícola 2005-2006), coincidiendo este último dato con lo reportado por Fernández (2014).

Entre los factores bióticos que regulan a la plaga se encuentran los enemigos naturales, entre los cuales se destacan artrópodos parasitoides y predadores, como también entomopatógenos, hongos, virus y bacterias (Van Driesche y Bellows, 1996; Molinari, 2005).

2.5 Control biológico natural de *Rachiplusia nu*

La “isoca medidora” es atacada naturalmente por invertebrados predadores y parasitoides. Los **predadores** se caracterizan por ser especies que capturan y consumen vivas un cierto número de individuos presas para sobrevivir. Por lo general presentan adaptaciones morfológicas, fisiológicas y de comportamiento para capturar y matar a sus presas; son generalmente de igual o mayor tamaño que las mismas y pueden presentar distintas preferencias por alimento, aunque por lo general se los considera más bien generalistas (Van Driesche y Bellows, 1996). Además, presentan gran movilidad y capacidad de búsqueda de sus presas, y en estado adulto pueden requerir el consumo de polen y néctar como recurso alimenticio adicional (Molinari, 2005; Nicholls, 2008). Las clases Arachnida (Orden Araneae), e Insecta, comprenden la mayoría de las especies predatoras presentes en agroecosistemas (Nicholls, 2008).

Las “arañas” constituyen uno de los principales grupos de la fauna de artrópodos en los sistemas agrícolas, que pueden alimentarse del 40 al 50 % de la biomasa disponible de insectos, teniendo un papel importante en el control biológico de las especies que provocan daños en los cultivos de importancia económica (Riechert y Lockley, 1984; Tarabaev y Sheykin 1990; Green, 1996). Son artrópodos quelicerados que presentan mayormente hábito nocturno. En su comportamiento de caza inyectan a sus presas enzimas digestivas y veneno, con los cuales producen una digestión parcial extracorporal para su posterior ingestión (Molinari, 2005; Nicholls, 2008). Al ser generalistas, no están especializados en determinadas presas, pero sí en ciertos hábitats (Van Driesche y Bellows, 1996). Si bien son predadores polípagos, las estrategias de caza y preferencias por ciertos micro-hábitats, hacen que cada

comunidad esté especializada (Nyffeler, 1999). Por lo tanto, los cambios en los ensambles o comunidades de “arañas” pueden ser explicados por las variaciones de la estructura de la vegetación (Bonte *et al.*, 2002), y generalmente hábitats con alta heterogeneidad favorecen una mayor riqueza específica de las mismas (Uetz, 1979). Ciertas características como la de ocupar distintos microhábitats, atacar a distintas especies presas al mismo tiempo, resistir la falta de alimento y la desecación, les permite reducir y mantener a las poblaciones de insectos plaga por debajo de los umbrales de daño económico (Pedigo, 2001, citado por Armendano y González, 2011). Estos predadores atacan a sus presas en relación a la “tasa de encuentro”, y cuanto mayor es la densidad de una población presa, como ocurre en numerosos monocultivos, mayor es la proporción de ataques hacia dicha presa (Riechert y Gillespie, 1983).

En cultivo de soja, se ha reportado como la especie de “araña” más abundante a *Misumenops pallidus* Keyserling (Araneae: Thomisidae) (Liljeström *et al.*, 2002). González *et al.* (2009) evaluaron las tasas de predación de esta especie sobre diferentes presas. Se registró la mayor tasa de predación cuando se le ofreció *R. nu*, en comparación con otras presas tales como barrenadores, chinches y diferentes Familias de coleópteros. Armendano y González (2011) llevaron a cabo investigaciones sobre el efecto de las “arañas” como predadoras de insectos plaga en cultivos de alfalfa. Estas autoras evaluaron la selectividad y consumo diario de diferentes especies de “arañas” (gremios que habitan la parte aérea del cultivo) frente a distintas larvas de lepidópteros como presas, entre otros insectos. Como resultado las “arañas” mostraron selectividad positiva hacia las larvas de lepidópteros, particularmente sobre *R. nu*, que resultó la especie de lepidóptero más consumida.

En cuanto a la clase Insecta, las especies que han sido reportadas como predadoras naturales de *R. nu* pertenecen a los Órdenes 1) Hemiptera (Suborden Heteroptera), principalmente a las Familias Nabidae, Geocoridae, Pentatomidae y Anthocoridae comúnmente llamadas “chinches predadoras”; 2) Coleoptera, específicamente Familias Coccinellidae y Carabidae, y 3) Neuroptera de la Familia Chrysopidae, comúnmente llamadas “crisopas”. Todos consumen huevos y larvas de *R. nu*, principalmente de los primeros estadios (Aragón *et al.*, 1997; Saini, 2001; Molinari, 2005; Bueno *et al.*, 2012).

Irwin y Shepard (1980), señalaron que, en América del Norte, el conjunto de “chinches predadoras” comprendía entre el 40 y el 89 % del total de insectos predadores en agroecosistemas con cultivo de soja. Así mismo, reportaron que *Nabis*

sp. (Nabidae), *Orius* sp. (Anthocoridae) y *Geocoris* sp. (Geocoridae) presentaban la mayor relevancia dentro de dicho Órden. Los individuos del Género *Nabis* son pequeños, alcanzando los adultos los 9 mm, presentan color marrón claro, cuerpo alargado, tórax cónico y el primer par de patas raptoras. Está registrado que ninfas y adultos de nábidos pueden consumir huevos y larvas de lepidópteros de estadios intermedios (Sloderbeck y Yeargan, 1983). Dentro de la Familia Anthocoridae, los individuos del Género *Orius* están presente prácticamente durante todo el desarrollo del cultivo de soja, siendo esto reportado tanto en Argentina (Martiarena, 2014; Carmona *et al.*, 2016), como en EE.UU (Rutledge *et al.*, 2004). Son individuos relativamente pequeños, las hembras miden unos 3 mm y los machos son de menor tamaño. Se distinguen por su cuerpo fusiforme y aplanado dorsoventralmente, y por su color marrón oscuro a negro (Molinari, 2005). A pesar de mostrar preferencia por los "trips" (Thysanoptera), esta especie se alimenta de huevos y larvas pequeñas de lepidópteros (Coll y Bottrell, 1992; Molinari, 2005; Massaro, 2008; Van Driesche *et al.*, 2008). En cuanto a *Geocoris*, es una chinche de pequeño tamaño, 3 a 4 mm, y se caracteriza por poseer el cuerpo oval, oscuro y brillante, ojos ovales robustos y curvados. Estos últimos caracteres permiten fácilmente su diferenciación de otros hemípteros predadores. Araya *et al.* (1997) señalaron que individuos de *Orius* y diferentes especies de *Nabis* y *Geocoris* son predadores de *R. nu* en cultivos de poroto en Chile. Los mismos autores, en experiencias de laboratorio, reportan la preferencia de *Orius* sp. y de *Geocoris sobrinus* Blanchard por huevos de *R. nu*, a diferencia de los nábidos que prefiere larvas pequeñas y medianas. En referencia a *Podisus connexious* Bergroth (Hemiptera: Pentatomidae), Saini (1994) ha reportado que es la especie más abundante y frecuente en los cultivos de soja. Se alimenta principalmente de larvas de noctuidos y en especial de *R. nu* y *A. gemmatalis*. Al evaluar predación, Saini (1995) reportó que *R. nu* y *C. lesbia* presentaron menor resistencia al ataque del predador y en consecuencia fueron las larvas con mayor porcentaje de predación (75 y 85 %, respectivamente).

Dentro del Orden Coleoptera, los individuos de la Familia Coccinellidae, son predadores oligófagos, especializados en consumir áfidos en su mayoría, y presentan distribución mundial (Van Driesche y Bellows, 1996; Molinari 2005; Massaro, 2008; Nicholls, 2008). Los huevos, de color amarillo a anaranjado, son colocados en grupos o masas en lugares cercanos a las presas. Las larvas, que presentan cuatro estadios larvales, son elongadas, con patas prominentes, algo achatadas y con setas cortas en los segmentos abdominales (Molinari, 2005). Los adultos se caracterizan por poseer

cuerpo pequeño, oval y convexo dorsalmente, con manchas, cabeza parcialmente escondida debajo del tórax, antenas y patas cortas (Molinari, 2005; Nicholls, 2008). Está reportado que adultos y larvas de coccinélidos consumen huevos de *S. frugiperda*, entre otros lepidópteros, en cultivos de algodón y maíz (Murillo, 2014), como así también de larvas pequeñas de varias especies de lepidópteros (Norato 2005, citado por Murillo, 2014). En cuanto a la abundancia de especies en cultivo de soja, Bueno *et al.* (2012) destaca que el coccinélido *Eriopis connexa* Germar, predador ampliamente distribuido en América del Sur, es esporádico en cultivos de soja en Brasil. Un resultado similar se observó en Balcarce (sudeste de la provincia de Buenos Aires), donde no se registraron especies de coccinélidos en cultivos con diferentes genotipos de soja (Martiarena, 2014).

La Familia Carabidae comprende especies predatoras generalistas, cuyo hábito carnívoro lo presentan tanto las larvas como los adultos que viven en el suelo o en cercanía del mismo, aunque algunas especies ascienden al follaje para alimentarse. Entre las especies que se consideran presas encontramos “áfidos”, “arañas”, larvas y adultos de lepidópteros (Marasas, 2002; Nicholls, 2008). Estudios realizados en agroecosistemas de soja en Brasil, reportan que *Lebia* sp., *Calosoma* sp. y *Callida* sp., son ávidos predadores de larvas de los principales lepidópteros plaga de soja (Bueno *et al.*, 2012). En Balcarce, Álvarez Puerma (2007) registró ejemplares de *Metius circumfusus* Germar y *Calosoma argentinensis* Csiki, en cultivos experimentales de soja.

El Orden Neuroptera incluye la Familia Chrysopidae, considerada una de las principales en cuanto a especies predatoras. Los adultos tienen hábitos fitófagos, y necesitan alimentarse de néctar, polen y melados antes de poner sus huevos, pero no se comporta como predador en este estado (Nicholls, 2008). El adulto del Género *Chrysoperla* es de apariencia frágil, cuerpo alargado y fino, de color verde pálido. La larva es de apariencia “carabiforme”, de color castaño, opaca y con tubérculos que tienen pelos largos y ganchudos. Las patas desarrolladas permiten que se desplace con rapidez. Además, se destacan sus mandíbulas largas y curvas orientadas hacia adelante (Molinari, 2005). Los ejemplares de *Chrysoperla* están citados como predadores principalmente de “áfidos”, pero también se reportan como predadores de orugas pequeñas de lepidópteros (Saini, 2001; Massaro, 2008; Nicholls, 2008).

Los **parasitoides** son insectos endopterigotas cuyas larvas se desarrollan alimentándose sobre o dentro de otro artrópodo hospedador (un solo individuo hospedador puede sustentar uno o más parasitoides) (Mills, 1994). El parasitoide

indefectiblemente mata a su hospedador, a diferencia de los parásitos, y son capaces de completar su desarrollo en un único hospedador (Van Driesche y Bellows, 1996).

El parasitoide inmaduro se desarrolla dentro, endoparasitoides, o fuera del insecto plaga, ectoparasitoides, alimentándose de sus fluidos corporales y de sus órganos. En los primeros, el parasitoide emerge para pupar o bien directamente en estado adulto. Este último es de vida libre y generalmente necesita de miel, polen o néctar para completar su alimentación (Van Driesche y Bellows, 1996; Nicholls, 2008). En general, la mayoría de los parasitoides pertenecen a los Ordenes Hymenoptera y Diptera, y unos pocos a Coleoptera, Neuroptera o Lepidoptera (Van Driesche y Bellows 1996, Nicholls, 2008).

El estado en que mata al hospedador es importante por varias razones: se define como la indefectible mortalidad del hospedador causada por parasitoidismo, el estado del hospedador usado como recurso para el desarrollo larval del parasitoide, la forma de desarrollo del parasitoide (continua o prolongada) y por ende la vulnerabilidad del parasitoide a la competencia interespecífica y la muerte del hospedador, y el grado de protección brindada al parasitoide durante su estado pupal. El modo de parasitoidismo luego se separa en ectoparasitoide que tienen mayor limitación en la interacción fisiológica con el hospedador respecto del endoparasitoide, que está más íntimamente asociado al hospedador y debe superar las defensas fisiológicas de misno (Mills, 1994).

Dentro del complejo de parasitoides de *R. nu* se encuentran especies pertenecientes a varias Familias del Orden Hymenoptera y las Familias Tachinidae y Phoridae del Orden Diptera. Dentro de los Hymenoptera, las Familias citadas como ovoparasitoides de *R. nu* son Aphelinidae y Trichogrammatidae, parasitoides ovolarvales integrantes de las Familias Encyrtidae, y larvales Braconidae, Ichneumonidae, Eulophidae y Chalcididae, y esta última Familia también tiene representantes que parasitoidizan las pupas (Arretz *et al.*, 1985; Molinari *et al.*, 1987; Diez *et al.*, 1991; de Rodriguez *et al.*, 1991; Luna y Novoa, 1993; Arretz *et al.*, 1994; Molinari y Monetti, 1997; Luna y Sánchez, 1999a; Avalos *et al.*, 2004; Valverde y Virla, 2007; Berta *et al.*, 2008; Vázquez, 2008; Berta *et al.*, 2009; Colomo *et al.*, 2009; Cisnero y Virano, 2011; Guillot Giraudo, 2013; Valverde *et al.*, 2014; Covelli, 2015; Zubiaurre *et al.*, 2015; Lovera *et al.*, 2018; Tulli *et al.*, 2018).

Aphelinidae es una de las Familias más importantes en el control biológico aplicado por su gran éxito en programas de introducción de enemigos naturales para controlar diferentes plagas. Los miembros de esta Familia son parasitoides de “cochinillas” de

varias Familias, “moscas blancas”, “áfidos”, “psílidos” y de huevos de varios Órdenes de insectos (Nicholls, 2008). En el caso de la Familia Trichogrammatidae, todas las especies son parasitoides de huevos de insectos.

Querino *et al.* (2016) reportan que en el centro-norte de Brasil (estados de Maranhão y Piauí), en muestreos de huevos de lepidópteros en cultivos de soja, maíz, algodón, casava, arroz, entre otros, y vegetación espontánea adyacente, se registró parasitoidismo natural por *Trichogramma atopovirilia* Oatman & Platner, *T. manicobai* Brun, Moraes & Soares, *T. galloi* Zucchi y *T. pretiosum* Riley (la especie más abundante) en ocho especies de lepidópteros, entre las cuales se registró *Chrysodeixis includens* Walker, “falsa medidora”. El parasitismo natural mostrado por las especies de *Trichogramma* pone de manifiesto la importancia de estos parasitoides como agentes de control biológico en dicha region.

Trichogramma minutum Riley y *T. pretiosum* son usados ampliamente para el control de varias especies de lepidópteros por medio de liberaciones masivas de avispas criadas en laboratorio (Nicholls, 2008).

Como control biológico natural de *R. nu* por parasitoides se citaron en Argentina y en Chile a los afelínidos *Encarsia porteri* Mercet y *Prospaltella porteri* Mercet (Arretz *et al.*, 1985; Arretz *et al.*, 1994; Valverde y Virla, 2007), y a los trichogramátidos *Trichogramma* sp., *T. bruni* Nagaraja y *T. minutum* (Arretz *et al.*, 1985; Arretz *et al.*, 1994; Valverde y Virla, 2007; Valverde *et al.*, 2014).

Los parasitoides de la Familia Encyrtidae son los de mayor importancia en el control biológico. Parasitoidizan “cochinillas” de varias Familias, huevos o larvas de coleópteros, dípteros, lepidópteros, larvas de himenópteros, huevos y larvas de neurópteros, huevos de ortópteros, “arañas” y ácaros hematófagos (Nicholls, 2008). Esta Familia junto con Aphelinidae, contribuye a más del 50 % de los casos exitosos de control biológico clásico (Van Drieshe y Bellows, 1996; Nicholls, 2008). Para *R. nu* se ha citado a *Copidosoma* sp. y a *C. floridanum* Ashmead, tanto a nivel nacional (Molinari *et al.*, 1987; Diez *et al.*, 1991; de Rodriguez *et al.*, 1991; Luna y Novoa, 1993; Molinari y Monetti, 1997; Luna y Sanchez, 1999a; Avalos *et al.*, 2004; Berta *et al.*, 2009; Cisneros y Virano, 2011; Guillot Giraudo, 2013; Lovera *et al.*, 2018), como local, en el sudeste bonaerense (Vázquez, 2008; Tulli *et al.*, 2018).

Los braconídeos (Familia Braconidae) han sido ampliamente utilizados para control biológico de “áfidos” como así también en lepidópteros, coleópteros y dípteros (Van Drieshe y Bellows, 1996). Son himenópteros de tamaño muy pequeño a mediano (2 a 15 mm) y generalmente son de colores opacos, café o negro. El abdomen es casi tan

largo como la cabeza y el tórax combinados. Los adultos normalmente se alimentan de néctar de flores y polen. Pueden ser tanto endo como ectoparasitoides, esto es, ponen los huevos tanto fuera como dentro del hospedador, dependiendo de la especie de parasitoide. Pueden ser solitarios o gregarios, es decir, una o más larvas pueden alimentarse del hospedador. Al momento de empupar puede hacerlo en el interior del mismo, y es característico que utilicen los restos del hospedador muerto como protección para la pupa, con lo cual se forma una especie de momia, o pueden emerger las larvas del cuerpo del hospedador y tejer un cocón o capullo dentro del cual se forma la pupa (Nicholls, 2008). En Argentina y Chile, se han reportado varias especies de braconidos parasitoides de *R. nu*, incluyendo a *Alabagrus* sp., *Aleiodes* sp., *A. brethesi* Shenefeld, *Apanteles* sp., *Chelonus* sp., *Cotesia* sp., *C. marginiventris* Cresson, *Microgaster* sp., *Microplitis* sp. y *Snellenius* sp. (Arretz *et al.*, 1985; Molinari *et al.*, 1987; de Rodriguez *et al.*, 1991; Luna y Novoa, 1993; Arretz *et al.*, 1994; Molinari y Monetti, 1997; Luna y Sánchez, 1999a; Avalos *et al.*, 2004; Berta *et al.*, 2009; Colomo *et al.*, 2009; Cisnero y Virano, 2011; Guillot Giraudo, 2013). En el sudeste bonaerense, se reportó a *Aleiodes* sp., *Chelonus* sp., *Cotesia* sp. y *Microplitis* sp. parasitoidizando larvas de *R. nu* (Vázquez, 2008; Covelli, 2015; Zubiaurre *et al.*, 2015; Tulli *et al.*, 2018).

Los ejemplares de la Familia Ichneumonidae son un poco más grandes que los braconidos (3 a 40 mm), pero presentan forma y hábitos similares. Poseen colores variables, generalmente amarillo y negro, aunque existen especies de coloraciones brillantes. Las antenas usualmente poseen la mitad de la longitud del cuerpo del insecto, y el ovipositor de la hembra es más largo que el cuerpo. En muchas especies, existe una marcada diferencia entre los sexos, pudiendo diferir en color, tamaño y forma del cuerpo (Nicholls, 2008). Desovan dentro, sobre o cerca de su hospedador. La mayoría de las especies son endoparásitos, aunque en algunas especies son ectoparasitoides (Van Driesche y Bellows, 1996; Nicholls, 2008). En Argentina y en Chile, se han citado como parasitoides de larvas de *R. nu* a *Campoletis* sp., *C. grioti* Blanchard, *Casinaria* sp., *Casinaria plusiae* Blanchard, e *Hyposoter* sp. (Arretz *et al.*, 1985; Molinari *et al.*, 1987; Luna y Novoa, 1993; Arretz *et al.*, 1994; Molinari y Monetti, 1997; Luna y Sánchez, 1999a; Avalos *et al.*, 2004; Cisnero y Virano, 2011; Guillot Giraudo, 2013), y a *Coccygomimus fuscipes* Brullé parasitoidizando pupas (Arretz *et al.*, 1985). En el sudeste bonaerense, fueron citados *Campoletis* sp., *Casinaria* sp. e *Hyposoter* sp. como parasitoides de larvas (Covelli, 2015; Tulli *et al.*, 2018; Tulli *et al.*, 2019a).

La Familia Eulophidae es biológicamente muy diversa y de gran importancia en el control biológico. Sus miembros atacan un rango amplio de huéspedes que incluye huevos de “arañas”, “cochinillas”, “trips” y muchas especies de los Órdenes Coleoptera, Lepidoptera, Diptera e Hymenoptera (Nicholls, 2008). En Argentina solo se ha reportado a *Euplectrus* sp. parasitoidizando *R. nu* (de Rodríguez *et al.*, 1991; Molinari y Monetti, 1997; Guillot Giraudo, 2013; Lovera *et al.*, 2018). No se han registrado ejemplares de esta Familia en el sudeste bonaerense parasitoidizando a *R. nu*.

Con respecto a la Familia Chalcididae, varias especies parasitoidizan lepidópteros y dípteros, y algunas a coleópteros e himenópteros, entre otros (Nicholls, 2008). Presentan cuerpo robusto de entre 1.5 a 24 mm de largo. La coloración es variable, registrando especies claras y oscuras con manchas, y generalmente llamativa (Tavares y Aquino, 2014). Parasitoidizando a *R. nu* se han citado a *Brachymeria* sp., *B. ovata* Say y *Conura* sp. (de Rodríguez *et al.*, 1991; Molinari y Monetti, 1997; Luna y Sanchez, 1999a; Avalos *et al.*, 2004; Berta *et al.*, 2009; Colomo *et al.*, 2009; Cisnero y Virano, 2011; Guillot Giraudo, 2013). No se han registrado ejemplares de esta Familia en los estudios realizados en el sudeste bonaerense.

Dentro del Orden Diptera, los ejemplares de la Familia Tachinidae son moscas de tamaño mediano a grande y usualmente de colores opacos, muy parecidas a la mosca doméstica. Pueden distinguirse por el postescutelo, que es estructura que tienen muy desarrollada y se localiza dorsalmente entre la unión del tórax con el abdomen (Nicholls, 2008; Van Driesche *et al.*, 2008). La mayoría de los taquínidos son endoparasitoides solitarios y ninguno es hiperparasítico. La estrategia que usan para su oviposición es variable. Adultos de algunas especies ponen sus huevos dentro o sobre el cuerpo del hospedador, otras son larvíparas y colocan el primer estadio larval dentro o en sus huéspedes, mientras que otros ponen sus huevos o sus larvas en el follaje o en el suelo (Nicholls, 2008). Está documentado que parasitoidizan larvas de lepidópteros y coleópteros, ninfas y adultos de hemípteros, entre otros (Cisneros, 1995). Ejemplares de *Archytas* sp., *Chetogena* sp. y *C. haywardi* Blanchard, *Euphorocera* sp., *Incamiya chilensis* Aldrich, *Lespesia* sp., *L. rufomaculata* Blanchard, *Patelloa* sp., *Voria* sp., *V. ruralis* Fallén, *V. ayerzai* Brethes y *Winthemia* sp., han sido citados en la Argentina (Molinari *et al.*, 1987; Diez *et al.*, 1991; Molinari y Monetti, 1997; Luna y Sánchez, 1999a; Avalos *et al.*, 2004; Berta *et al.*, 2009; Colomo *et al.*, 2009; Guillot Giraudo, 2013) y en el caso de *I. chilensis* fue registrada previamente en Chile (Arretz *et al.*, 1985; Arretz *et al.*, 1994). En el sudeste bonaerense se documentó

que *Euphorocera* sp., *Voria* sp. y *V. ruralis* parasitoidizaron larvas de *R. nu* (Covelli, 2015; Zubiaurre *et al.*, 2015).

Los individuos de la Familia Phoridae actualmente son de gran interés como parasitoides de la “hormiga de fuego” *Solenopsis invicta* Buren (Hymenoptera: Formicidae), una plaga importante a nivel internacional. Además, están registrados como parasitoides de “termitas”, “abejas”, “grillos”, “orugas”, pupas de polillas y larvas de moscas (Nicholls, 2008; Van Driesche *et al.*, 2008). *Megaselia scalaris* Loew fue citada como parasitoide de larvas de *R. nu* en la provincia de Tucumán (Berta *et al.*, 2009; Colomo *et al.*, 2009), pero no se ha reportado ninguna especie de esta Familia en el sudeste bonaerense.

2.6 Interacción tri-trófica y Diversidad Vegetal Asociada

En el marco de las interacciones multitróficas (Price *et al.*, 1980), un tema de amplia discusión en las décadas de los `80 y `90 fue la importancia relativa de las fuerzas que controlan las dinámicas de las poblaciones y las comunidades. Estas fuerzas pueden provenir desde abajo (“*bottom-up*”) o desde arriba (“*top-down*”) de la cadena trófica, y afectar, a manera de cascada, a todos los niveles tróficos (Hunter y Price, 1992). Determinar si el efecto de los recursos (“*bottom-up*”) es relativamente más fuerte o débil que el efecto de los enemigos naturales (“*top-down*”) sobre las poblaciones de herbívoros, es crucial en el manejo de las plagas, ya que determinará en gran medida su abundancia.

En los sistemas agrícolas, las interacciones tróficas están dadas por: 1) El primer nivel trófico: cultivo y plantas asociadas. En este nivel es importante la calidad y la cantidad de plantas, ya que la limitación del alimento podría controlar las poblaciones de insectos; 2) El segundo nivel trófico: los herbívoros, en todas sus variedades, que pueden eventualmente alcanzar el estatus de plaga; 3) El tercer nivel trófico: los enemigos naturales (predadores, parasitoides, patógenos). Los sistemas agrícolas presentan una menor complejidad que los sistemas naturales (Root, 1973; Andow, 1991; Gurr *et al.*, 2016). Las plantas se defienden ya sea produciendo compuestos químicos secundarios (toxinas o reductores de digestibilidad) que afectan al herbívoro, mediante defensas físicas, por ejemplo, presencia de tricomas en la epidermis, o por una combinación de ambas (defensas intrínsecas de las plantas). Además, se pueden beneficiar de alguna manera, principalmente mediante señales químicas que atraen a los enemigos naturales, lo que es definido como defensa extrínseca de las plantas (Singh, 2003). Es posible encontrar también organismos que componen un cuarto nivel

trófico. En este nivel encontramos predadores secundarios y parasitoides secundarios o hiperparasitoides que consumen a otros enemigos naturales (Singh, 2003; Paleologos y Flores, 2014).

El manejo del agroecosistema afecta el comportamiento y las relaciones entre los niveles tróficos. De esta manera, las modificaciones de la diversidad vegetal, tanto de los cultivos como de los hábitats naturales que rodean a los mismos, la denominada Diversidad Vegetal Asociada (DVA), producirán variaciones en los efectos “*bottom-up*” y “*top-down*”. Root (1973) plantea principalmente dos hipótesis ecológicas que explicarían el comportamiento del herbívoro perjudicial en agroecosistemas diversos, en este caso en policultivos, marcando las diferencias con sistemas tendientes al monocultivo. La hipótesis de los “enemigos naturales”, que surge del efecto “*top-down*”, plantea que predadores y parasitoides con características generalistas son más abundantes en policultivos que en monocultivos. Andow (1991), en una revisión exhaustiva, señala que esto puede explicarse por la existencia de una mayor diversidad de herbívoros perjudiciales durante diferentes momentos de la temporada, pudiendo ser más abundantes o estar más disponibles, y los enemigos naturales generalistas pueden “cambiar” de presa u hospedador y alimentarse de otros ejemplares, explicando la mayor abundancia registrada. Root (1973) también señala que, además, existe una mayor abundancia de predadores y parasitoides especialistas. En sistemas de policultivo las presas u hospedadores persisten en el sistema y en el tiempo, lo cual estabilizaría la relación predador-presa ó parasitoide-hospedador, favoreciendo a dichos enemigos naturales.

En una revisión realizada por Etile (2012), se pone en manifiesto que los hábitats naturales, como bosques, bordes de cultivos, entre otros, representan un ambiente más estable que los cultivos anuales. Esto puede deberse a la mayor complejidad y biodiversidad de los mismos, a diferencia de los cultivos anuales con años de simplificación (Altieri y Nicholls, 2004). El beneficio sobre los enemigos naturales se explica por tres aspectos: 1) fuentes alternativas de alimentación (presas u hospedadores). En este sentido, Landis y Menalled (1998) reportan que alrededor del 60 % de los hospedadores alternativos de parasitoides que atacan orugas plaga de maíz, trigo, soja y alfalfa, se encuentran en árboles y arbustos. En el caso de los predadores, las presas alternativas facilitan la supervivencia de los mismos, ante una disminución en la abundancia poblacional de determinada presa, o también en casos de desfasaje temporal entre los predadores y las presas (Van Emden, 1990). 2) fuentes vegetales de alimentación y agua (Landis *et al.*, 2005; Rusch *et al.*, 2010; Etile,

2012; Gurr *et al.*, 2016). Está reportado que determinadas Familias botánicas, cómo Asteráceas, Apiáceas y Fabáceas, incluyen especies citadas como fuente de polen y néctar para adultos de artrópodos benéficos y polinizadores (Altieri y Letourneau, 1982; Salto *et al.*, 1991; Fiedler y Landis, 2007; Martinoia, 2008; Isaacs *et al.*, 2009). 3) refugios invernales y sitios de oviposición (Etile, 2012). La estructura vegetal generalmente compleja de los hábitats naturales, en relación a la simplificada de un cultivo, genera microclimas que proveen refugio y sitios de oviposición e invernación para enemigos naturales (Altieri y Nicholls, 2004).

Estudios realizados en el sudeste bonaerense han registrado una mayor abundancia y riqueza específica de predadores (Vázquez, 2008) y parasitoides de *R. nu*, y mayor número de larvas parasitadas en agroecosistemas con introducción de diversidad vegetal respecto a sistemas simplificados (Vázquez, 2008; Tulli *et al.*, 2018).

2.7 Efecto de derrame: “Spillover”

Considerando el agroecosistema y su paisaje circundante, se define como “*Spillover*” al movimiento que resulta en la función de un organismo, que ya no se cumple en el hábitat del que proviene sino en el hábitat al que se mueve dicho organismo (Blitzer *et al.*, 2012). Es decir, el movimiento de organismos que participan en un mismo proceso ecosistémico, de manera que dejan de cumplir esta función en el hábitat de donde provienen para realizarla en el hábitat al que se dirigen (Blitzer *et al.*, 2012).

En bibliografía internacional y nacional se ha reportado que áreas del cultivo cercanas a los hábitats naturales presentan mayor abundancia y/o actividad de enemigos naturales, en comparación con el interior del cultivo (Dyer y Landis 1997; Baggen y Gurr, 1998; Thies y Tschardtke 1999; Nicholls *et al.*, 2001; Tylianakis *et al.*, 2004; Rand *et al.*, 2006; González *et al.*, 2015 y 2017). Esta situación puede atribuirse a los recursos alternativos presentes en los hábitats naturales (Landis *et al.*, 2000; Rand *et al.*, 2006). Los hábitats naturales funcionarían como fuente de provisión de enemigos naturales que colonizan el cultivo, y la proximidad a dichos hábitats resultaría en un incremento en el control de plagas (Landis *et al.*, 2000). Este proceso se conoce como “*spillover*” funcional de organismos, como fue definido anteriormente (Blitzer *et al.*, 2012). Para que el “*spillover*” funcione, se debe tener en cuenta que los enemigos naturales sean generalistas en cuanto al hábitat, ya que así podrán colonizar tanto el hábitat natural como el cultivo y ejercer su función. Si bien puede

existir preferencia de ciertos enemigos naturales en determinados hábitats, en general, los cultivos presentan un diverso y abundante grupo de predadores y parasitoides polífagos que, además, pueden alimentarse en hábitats naturales (Landis *et al.*, 2000, Rand *et al.*, 2006).

La magnitud y dirección del “*spillover*” puede variar en el tiempo. Rand *et al.* (2006) resumen, para el caso de predadores, los tres procesos que pueden estar relacionados entre sí, y que explicarían las variaciones en el tiempo. Uno de los procesos estaría dado, por un lado, por un “*spillover*” de hábitats de mayor densidad de predadores hacia uno de menor densidad. La mayor productividad primaria y por consiguiente la mayor disponibilidad y calidad de presas producirá cambios en la dirección y magnitud del “*spillover*” entre hábitats naturales y cultivos. Por otro lado, otro proceso de “*spillover*” estaría marcado por la disminución de la cantidad o calidad de recursos en cultivos, por ejemplo, por senescencia o cosecha del mismo, que puede favorecer la emigración de los predadores a hábitats naturales adyacentes. Por último, el tercer proceso de “*spillover*” se puede producir en respuesta a la disponibilidad de recursos para completar la dieta de predadores en otro hábitat diferente al que se encontraban los mismos (Rand *et al.*, 2006).

Con respecto a los parasitoides, la magnitud y dirección del movimiento entre hábitats, en búsqueda de recursos alimenticios y escapando de los disturbios, estará afectado por factores abióticos y bióticos. En cuanto a los primeros, las mayores temperaturas pueden aumentar la actividad de los parasitoides (Taylor, 1963; Pujade Villar, 1996). El viento puede favorecer el movimiento, ya sea por transportar sustancias atrayentes y que los insectos vuelen a barlovento hacia las mismas (Aartsma *et al.*, 2017), o por transportar pasivamente a los insectos a sotavento, algo que comúnmente ocurre cuando insectos pequeños, como algunos himenópteros, necesitan desplazarse largas distancias (Compton *et al.*, 2000). En cuanto a los factores bióticos, Van Driesche *et al.* (2008) resumen que los aspectos cruciales que determinan el control biológico mediante parasitoides incluyen: 1) encontrar el hospedador, 2) reconocer y evaluar la aptitud del mismo, 3) vencer sus defensas, 4) regularlo fisiológicamente y 5) el tiempo destinado a búsqueda en áreas con hospedadores. La hembra del parasitoide comienzan la actividad de búsqueda de hospedadores a partir de señales que la guiarán. En primer término, la visión le permitirá diferenciar en sentido amplio el tipo de hábitat, por ejemplo un bosque o un pastizal. Pero para localizar la planta que posiblemente tenga hospedadores se guiará mediante compuestos químicos volátiles, incluyendo: 1) los producidos por las plantas

que se encuentran sin hospedadores, 2) los emanados por la vegetación en respuesta al ataque del herbívoro y 3) los compuestos liberados por el hospedador en sí. Luego de encontrar plantas con hospedadores, los parasitoides continuarán su búsqueda guiándose por los dos últimos tipos de compuestos mencionados, incluyendo compuestos químicos presentes en los sitios de alimentación, excrementos u otras sustancias de desecho, partes del cuerpo como escamas o mudas, y seda u otras secreciones de glándulas de los hospedadores. Además, el movimiento, textura, color y vibraciones o sonidos que puedan emitir los hospedadores estarán implicados, en mayor o menor medida, en la ubicación de los mismos por los parasitoides (Vinson, 1976; Van Driesche *et al.*, 2008).

El efecto “*spillover*” en parasitoides entre el refugio y los cultivos se ha comprobado por ejemplo en afelínidos (Hymenoptera: Aphelinidae), parasitoides de moscas blancas. Para esto, Pickett *et al.* (2004) marcaron ejemplares con cloruro de rubidio en el área refugio y luego los colectaron en los cultivos de melón y algodón, demostrando así el desplazamiento de los mismos.

2.8 Distribución espacial de enemigos naturales

Como consecuencia del proceso de “*spillover*” se postula que éste genera la distribución de los enemigos naturales en el paisaje. Duelli y Obrist (2003) plantearon la existencia de cinco tipos diferentes de patrones de distribución de enemigos naturales en el paisaje, teniendo en cuenta el hábitat natural y el cultivo (Figura 5). Las especies que normalmente están especializadas en un tipo de hábitat, en este caso en los hábitats naturales, son raramente encontradas en el cultivo, y son denominadas por el autor como “especies estenotópicas” (“*Stenotopic species*”). Además, existen especies que colonizan el cultivo desde el hábitat natural, pero que las abundancias de enemigos naturales son mayores en áreas cercanas al límite entre el hábitat natural y el cultivo. Son denominadas como “Dispersoras” (“*Dispersers*”) y “Especies de ecotono” (“*Ecotone species*”), presentando estas últimas mayor preferencia por la interfaz hábitat natural-cultivo. Otras especies se encuentran en ambos tipos de hábitats sin marcar preferencia por uno u otro y son llamadas “Ubicuas” (“*Ubiquists*”), y, por último, existen especies que presentan preferencia por el cultivo y se encuentran en escasas abundancias en el hábitat natural, denominándose “Especies en cultivos” (“*Cultural species*”) (Figura 5). Un ejemplo de estudios sobre movimiento de especies o “*spillover*” es el realizado por González *et al.* (2015 y 2017) quienes revelaron que en agroecosistemas con soja y hábitats naturales de vegetación arbórea perteneciente al

bosque Chaco Serrano de la provincia de Córdoba, existe una mayor riqueza de enemigos naturales en zonas de cultivo cercanas al bosque, en comparación con áreas alejadas.

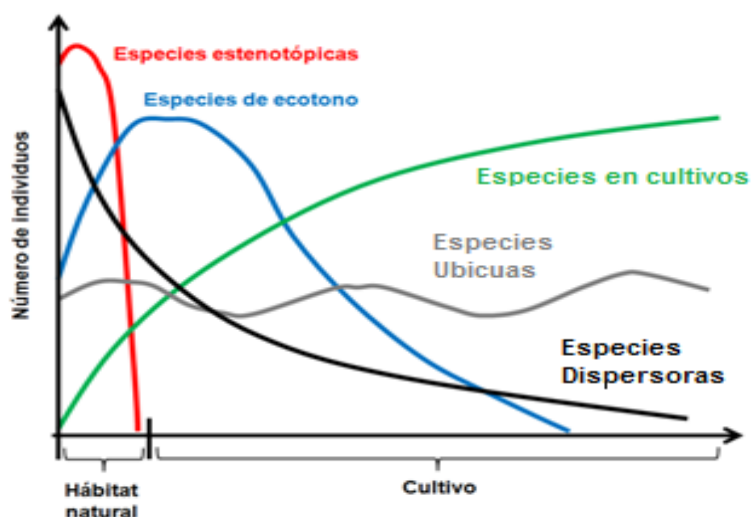


Figura 5. Patrones de distribución de enemigos naturales en el paisaje. Adaptado de Duelli y Obrist (2003).

Según Tscharrntke *et al.* (2005), los parasitoides presentarían una distribución espacial como especies “*Dispersers*” y “*Ecotone species*”. En este sentido, estudios realizados por Baggen y Gurr (1998) en los que se evaluó las variaciones en la distribución espacial de *Phthorimaea operculella* Zeller (Lepidoptera: Gelechiidae) y el parasitoidismo larval de la misma, registraron que en parcelas cercanas a franjas de especies florales (coriandro y haba) existió una mayor tasa de parasitoidismo larval. De igual manera, Tylianakis *et al.* (2004) registraron mayor tasa de parasitoidismo en zonas de cultivos de trigos próximas a parches florales, registrando que dicha tasa disminuía a medida que aumentaba la distancia al parche, llegando a 0 a más de 14 metros.

2.9. Determinación del desplazamiento de insectos: trampa Malaise

Como se ha documentado en la presente Revisión Bibliográfica, el conocimiento de la biodiversidad ha sido en los últimos tiempos un desafío de alcance mundial, debido al impacto de las actividades humanas sobre los sistemas naturales, y por la dificultad que implica su conocimiento. En particular, resulta un desafío el conocimiento de

grupos hiperdiversos como los artrópodos, que están estrechamente involucrados en los procesos ecosistémicos, y responden rápidamente a los cambios ambientales (Sackmann, 2006). La trampa Malaise es el sistema pasivo de captura entomológica más eficaz atendiendo al número de ejemplares colectados. No obstante, se muestra claramente selectiva, puesto que el mayor número de capturas corresponden a dípteros; éstos, juntamente con los himenópteros, constituyen el 90% del total de ejemplares capturados. El principio de captura y el funcionamiento de la trampa Malaise modelo Townes (Townes, 1972) se basan en la intercepción del vuelo del individuo mediante la barrera de tela y el fototropismo posterior presentado por los insectos. Los ejemplares interceptados son atraídos por la luz del sol, en la parte superior de la trampa, y caen dentro de un recipiente de captura (Campos *et al.*, 2000). Este tipo de trampa es comúnmente utilizada para capturar himenópteros (Pujade Villar, 1996, Rohrig *et al.*, 2008, Tanque y Frieiro-Costa, 2011), el Orden de insectos que aporta el mayor número de especies de parasitoides de *R. nu* (Arretz *et al.*, 1985; Molinari *et al.*, 1987; Diez *et al.*, 1991; de Rodriguez *et al.*, 1991; Luna y Novoa, 1993; Arretz *et al.*, 1994; Molinari y Monetti, 1997; Luna y Sánchez, 1999a; Avalos *et al.*, 2004; Valverde y Virla, 2007; Berta *et al.*, 2008; Vázquez, 2008; Berta *et al.*, 2009; Colomo *et al.*, 2009; Cisnero y Virano, 2011; Guillot Giraudo, 2013; Valverde *et al.*, 2014; Covelli, 2015; Zubiaurre *et al.*, 2015; Lovera *et al.*, 2018; Tulli *et al.*, 2018). Además, las trampas Malaise ofrecen diferentes ventajas como una fácil fabricación, bajo costo, capturan insectos de día y de noche, y el recipiente colector puede almacenar el material en condiciones óptimas por una semana o más (Pujade Villar, 1996; Campos *et al.*, 2000).

HIPÓTESIS

En un agroecosistema de Balcarce, sudeste de la provincia de Buenos Aires, con cultivo de soja y diversidad vegetal asociada:

1. La Diversidad Vegetal Asociada provee himenópteros parasitoides de *Rachiplusia nu*.
2. En el cultivo, la riqueza de parasitoides y el parasitoidismo larval de *Rachiplusia nu* aumenta con la cercanía a la Diversidad Vegetal Asociada.
3. En el cultivo, la riqueza y la abundancia de predadores de *Rachiplusia nu* aumenta con la cercanía a la Diversidad Vegetal Asociada.

OBJETIVOS

En un agroecosistema experimental con cultivo de soja y Diversidad Vegetal Asociada en Balcarce, sudeste de la provincia de Buenos Aires, se propone:

- Caracterizar taxonómicamente y en estratos la diversidad vegetal asociada (DVA).
- Caracterizar y cuantificar el movimiento de himenópteros parasitoides de *R. nu* desde la DVA y su variación temporal.
- Determinar la composición y riqueza de parasitoides y el parasitoidismo larval de *R. nu* en el cultivo, a diferentes distancias de la DVA.
- Comparar la composición taxonómica de himenópteros parasitoides provenientes de la DVA y en el cultivo.
- Determinar la abundancia, composición y riqueza de predadores de *R. nu* en el cultivo, a diferentes distancias de la DVA.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Sitio de estudio

La investigación se llevó a cabo durante el verano del ciclo agrícola 2017-2018, en el campo experimental de la UIB (Unidad Integrada Balcarce, EEA Balcarce, INTA – FCA, UNMdP) ($37^{\circ}45'40.82''\text{S}$; $58^{\circ}17'28.31''\text{O}$), en un predio de aproximadamente 42 ha destinado a la Unidad Demostrativa Agroecológica Balcarce (UDAB) (Figura 6).



Figura 6. Imagen satelital de Unidad Demostrativa Agroecológica Balcarce (UDAB). Balcarce 2017-2018.

En dicha superficie se diferencian distintos tipos de vegetación, coexistiendo las áreas cultivadas con cereales y leguminosas anuales, pasturas y forestales, y asociada, constituida por especies nativas y naturalizadas. Un lote agrícola de 2.3 ha fue sembrado con soja de ciclo IV intermedio (Biosoja 4.51 Bioceres Semillas) el 5 de diciembre de 2017, y se delimitó una parcela experimental de 1.5 ha.

La siembra directa se llevó a cabo con sembradora a chorrillo, con una distancia de 17.5 cm entre hileras y una densidad de siembra de 300000 plantas/ha. El cultivo no fue fertilizado y se aplicó 1.5 litros/ha de herbicida Glifosato (Panzer® Gold – Concentración: 48g equivalente ácido). El paisaje circundante al cultivo comprendía en un extremo una porción de Diversidad Vegetal Asociada (DVA), en los laterales dos cultivos de maíz, separados del de soja por dos terrazas de contención de agua, y en el otro extremo continuaba el cultivo de soja (Figuras 7 y 9).

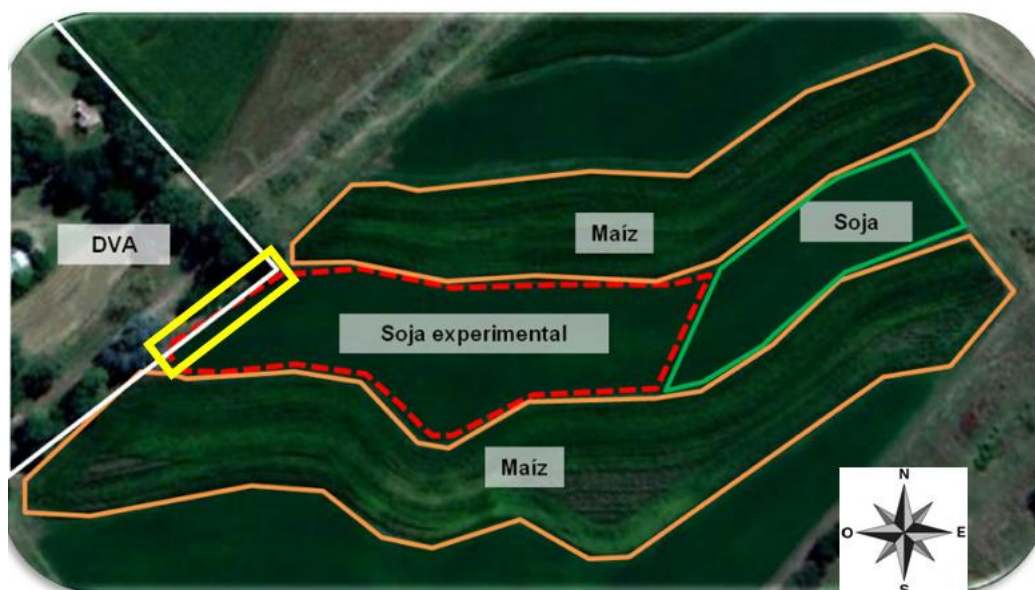


Figura 7. Disposición en el paisaje del cultivo de soja (polígono con línea punteada roja indica parcela experimental y con línea verde el resto del cultivo sembrado), la Diversidad Vegetal Asociada (DVA) en el extremo izquierdo (línea blanca) y los cultivos de maíz (línea naranja). Rectángulo amarillo indica la interface entre DVA/cultivo de soja. Balcarce 2017-2018.

3.2 Caracterización de diversidad vegetal asociada

Se caracterizó la DVA en un radio de 50 m, que rodea el extremo del cultivo de soja y se clasificó por tipo de estructura: herbácea, arbustiva y arbórea. Para determinar la composición taxonómica y conocer la riqueza de especies de la misma se utilizaron claves taxonómicas ilustradas y bibliografía de referencia (Cabrera *et al.*, 1970; Alonso *et al.*, 1984; Alonso y Peretti, 2000; Montes *et al.*, 2007; Echeverría *et al.*, 2014).

3.3 Desplazamiento de himenópteros parasitoides

Para evaluar el desplazamiento de los himenópteros parasitoides de *R. nu* entre la DVA y el cultivo de soja, y viceversa, en la interfase DVA/cultivo se colocaron trampas tipo Malaise modelo Townes (Townes, 1972) (Figura 8 A, B y C). Las trampas fueron confeccionadas en tela de voile de hilo de manera artesanal. La superficie de captura de cada lado de la trampa fue de 1.65 m² (1 m de alto por 1.65 m de ancho) y en la parte superior se ubicaron los recipientes colectores de plástico, conteniendo alcohol 70 % v/v (70 % alcohol etílico 96° y 30 % agua) como líquido conservante.



Figura 8. Trampas tipo Malaise modelo Townes modificada para coleccionar los himenópteros parasitoides por separado según dirección de vuelo. A) Vista de las trampas. B) Detalle de la trampa colocada en la interfase Diversidad Vegetal Asociada (DVA)/Soja. C) Detalle del doble recipiente colector. Balcarce 2017-2018.

Para determinar la dirección de vuelo de los parasitoides, la salida de las trampas se modificó dividiéndola en dos, sin alterar el principio básico de captura, de tal manera que los individuos que se interceptaban en un lateral no se mezclaban con los del otro y se colectaban en recipientes diferentes, dando carácter bidireccional a la trampa (Figura 8 C). De esta manera se pudo registrar la dirección de vuelo que presentaban los ejemplares colectados: el lado de la trampa que colectó individuos de la dirección de vuelo DVA a la soja estuvo orientado al oeste y el lado del sentido inverso, al este.

Una de las trampas estuvo funcional desde el 27 de diciembre de 2017 y las otras dos se colocaron el 15 de enero 2018. Todas las trampas se retiraron el 13 de abril, totalizando unos tres meses y medio de capturas y doce fechas de muestreo. Cuatro fechas estuvieron con una trampa, una fecha con dos (se quitó una por rotura, se reparó y se volvió a colocar) y siete fechas con tres. Los intervalos de tiempo entre dos muestreos sucesivos variaron entre 7 y 17 días y cada muestra contuvo los individuos colectados durante los días previos al momento de retirar el recipiente. Las muestras colectadas se trasladaron a otro recipiente, debidamente rotulado, con alcohol 70 % y luego se transportaron al laboratorio. El recipiente colector se llenó nuevamente con líquido conservante y se colocó en la trampa.

En el Laboratorio de Investigación y Servicios de Zoología Agrícola (LISEZA), las muestras se colocaron en placas de Petri para observar los ejemplares bajo microscopio estereoscópico (Olympus 80 X). En primer término se separaron los himenópteros presumiblemente parasitoides. Se observó el material detalladamente

para que los insectos más pequeños no quedaran ocultos al estar adheridos a individuos más grandes. Todos los individuos se clasificaron, en un primer momento, hasta el mayor nivel taxonómico posible, se cuantificaron y se fotografiaron. Posteriormente, los ejemplares clasificados se individualizaron en recipientes debidamente rotulados, para ser identificados bajo la supervisión de los Dres. Daniel Aquino (Facultad de Ciencias Naturales y Museo (UNLP) – CONICET) y Juan José Martínez (Facultad de Ciencias Exactas y Naturales (UNLPam) – CONICET).

3.4 Colecta de larvas de *Rachiplusia nu* y predadores en el cultivo

El relevamiento se llevó a cabo en el cultivo de soja comprendido entre dos terrazas de contención de agua, de 210 m de longitud (Figura 7). Se delimitaron siete zonas de muestreo contiguas, de 30 m de longitud cada una, con diferente proximidad a la DVA: la primera cercana inmediata y la última a 180 m, distancia correspondiente a la sumatoria de las seis zonas anteriores (Figura 9). El ancho de cada zona fue varió entre 50 y 70 metros, en función de los diferentes sectores de la superficie en estudio (Figura 9).



Figura 9. Cultivo experimental de soja con las siete zonas de muestreo delimitadas y Diversidad Vegetal Asociada (DVA) en un extremo. Balcarce 2017-2018.

Para evaluar el parasitoidismo y la presencia de predadores, los muestreos de *R. nu* se llevaron a cabo lugar desde el 31 de enero y hasta el 27 de marzo de 2018. Se utilizó la red de arrastre de 32 cm de diámetro como instrumento de muestreo (Figura 10) y se realizaron siete fechas de muestreo, con intervalos de 7 a 10 días entre las mismas. Por razones de logística las fechas de ambos muestreos no siempre coincidieron, realizándose para evaluación de parasitoidismo el 31/1, 10/2, 20/2, 27/2, 6/3, 13/3 y 21/3, y para predadores el 31/1, 10/2, 16/2, 27/2, 7/3, 16/3 y 27/3. La

dinámica de muestreo fue la siguiente: se realizó un “barrido” de las plantas con la red de arrastre, con un “golpe” de inicio y describiendo, un arco de 180° en cada paso de avance, con movimientos hacia los laterales, cubriendo el follaje desde el tercio basal de la planta, y con la suficiente fuerza como para coleccionar insectos, pero sin romper plantas o deteriorar los ejemplares coleccionados. De ésta manera al “barrer” las plantas con la red los artrópodos caen en ella (Buffington y Redak, 1998; Tulli, 2018). Al finalizar, se cierra la red frunciendo la tela con la mano por debajo del aro evitando así que se escapen los individuos coleccionados, y rápidamente se vuelca su contenido de la red en bolsas rotuladas.



Figura 10. Red de arrastre. Balcarce 2017-2018.

Se realizaron, por fecha y por zona, ocho transectas de diez metros de largo (20 golpes de red) con punto de inicio al azar. Cuatro fueron para coleccionar larvas de *R. nu* y otras cuatro, paralelas y próximas a las anteriores, para coleccionar predadores. No se utilizó una misma transecta para capturar todos los invertebrados de una sola vez por la dificultad práctica de remover larvas sin que los demás insectos se escapen de la red. Las bolsas rotuladas se trasladaron al LISEZA para su posterior análisis.

3.5 Evaluación de parasitoidismo larval de *Rachiplusia nu*

Para la caracterización de los parasitoides y la determinación del porcentaje de parasitoidismo larval, inmediatamente de finalizado el muestreo con red de arrastre, en el laboratorio se retiraron las larvas de *R. nu* de las bolsas para evitar su deterioro o que los predadores que se puedan haber coleccionado en el mismo “barrido” las consumieran o deterioraran. Se midió la longitud de las larvas para su posterior clasificación en menores, e iguales o mayores a 15 mm (tamaño umbral de larvas).

Luego se colocaron individualmente en potes plásticos, debidamente rotulados y con orificios para intercambio de oxígeno, con papel absorbente en el fondo para evitar

exceso de humedad, y hojas de soja sanas y sin insecticida como alimento (técnica adaptada a partir de Baudino, 2005; Bahena Juárez *et al.*, 2010; Virgen *et al.*, 2013; Tulli *et al.*, 2018). Los recipientes se acondicionaron en cámara de cría (Temperatura: 24 ± 1 °C; Humedad Relativa: 70-80 %; Fotoperíodo: 16:8 Luz/Oscuridad) para determinar si se encontraban parasitoidizadas o no, y para ello se criaron hasta la emergencia del parasitoide o del adulto de *R. nu*, respectivamente. Cada 3 a 4 días se retiró la hoja de soja consumida o deteriorada y se reemplazó por una sana. En el mismo momento se registraron las condiciones generales en que se encontraba la larva (normal, inmóvil, muerta, entre otras), y si existía algún cambio en el desarrollo biológico, como formación de pupa del lepidóptero o cocón/es de él/los parasitoide/s, entre otras características. A las larvas que murieron durante la cría no se las diseccionó, por lo que no se comprobó la presencia o ausencia de la larva del parasitoide en su interior. Al momento de la emergencia del adulto de *R. nu* o de él/los parasitoide/s, los mismos se acondicionaron y se guardaron en tubos Eppendorf, en el caso de los parasitoides adultos con alcohol 70 %, y los adultos de lepidópteros y cocones de parasitoides, en seco.

3.6 Cuantificación y caracterización de predadores

Para el análisis de predadores, las bolsas que contuvieron predadores se colocaron en un freezer (-18°C) por 24 h, y pasado ese tiempo se extrajeron y se colocaron los ejemplares sobre una placa de Petri para observarlos bajo microscopio estereoscópico (Olympus 80 X). Se cuantificaron, fotografiaron e identificaron taxonómicamente hasta el mayor nivel posible mediante claves taxonómicas (Saini, 2001; Molina, 2006 y 2008).

3.7 Análisis de datos

Se calculó el índice de riqueza (*S*) de la DVA como la sumatoria de todos los taxones diferentes presentes en la vegetación caracterizada.

La movilidad de himenópteros parasitoides entre la DVA y el cultivo de soja se describió gráficamente como las abundancias promedio de individuos por trampa y por día en función de las fechas de muestreo. En las primeras cuatro fechas los valores corresponden a las colectas de la única trampa colocada; la del 31/01 al promedio de dos trampas (por rotura de una trampa) y en las demás al promedio de tres trampas. Dado que el número de días de colecta entre fechas de muestreo fue variable (7-17

días), se relativizó la abundancia de cada fecha a individuos/día (cociente entre los individuos colectados y el número de días entre fechas de muestreo).

La variación en la abundancia total de larvas de *R. nu* se describió gráficamente como número de larvas en función de las fechas de muestreo.

El porcentaje de parasitoidismo larval se calculó como:

$$\text{Porcentaje de parasitoidismo} = \frac{\text{N}^{\circ} \text{ larvas parasitoidizadas}}{\text{N}^{\circ} \text{ larvas que finalizaron la cría}} \times 100$$

En el divisor de la ecuación se incluyó sólo el número de larvas que finalizaron la cría, excluyéndose las que murieron por razones desconocidas (Monteiro, 1981; Bahena Juárez *et al.*, 2010; Bahena Juárez y Velázquez García, 2012). La variación espacial y temporal del promedio del porcentaje de parasitoidismo larval se describió gráficamente por zona de muestreo (proximidad a la DVA) y por fecha de muestreo, según correspondió.

Las larvas que murieron durante la cría no fueron diseccionadas, por lo que no se comprobó si estaban parasitoidizadas o no.

Para comparar la similitud de las colectas de parasitoides de *R. nu* capturados en trampas tipo Malaise y los emergidos de larvas criadas se utilizó el Índice de Jaccard (IJ) (Jaccard, 1908). El mismo considera:

$$IJ = \frac{s_0}{(s_1 + s_2 - s_0)}$$

En donde, s_1 es el número de especies en el sitio 1, s_2 el número en el sitio 2 y s_0 las presentes comunes en ambos sitios. El intervalo de valores para este índice va de 0, cuando no hay especies compartidas entre ambos sitios, hasta 1 cuando los dos sitios tienen la misma composición de especies. Se utilizó el índice de riqueza S de los parasitoides de *R. nu* alcanzada durante todo el periodo de muestreo, tanto en los capturados en la trampa tipo Malaise (ambas direcciones), como sitio 1, como en las diferentes zonas de muestreo, como sitio 2.

Para comparar la variación espacial del parasitoidismo larval en cada zona se utilizó un promedio de los porcentajes de parasitoidismo de las 5 fechas donde se colectaron larvas. Con estos datos se ajustó un modelo lineal mixto considerando el efecto fijo de la zona de muestreo y el efecto aleatorio de la transecta (Pinheiro y Bates, 2000).

Para comparar las abundancias de los predadores se ajustó un modelo lineal mixto donde se consideraron los efectos fijos de zona de muestreo, fecha y la interacción entre ambos, y como efecto aleatorio la transecta, con ajuste de heterogeneidad de varianza por fecha de muestreo (Pinheiro y Bates, 2000). En ambos análisis, en caso de hallar efectos significativos se realizaron contrastes posthoc de medias de a pares a través de least square means (lsmeans). La fluctuación poblacional y la distribución espacial de los predadores se analizaron gráficamente como la abundancia promedio de predadores por golpe de red en función de la fecha o zona de muestreo, respectivamente, en conjunto con las abundancias de larvas de *R. nu* colectadas en el muestreo de predadores.

Todos los análisis estadísticos se realizaron con el programa estadístico R (R Core Team, 2015) y se utilizó un nivel de significancia del 5 %.

4. RESULTADOS Y DISCUSIONES

4.1 Relevamiento florístico de la Diversidad Vegetal Asociada y su rol en la conservación de enemigos naturales de *Rachiplusia nu*

Se registraron en total 9 Géneros y 9 especies de plantas, los cuales se clasificaron en tres estratos: Herbáceo, Arbustivo y Arbóreo (Tablas 3 y 4).

Tabla 3. Relevamiento florístico del estrato herbáceo. Balcarce 2017-2018.

HERBÁCEO			
Familia	Especie	Familia	Especie
Poáceas	<i>Bromus</i> sp.	Apiáceas	<i>Conium maculatum</i> L.
	<i>Festuca</i> sp.	Brasicáceas	<i>Rapistrum rugosum</i> (L.) All.
	<i>Dactylis glomerata</i> L.,	Asteráceas	<i>Matricaria chamomilla</i> L.,
	<i>Falaris</i> sp.		<i>Silybum marianum</i> (L.) Gaertn
	<i>Briza minor</i> L.		<i>Cynara cardunculus</i> L.
<i>Cynodon dactylon</i> L.	<i>Carduus acanthoides</i> L.		
Poligonáceas	<i>Poligonum</i> sp.		

Tabla 4. Relevamiento florístico de estratos arbustivo y arbóreo. Balcarce 2017-2018.

ARBUSTIVO		ARBÓREO	
Familia	Especie	Familia	Especie
Rosáceas	<i>Cotoneaster</i> sp.	Mirtáceas	<i>Eucalyptus camaldulensis</i> Dehnh <i>E. viminalis</i> Labill <i>E. cinerea</i> F. Muell. ex Benth
		Cupresáceas	<i>Cupressus macrocarpa</i> Hartw. ex Gord
		Fabáceas	<i>Acacia</i> sp.
		Oleáceas	<i>Fraxinus</i> sp.

Resulta de interés que varios de los ejemplares registrados pertenecen a las Familias Apiáceas, Asteráceas y Fabáceas, reportadas por diferentes autores como fuentes de polen y néctar, recursos alimenticios complementarios para la dieta de enemigos naturales y otros artrópodos (Altieri y Letourneau, 1982; Salto *et al.*, 1991; Fiedler y Landis, 2007; Martinoia, 2008; Isaacs *et al.*, 2009). Si consideramos las

herbáceas de las Familias Apiáceas y Asteráceas, la floración de las especies se extiende desde los meses de invierno-primavera (por ejemplo *S. marianum*) hasta los de verano-otoño (como *C. acanthoides*), siendo las demás especies primavero-estivales (Montes *et al.*, 2007). El aporte de polen y néctar durante dicho periodo probablemente constituya un recurso importante para parasitoides y predadores, pudiendo complementar su dieta en el estado adulto. La variabilidad de especies vegetales puede aportar mayor variedad de hospedadores para las especies de parasitoides presentes en el agroecosistema (Starý y Pike, 1999). La presencia de distintos estratos en la DVA estudiada, además de constituir un componente alimenticio, podría resultar beneficiosa, ya que la generación de microclimas podría contribuir a una mayor variedad de condiciones favorables para los enemigos naturales (Begon *et al.*, 1995; Montero, 2008).

En plantas espontáneas se pueden desarrollar poblaciones de orugas de lepidópteros que permiten que los parasitoides encuentren hospedadores cuando una plaga de interés no se encuentra en el cultivo. Estos hospedadores pueden ser, o bien la misma plaga, en este caso, *R. nu*, que funcionaría como hospedador de parasitoides especialistas, u otras especies de orugas defoliadoras, que sean reguladas por especies generalistas que integren el complejo parasítico de *R. nu*. Se ha reportado la presencia de *R. nu* en plantas espontáneas, que normalmente se comportan como “malezas”, muy difundidas como son la *Conyza bonaerensis* (L.) Cronquist “rama negra” y algunas especies de cardos como *C. acanthoides* y *C. cardunculus* (registrados en la DVA de este estudio), entre otras (Pastrana, 2004).

Estudios realizados por Sánchez y Luna (2004) determinaron que la mayoría de las especies de parasitoides que atacan *R. nu* la parasitoidizan independientemente si la isoca se encuentra en soja, alfalfa o en especies de leguminosas espontáneas del norte de Buenos Aires (*Melilotus alba* L. y *Galega officinalis* L.), por lo que no habría efecto del tipo de planta sobre la composición taxonómica de los parasitoides de *R. nu*. Entre otras especies de orugas defoliadoras, se puede mencionar a *S. frugiperda*, citada en hospedantes cultivados como así también en diferentes especies de cardos y en algunas Poáceas como por ejemplo *C. dactylon* (Pastrana, 2004). Esta oruga, al igual que *R. nu* (Avalos *et al.*, 2004), es controlada por el ichneumónido *C. grioti* (Murúa *et al.*, 2009). Así mismo, las larvas del “complejo de orugas cortadoras” del Género *Agrotis*, reportadas en cardos por Crouzel *et al.* (1982) son controladas por *C. plusiae* (Baudino, 2005). En Balcarce, se ha registrado que larvas de *Dargida*

(=*Faronta*) *albilinea* Hübner, sobre plantas del Género Eleusine, y otras de la Subfamilia Plusiinae, sobre *Malva parviflora* L., parasitoidizadas por *Euplectrus* sp., Género reportado como parasitoide de *R. nu*. Además, sobre diferentes Poáceas espontaneas, larvas de *D. albilinea* fueron parasitoidizadas por ejemplares de *Campoletis* sp. y dípteros de la Familia Tachinidae, citados también parasitoidizando a *R. nu* (Tulli, M.C., com. pers., 2019).

La bibliografía internacional reporta que el ichneumonídeo *Campoletis* sp. y el braconídeo *Apanteles* sp. utilizaron como hospedadores diferentes especies de lepidópteros colectados en cultivos de trigo y canola, pasturas y vegetación perenne nativa (Macfadyen y Muller, 2013). Se espera entonces que luego de un disturbio o ausencia de *R. nu* en el cultivo, los parasitoides, que se desarrollaron en esta especie u otras orugas, en la diversidad vegetal asociada, puedan movilizarse al cultivo de soja y ejercer su regulación natural cuando la isoca medidora lo colonice. De esta manera se potencia el servicio ecosistémico de la regulación natural de plagas.

En el caso de los predadores, Crouzel *et al.* (1982) señala que diferentes especies de cardos, algunas de las cuales se registraron en la DVA del estudio, presentaron colonias de pulgones en sus hojas. Estos insectos son presas de “arañas” (Armendano y González, 2011), “crisopas” y “coccinélidos” (Molinari, 2005), citados como consumidores de *R. nu*. Luego de alimentarse aquí, estos predadores podrían movilizarse al cultivo cuando el número de presas en este aumente.

4.2 Movimiento de himenópteros parasitoides entre la Diversidad Vegetal Asociada y el cultivo de soja

4.2.1 Abundancia de parasitoides

Se colectaron en total 364 individuos parasitoides del Orden Hymenoptera, de los cuales 201 presentaron la dirección de vuelo DVA hacia el cultivo de soja, y 163 la dirección contraria, coincidiendo este patrón con lo reportado por Macfadyen y Muller (2013) en Australia. Dichos autores también registraron una mayor abundancia de parasitoides que se movilizaban desde el hábitat natural al cultivo de canola, en comparación al sentido inverso. Sin embargo, la diferencia de abundancia en el presente estudio no fue tan marcada como en dicho trabajo.

Al analizar la variación temporal de la abundancia de los parasitoides, se observa una similitud de los valores alcanzados entre las dos direcciones de vuelo. En ambos sentidos de movimiento, la abundancia promedio de las colectas, relativizadas a abundancia/día, fue variable entre fechas (Figura 11). Las mayores abundancias se

registraron en las tres primeras fechas y con un patrón de disminución hacia fines de enero. Desde el mes de febrero los valores de abundancia aumentaron, alcanzando valores intermedios, y fueron similares hasta el fin del período de muestreo. Tscharrntke *et al.* (2005) señalan que los insectos que utilizaron los refugios en el paisaje para obtener recursos, luego colonizaran los cultivos. Además, explican que la importancia relativa de la dirección del “*Spillover*” será influenciada por la disponibilidad de recursos en cada hábitat. Relacionado a esto se podría inferir que el mayor movimiento de parasitoides entre la DVA y el cultivo en las primeras fechas podría estar relacionado a que, conforme al establecimiento y desarrollo del cultivo, los individuos del segundo nivel trófico lo colonizan y constituyen la fuente de hospedadores para los parasitoides que se desarrollaron en la DVA. Las variaciones en el tiempo en el intercambio de parasitoides podrían estar relacionadas a que los mismos no siempre provienen del mismo hábitat. Macfadyen y Muller (2013) reportaron que en agroecosistemas con cultivo de colza existe intercambio de parasitoides con la DVA, pero además con cultivos de cereales y de colza lindantes, y que la importancia relativa de cada uno es variable. El menor flujo de parasitoides que se registró en las fechas centrales podría estar relacionado a esto, ya que los mismos podrían estar llegando a la soja desde otros puntos del paisaje, como por ejemplo del cultivo de maíz.

Se debe considerar, además, que la abundancia calculada a partir de capturas con trampas tipo Malaise representa la cantidad de individuos que se mueven de un hábitat a otro, y no son un reflejo de la abundancia en cada parche de hábitat (Macfadyen y Muller, 2013). Por lo que, el movimiento de los parasitoides hacia el cultivo es entonces un paso fundamental, pero para que se traduzca en control natural de las plagas, se deberá lograr que los individuos permanezcan en el cultivo, encuentren y parasitoidicen a su hospedador.

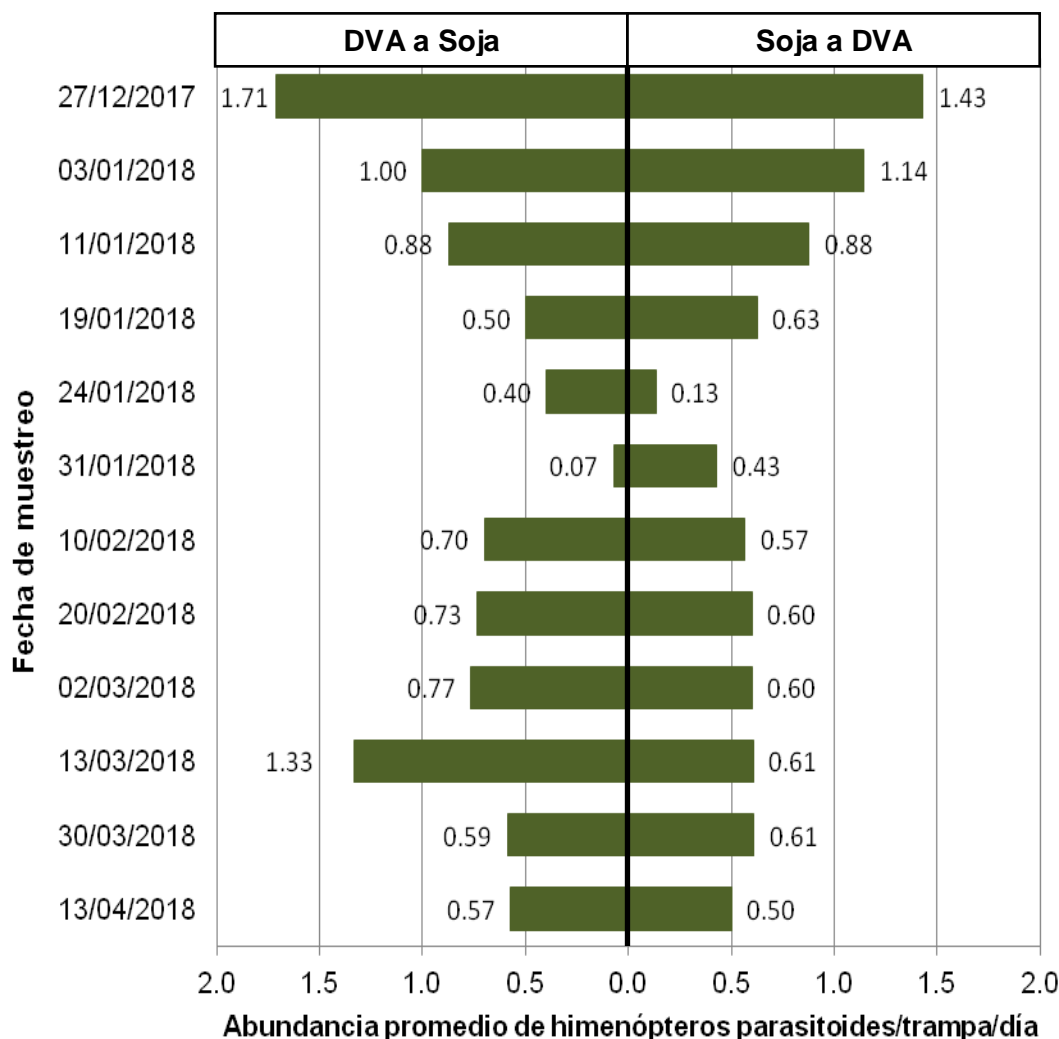


Figura 11. Abundancia promedio de himenópteros parasitoides por trampa y por día en función de fecha de muestreo, registrado durante el desplazamiento de los ejemplares. El valor cero (marcado con línea negra) representa la interfase Diversidad Vegetal Asociada (DVA) y la soja. Barras a la izquierda del cero representan abundancia promedio de individuos moviéndose desde la DVA a la soja, y barras a la derecha, el sentido de vuelo inverso. Balcarce 2017-2018.

4.2.2 Riqueza taxonómica

La riqueza máxima de Familias de himenópteros fue similar entre direcciones de vuelo en todas las fechas (Tabla 5). No se observó un patrón claro, ya que en determinada fecha una dirección de vuelo presentaba una riqueza levemente superior a la otra dirección, y a la siguiente se invirtieron los valores. Esto difiere de lo reportado por González *et al.* (2016), quienes en un estudio a nivel de especie de himenópteros, en cultivos de soja en Córdoba lindantes a parches de bosque Chaco Serrano, registraron en etapas vegetativas del cultivo (lo que sería equivalente a las

primeras cinco fechas de nuestro estudio) una mayor riqueza de enemigos naturales del Orden Hymenoptera moviéndose desde el bosque al cultivo de soja en comparación a la dirección inversa. Además, explican que en la etapa reproductiva el número de especies está balanceado y que durante la senescencia del cultivo aumenta el número de especies con dirección al bosque.

Tabla 5. Riqueza de Familias de himenópteros parasitoides para cada dirección de vuelo en relación a la fecha de muestreo y fenología del cultivo de soja. Balcarce 2017-2018.

Fenología del cultivo (fecha observación)	Fecha de muestreo	Diversidad vegetal asociada a soja	Soja a Diversidad vegetal asociada
V1 (27/12)	27/12/17	4	5
V2 (3/1)	3/1/18	5	3
V3-V4 (11/1)	11/1/18	4	4
V5 (19/1)	19/1/18	4	3
V8 (26/1)	24/1/18	3	2
R1 (31/1)	31/1/18	1	2
R2 (10/2)	10/2/18	9	7
R2-R3 (16/2)	20/2/18	8	11
R5 (2/3)	2/3/18	8	7
R6 (13/3)	13/3/18	7	7
	30/3/18	6	7
R7 (3/4)	13/4/18	6	7

Se observó variación en el número de Familias de himenópteros en el tiempo, registrándose los mayores valores en la segunda mitad del período de muestreo, que coincidieron con el inicio del estado reproductivo del cultivo y el final del ciclo (R2-R7, Tabla 5). González *et al.* (2016) también registraron, en ambas direcciones de vuelo, una tendencia a coleccionar mayor número de especies en estadios reproductivos del cultivo de soja, lo que coincide con los resultados del presente estudio. Sin embargo, también reportan un marcado descenso en el número de especies capturadas en la última parte del ciclo de cultivo, lo que en este estudio no se observó (Tabla 5).

La mayor riqueza de Familias registradas entre el inicio del estado reproductivo del cultivo y el final del ciclo probablemente se deba a que, como señalaran Tscharrnken *et al.* (2005), la importancia relativa de la dirección del “*spillover*” puede ser influenciada por la disponibilidad de recursos. La presencia de orugas defoliadoras en los meses de febrero y marzo, registrada en estudios previos en soja (Álvarez Puerma, 2007; Fernandez, 2014; Tulli *et al.*, 2018), podría favorecer a que una mayor riqueza de parasitoides de estas plagas se movilicen en búsqueda de hospedadores. Además,

se debe tener en cuenta la relación existente entre la riqueza y el esfuerzo de muestreo (Magurran, 2004), por lo que se podría estar colectando un mayor número de Familias por un mayor número de trampas colocadas.

4.2.3 Composición taxonómica

Los ejemplares colectados se clasificaron a nivel de Superfamilia y luego a nivel de Familia, a excepción de 1 ejemplar que solo se logró clasificar a nivel de Superfamilia (de aquí en más Cynipoidea especie 2), registrando así 8 Superfamilias y 17 Familias (Tabla 6). Algunos de los ejemplares de las Familias registradas se muestran de la Figura 12 a la 22.

Tabla 6. Superfamilias y Familias de himenópteros parasitoides colectados en movimiento entre la Diversidad Vegetal Asociada (DVA) y el cultivo de soja. Balcarce 2017-2018.

Superfamilia	Familia	Superfamilia	Familia
Ichneumonoidea	Braconidae Ichneumonidae	Chrysoidea	Bethylidae
Evanoidea	Evanidae	Chalcidoidea	Encyrtidae
Diaprioidea	Diapriidae		Eulophidae
Cynipoidea	Figitidae		Eupelmidae
	Cynipoidea especie 2		Pteromalidae
Ceraphronoidea	Ceraphronidae		Chalcididae
	Megaspilidae		Mymaridae
Platygastroidea	Platygastridae	Eurytomidae	

En algunas Familias de parasitoides se logró avanzar más en la identificación taxonómica, registrando diferentes Subfamilias, varios Géneros y algunas especies. Para la Familia Braconidae se registraron las Subfamilias Aghatinae, Alysiinae, Aphidiinae, Doryctinae, Euphorinae, Helconinae, Homolobinae, Microgastrinae, Opiinae y Rogadinae. Además, a nivel de Género y/o especie, se registraron los Géneros *Aphaereta* (Subfamilia Alysiinae), *Cotesia* (Microgastrinae), *Exacticolus* (Homolobinae), *Heterospilus* (Doryctinae) y *Nealiolus* (Helconinae); y a las especies *Aleiodes brethesi* Shenefelt (Rogadinae) y *Aphidius colemani* Dalman (Aphidiinae). Para la Familia Ichneumonidae, se identificaron a las Subfamilias Diplazontinae, Metopiinae y Ophioninae, al Género *Enicospilious* (Ophioninae), y a la especie *Diplazon laetatorius* Fabricius (Diplazontinae). Dentro de la Superfamilia Chalcidoidea, en la Familia Mymaridae se identificaron ejemplares de la Subfamilia Tetrastichinae, del grupo de Géneros *Gonatocerus* y del Género *Polinema*. En la Familia Encyrtidae,

se registró a las Subfamilias Encyrtinae y Tetracneminae, a los Géneros *Copidosoma* y *Homalotylus*, y a la especie *Hambletonia pilosifrons* Sharkov y Woolley. En la familia Chalcididae, se identificó al Género *Conura*. En la Superfamilia Cynipoidea, se registró al Género *Exacola* perteneciente a la Subfamilia Eucoilinae (Familia Figitidae).

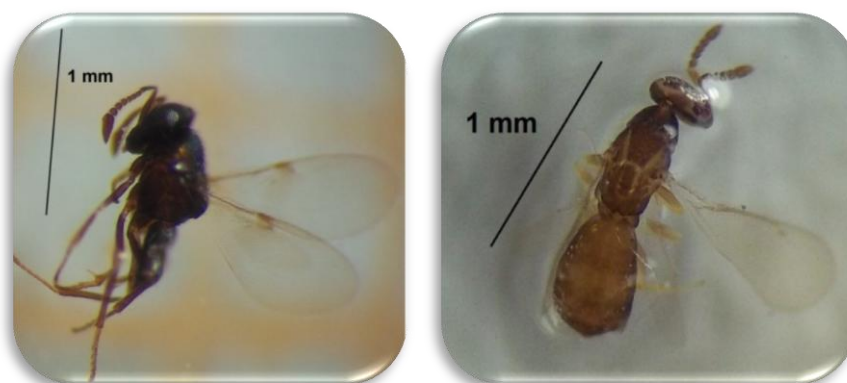


Figura 12. Ejemplares de las Familias Encyrtidae (Izquierda) y Eulophidae (Derecha). Balcarce 2017-2018.

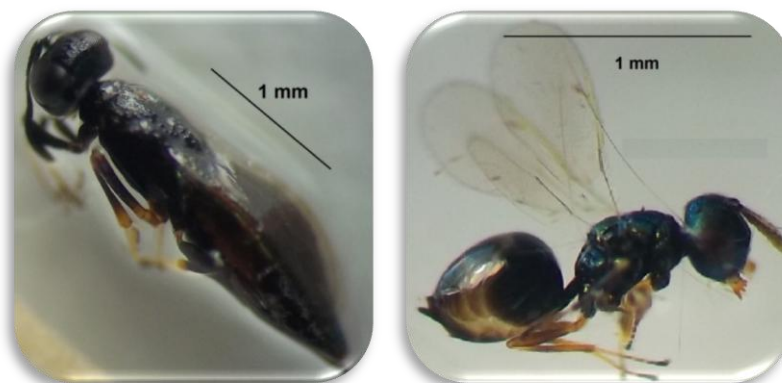


Figura 13. Ejemplares de las Familias Eupelmidae (Izquierda) y Pteromalidae (Derecha). Balcarce 2017-2018.



Figura 14. Ejemplares de las Familias Chalcididae (Izquierda) y Mymaridae (Derecha). Balcarce 2017-2018.



Figura 15. Ejemplar de la Familia Eurytomidae. Balcarce 2017- 2018.



Figura 16. Ejemplares de la Familia Platygasteridae. Balcarce 2017 - 2018.



Figura 17. Ejemplar de la Familia Bethyliidae. Balcarce 2017-2018.



Figura 18. Ejemplares de las Familias Ceraphronidae (Izquierda) y Megaspilidae (Derecha). Balcarce 2017-2018.

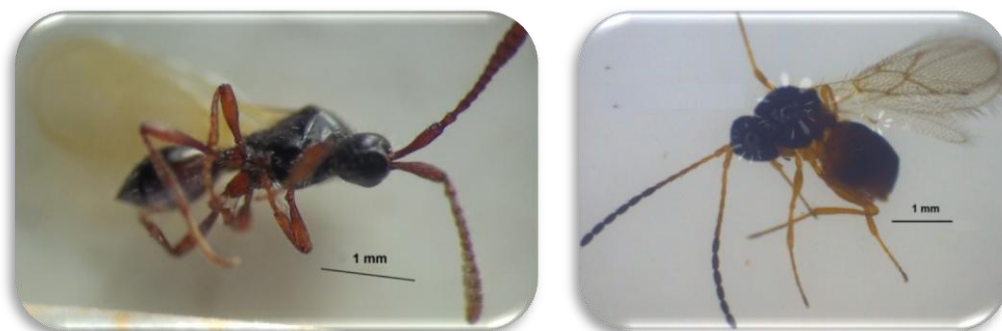


Figura 19. Ejemplar de la Familia Diapriidae (Izquierda) y de la Superfamilia Cynipoidea (Derecha). Balcarce 2017-2018.



Figura 20. Ejemplar de la Familia Evaniidae. Balcarce 2017-2018.



Figura 21. Ejemplares de la Familia Braconidae. Balcarce 2017-2018.

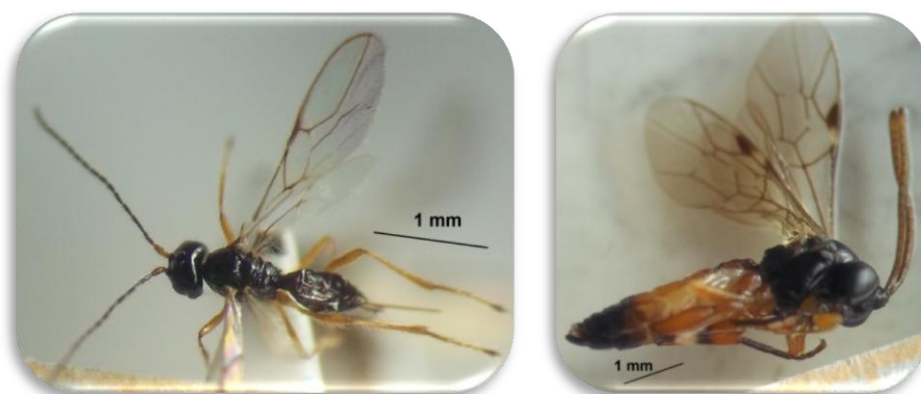


Figura 22. Ejemplares de la Familia Ichneumonidae. Balcarce 2017-2018.

4.2.4 Abundancia y composición taxonómica relativa de parasitoides en movimiento

En la dirección de vuelo desde DVA a la soja, la mayor abundancia relativa se registró para la Familia Eulophidae seguida por Braconidae e Ichneumonidae, sin registrar individuos de la Familia Eupelmidae. Desde la soja a la DVA, también la mayor abundancia la aportó Eulophidae seguido por Platygastriidae. Braconidae e Ichneumonidae le siguieron en orden de importancia. No se registraron ejemplares de Megaspilidae ni de Chalcididae (Tabla 7) (Figura 23). De las Familias de mayor abundancia se colectaron individuos prácticamente durante todo el periodo de muestreo. Las mayores abundancias relativas de Eulophidae se concentraron en la última porción del período de muestreo, mientras que de Braconidae e Ichneumonidae, en las primeras y en las últimas fechas (Figura 24). Resulta importante que de las Familias con mayor aporte relativo provengan la mayoría de los parasitoides de *R. nu* como de otras orugas defoliadoras. Es así que de Eulophidae, Braconidae e

Ichneumonidae, provienen numerosas especies de parasitoides de *R. nu* (Arretz *et al.*, 1985; Molinari *et al.*, 1987; Diez *et al.*, 1991; de Rodriguez *et al.*, 1991; Luna y Novoa, 1993; Arretz *et al.*, 1994; Molinari y Monetti, 1997; Luna y Sánchez, 1999a; Avalos *et al.*, 2004; Valverde y Virla, 2007; Berta *et al.*, 2008; Vázquez, 2008; Berta *et al.*, 2009; Colomo *et al.*, 2009; Cisnero y Virano, 2011; Guillot Giraud, 2013; Valverde *et al.*, 2014; Covelli, 2015; Zubiaurre *et al.*, 2015; Lovera *et al.*, 2018; Tulli *et al.*, 2018). Además, de la Familia Platygastriidae se citan especies parasitoides de otro importante grupo de plagas como son las chinches fitófagas (Insecta: Hemiptera, Heteroptera) (Molinari, 2005; La Porta *et al.*, 2013).

Tabla 7. Aporte relativo de cada Familia de himenópteros parasitoides (en porcentaje) en orden decreciente según dirección de vuelo. Balcarce 2017-2018.

Diversidad vegetal asociada a soja	Soja a Diversidad Vegetal Asociada
Braconidae (22.85 %)	Platygastriidae (24.03 %)
Eulophidae (22.44 %)	Eulophidae (19.48 %)
Ichneumonidae (15.86 %)	Braconidae (17.24 %)
Platygastriidae (15.27 %)	Ichneumonidae (11.63 %)
Diapriidae (6.64 %)	Mymaridae (10.29 %)
Evaniidae (3.98 %)	Bethylidae (3.11 %)
Pteromalidae (2.37 %)	Evaniidae (3.11 %)
Encyrtidae (2.09 %)	Eupelmidae (2.63 %)
Mymaridae (2.05 %)	Pteromalidae (2.19 %)
Figitidae (1.88 %)	Encyrtidae (2.12 %)
Ceraphronidae (1.54 %)	Figitidae (1.54 %)
Bethylidae (1.20 %)	Diapriidae (0.91 %)
Megaspilidae (0.51 %)	Ceraphronidae (0.63 %)
Eurytomidae (0.51 %)	Eurytomidae (0.63 %)
Chalcididae (0.51 %)	Cynipoidea especie 2 (0.46 %)
Cynipoidea especie 2 (0.30 %)	

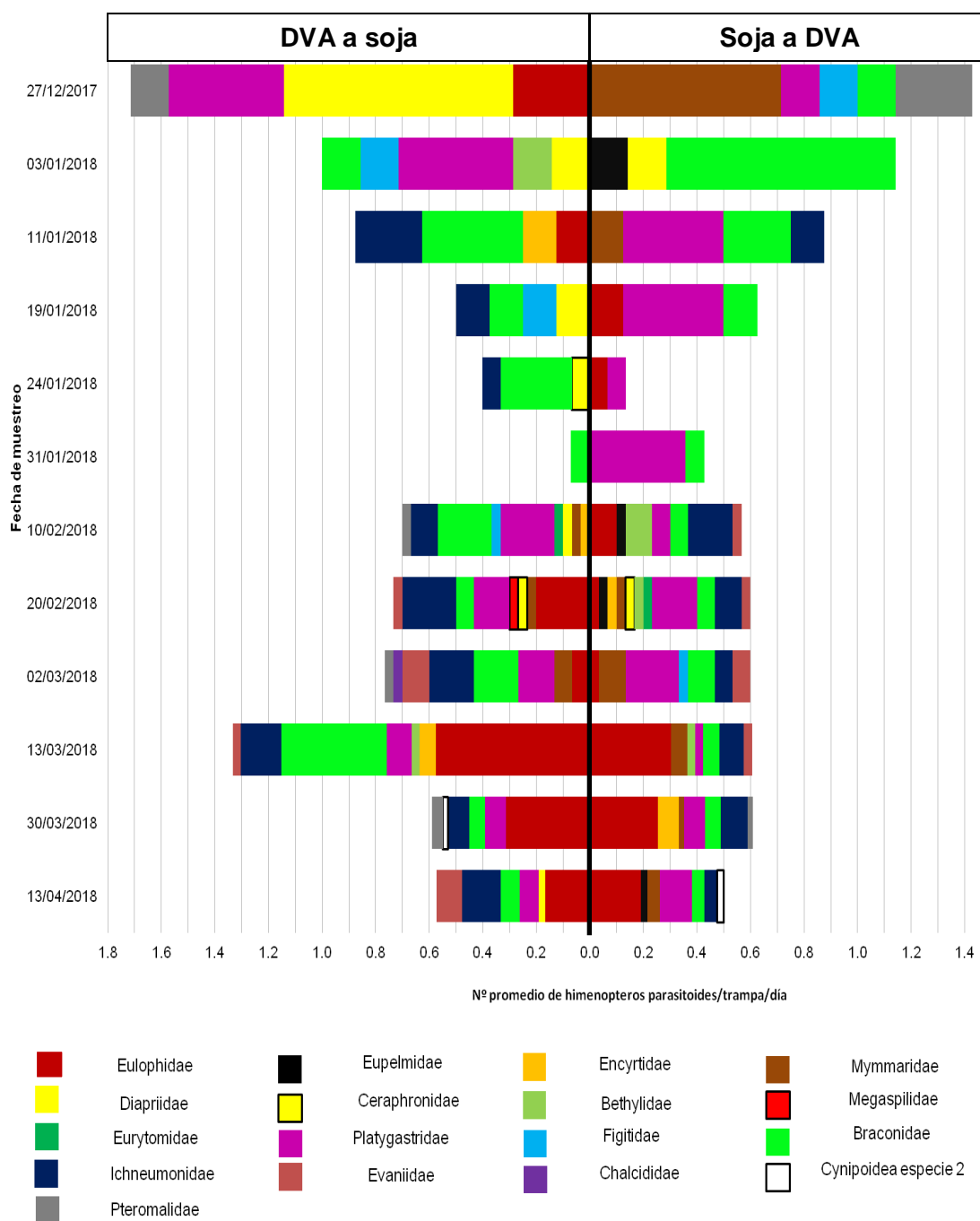


Figura 23. Abundancia promedio relativa por Familia de himenópteros parasitoides por trampa y por día en función de las fechas de muestreo. El valor cero (marcado con línea negra) representa la interfase de la Diversidad Vegetal Asociada (DVA) y la soja. Barras (Familias apiladas) a la izquierda del cero representan abundancia de individuos moviéndose desde la DVA a la soja, y barras a la derecha, el sentido de vuelo inverso. Balcarce 2017-2018.

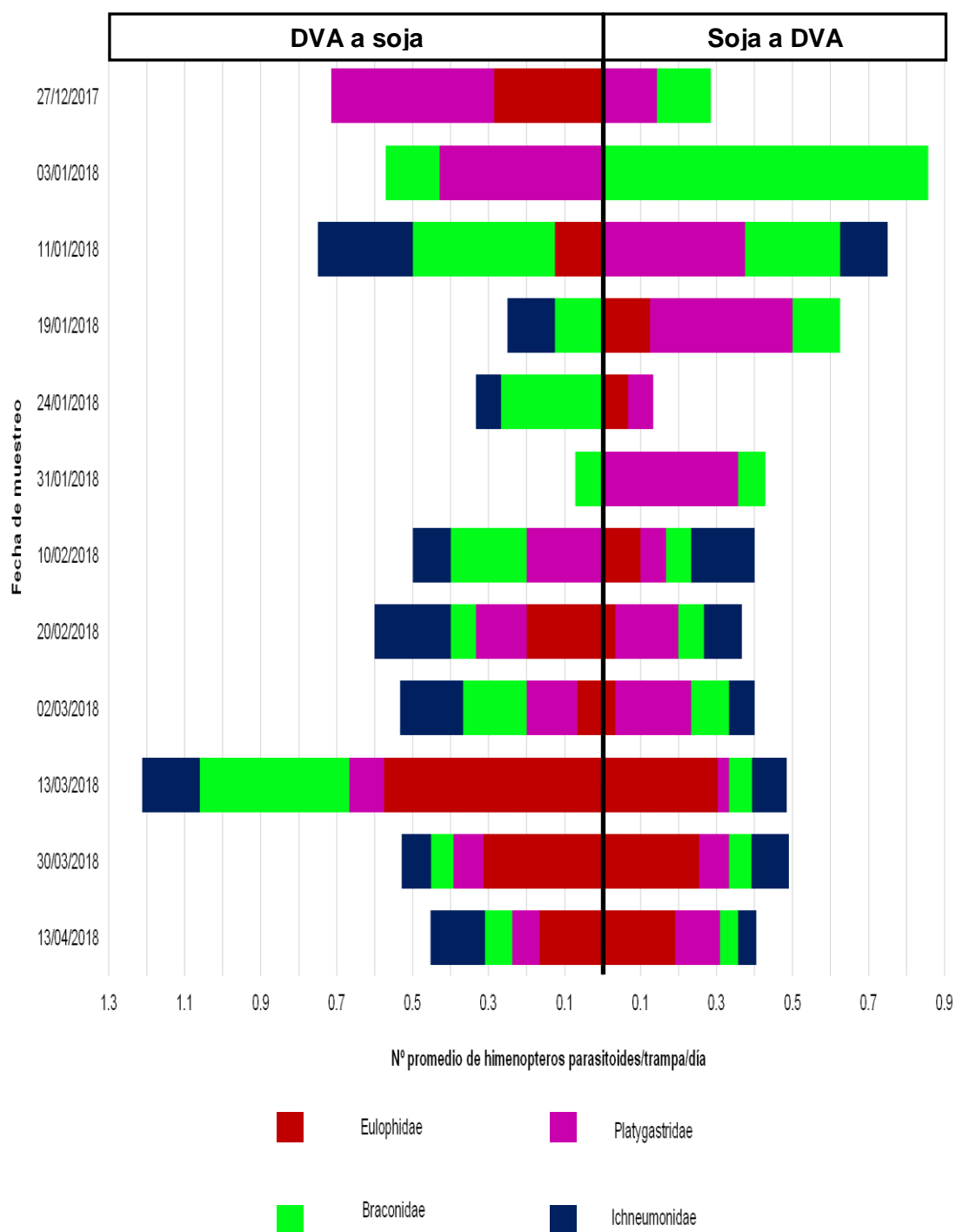


Figura 24. Abundancia promedio relativa de Eulophidae, Platygasteridae, Braconidae e Ichneumonidae por trampa y por día en función de las fechas de muestreo. El valor cero (marcado con línea negra) representa la interfase de la Diversidad Vegetal Asociada (DVA) y la soja. Barras (Familias apiladas) a la izquierda del cero representan abundancia de individuos moviéndose desde la DVA a la soja, y barras a la derecha, el sentido de vuelo inverso. Balcarce 2017-2018.

4.3 Movimiento de himenópteros parasitoides de *Rachiplusia nu*

Se colectaron 20 ejemplares de himenópteros parasitoides de *R. nu* desplazándose en la dirección DVA al cultivo de soja y 7 ejemplares del cultivo a la DVA. El movimiento de dichos parasitoides entre hábitats se registró prácticamente durante todo el ciclo de cultivo, registrando las mayores abundancias entre el 10 de febrero y el 30 de marzo (Figura 25). La presencia de estos parasitoides coincidirían con información obtenida en estudios previos del grupo de investigación en la cual se reporta que las poblaciones de *R. nu* se desarrollan en Balcarce entre principios de febrero y marzo del ciclo productivo de soja (Álvarez Puerma, 2007; Fernandez, 2014). El mayor flujo de llegada de parasitoides al cultivo en este período permitiría un desarrollo sincrónico con la especie plaga, favoreciendo la regulación natural de la misma. La riqueza total en la dirección DVA al cultivo de soja fue de 6, y de 4 en la dirección contraria. Al igual que la abundancia, la mayor riqueza se observó entre el 10 de febrero y el 30 de marzo. Desde la DVA al cultivo de soja se registraron ejemplares de *Cotesia* sp. (dos morfoespecies, M1 y M2), *Copidosoma* sp. (dos morfoespecies, M1 y M2), *Conura* sp. y de *A. brethesi*. En la dirección contraria se registró a *Cotesia* sp. (ambas morfoespecies), *Chelonus* sp. y *A. brethesi*. En ambas direcciones de vuelo, la mayor abundancia relativa fue aportada por individuos del Género *Cotesia*. La DVA funciona entonces como fuente de parasitoides de *R. nu*, ya que los mismos se mueven de la misma y colonizan el cultivo de soja. A su vez, también se pudo observar que durante gran parte del ciclo del cultivo especies de parasitoides se movilizan hacia la DVA, probablemente para buscar hospedadores y fuentes alternativas de alimentación, evidenciando la funcionalidad de la misma también durante el desarrollo del cultivo.

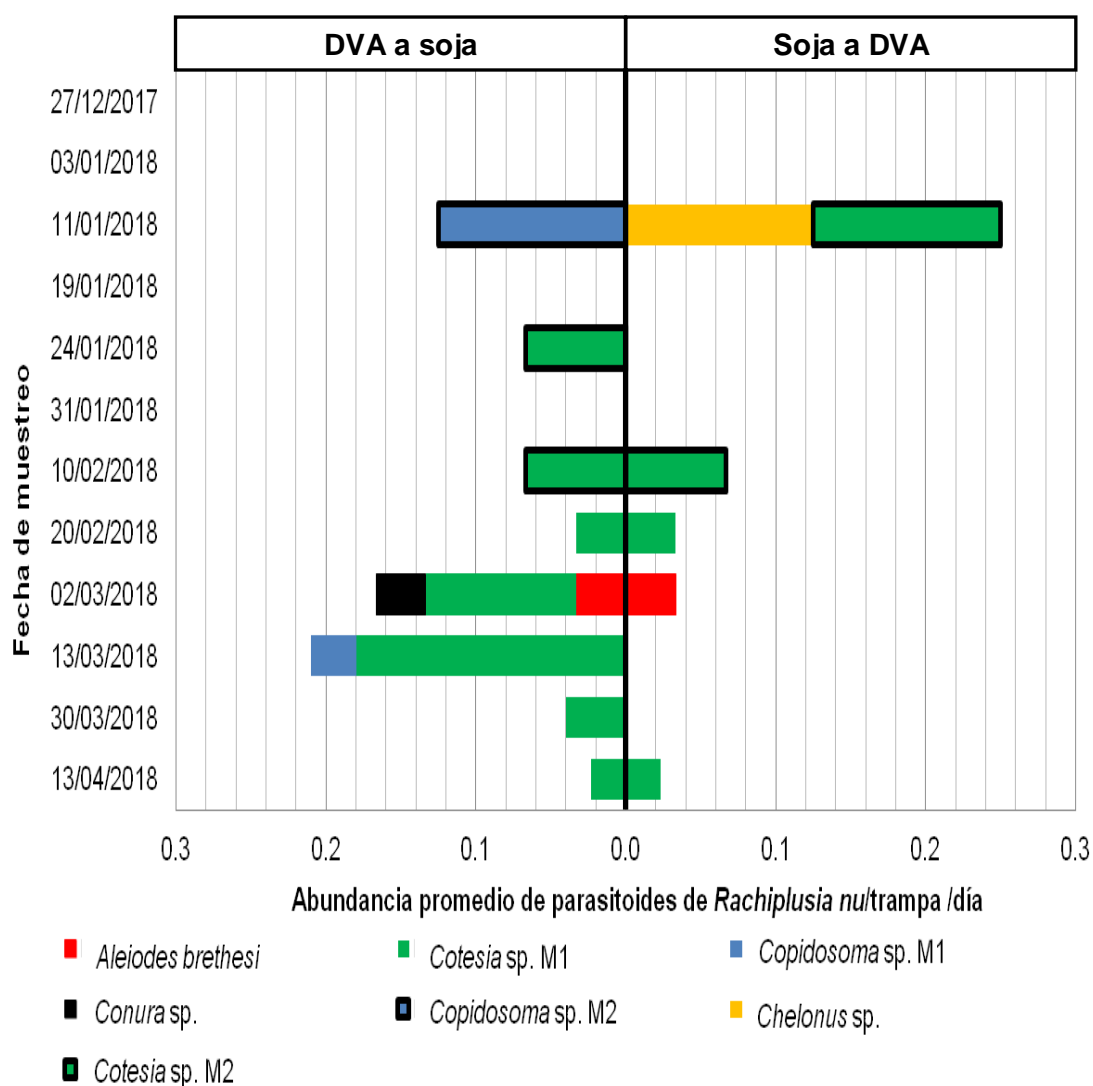


Figura 25. Abundancia promedio de himenópteros parasitoides de *Rachiplusia nu* por trampa y por día en función de las fechas de muestreo. El valor cero (marcado con línea negra) representa la interfase de la diversidad vegetal asociada (DVA) y la soja. Barras a la izquierda del cero representan abundancia de individuos moviéndose desde la DVA a la soja, y barras a la derecha, el sentido inverso. Balcarce 2017-2018.

4.4 Parasitoidismo larval de *Rachiplusia nu*

4.4.1 Distribución espacio-temporal de larvas

Durante el periodo de muestreo se colectaron en total 61 larvas de *R. nu*, de las cuales 49 ejemplares fueron menores de 15 mm y 12 iguales o mayores a 15 mm. La abundancia de larvas fue baja comparada con las de otros años de estudio (Vázquez, 2008; Tulli *et al.*, 2018). La distribución temporal del total de larvas (sumatoria del conjunto de zonas), mostró un bajo número de individuos en la primera fecha de muestreo, y no se registraron larvas en las dos fechas siguientes (10/2 y 20/2). A partir

del 27/2 se registraron larvas hasta alcanzar el máximo el 6/3, para luego descender (Figura 26). En estudios previos en Balcarce también se registraron las mayores abundancias de larvas de *R. nu* entre fines de febrero y principios de marzo (Vázquez, 2008; Fernandez, 2014; Tulli *et al.*, 2015). La presencia de larvas pequeñas, si bien escasas, el 31/1 indicaría que el cultivo habría sido colonizado por adultos de *R. nu* al menos 10 o 15 días antes de dicha fecha de muestreo, fecha en la que presumiblemente comenzaron a oviponer. Dicha colonización habría generado una muy baja densidad de larvas, sin registro en los muestreos del 10/2 y 20/2. El aumento de la abundancia hacia el 27/2 podría deberse a que la descendencia de la generación que colonizó completó su ciclo y los adultos reinfestaron el cultivo, sumado esto la llegada de polillas desde otros hospedadores vegetales como por ejemplo el cultivo de girasol.

Al considerar la distribución espacial del total larvas (sumatoria de todas las fechas), independientemente de la zona de muestreo, se observa claramente dominancia de larvas menores a 15 mm (Figura 27). Considerando cada zona de muestreo, para cada fecha, la abundancia de larvas fue variable y no se observó un patrón claro de distribución (Figura 28).

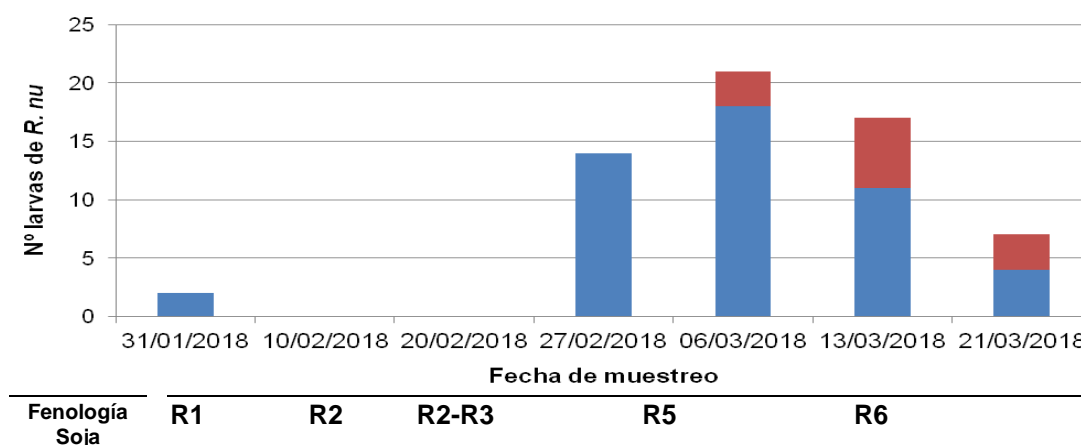


Figura 26. Abundancia total de larvas de *Rachiplusia nu* por fecha de muestreo. Barra azul: larvas <15 mm – Barra roja: ≥ 15 mm. Balcarce 2017-2018.

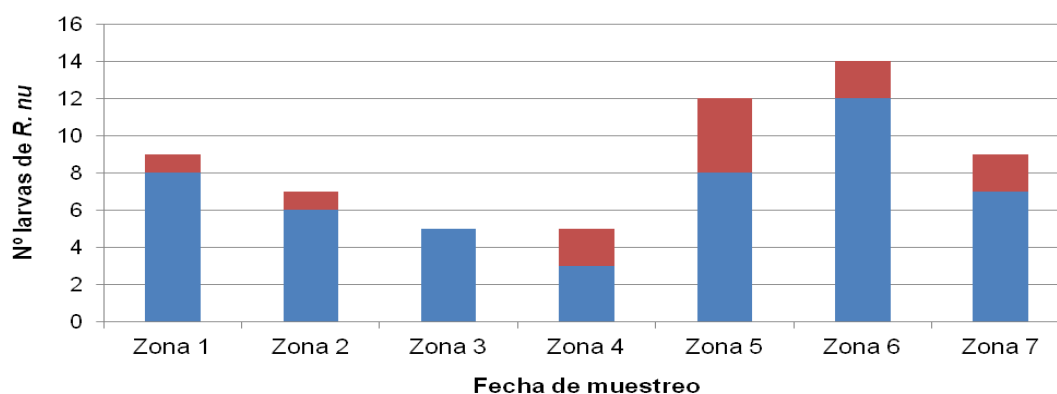


Figura 27. Abundancia total de larvas de *Rachiplusia nu* por zona de muestreo (sumatoria de fechas). Barra azul: larvas < 15 mm – Barra roja: ≥ 15 mm. Balcarce 2017-2018.

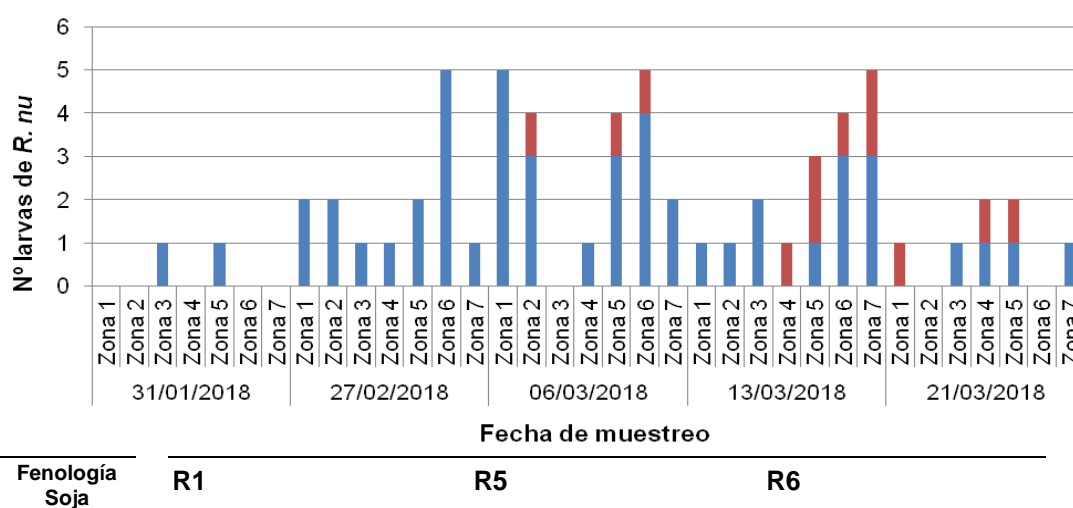


Figura 28. Abundancia total de larvas de *Rachiplusia nu* por fecha y por zona. Barra azul: larvas < 15 mm – Barra roja: ≥ 15 mm Balcarce 2017-2018.

4.4.2 Parasitoidismo larval por zona de muestreo

Todas las larvas de *R. nu* se criaron y 47 terminaron dicho proceso (37 menores y 10 iguales o mayores a 15 mm), emergiendo el adulto del lepidóptero o del parasitoide, y 14 murieron por causas desconocidas durante la cría. De las larvas que terminaron la cría, 42 estuvieron parasitoidizadas, resultando en un porcentaje de parasitoidismo general de 89.4. Al separar por tamaño de larva, se registraron valores promedio de parasitoidismo de 89.2 % para larvas menores de 15 mm y de 90 % para las iguales o mayores a 15 mm, siendo ambos valores más del doble de lo registrado por Tulli *et al.* (2018). Es de destacar que tanto en dicho trabajo como en el presente estudio los agroecosistemas con cultivos de soja presentaban mayor diversidad vegetal que el paisaje típico agrícola, ya sea por introducción de refugios o por conservación de la vegetación nativa o naturalizada, respectivamente. La disparidad de porcentajes

obtenidos podría deberse a la diferente diversidad vegetal en el agroecosistema y/o también estar relacionado a la densidad de larvas. Tulli *et al.* (2019b), señala que ante aumentos del número de larvas, el porcentaje de parasitoidismo general disminuye.

No se registraron diferencias estadísticamente significativas al comparar el parasitoidismo larval de *R. nu* entre zonas de muestreo (p-valor: 0.59). En las dos zonas más próximas a la DVA, zona 1 y zona 2, el parasitoidismo fue similar, aunque levemente inferior en la zona 1, registrando valores promedio de 93.33 y 100 %, respectivamente. En las zonas 3, 4 y 5 se obtuvieron los menores porcentajes, registrando 66.66, 75 y 70 %, respectivamente. En las dos zonas más alejadas, zona 6 y zona 7, el porcentaje de parasitoidismo aumentó, registrando 100 % en ambas (Figura 29).

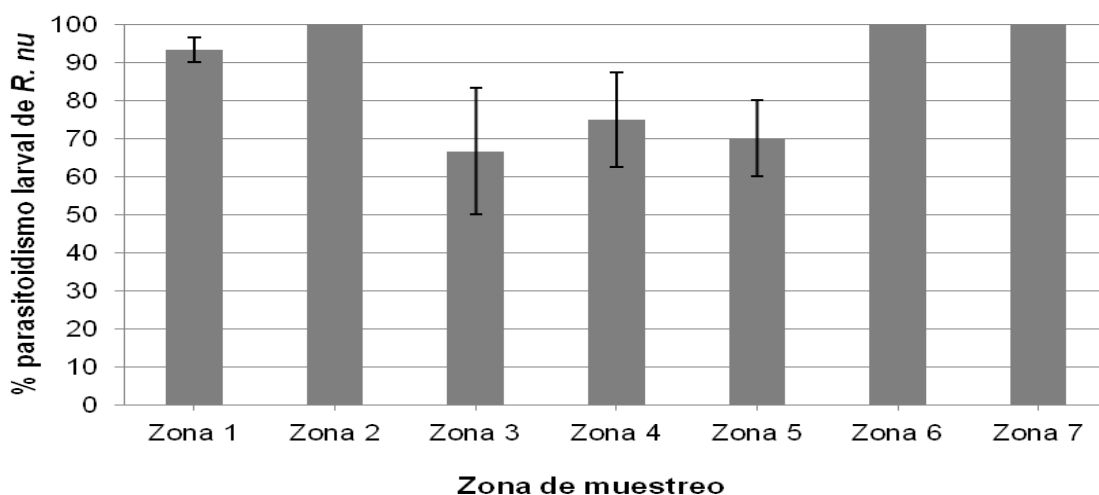


Figura 29. Parasitoidismo larval de *Rachiplusia nu* por zona (promedio entre fechas) (\pm Error estándar). Balcarce 2017-2018.

En sucesivos estudios en agroecosistemas con cultivo de maíz en el estado de Michigan EE.UU., Dyer y Landis (1997), reportaron que en la generalidad de los cultivos evaluados no encontraron diferencias en el parasitoidismo larval de *Ostrinia nubilalis* Hübner (Lepidoptera: Crambidae) entre zonas del lote, registrando sólo en un cultivo de maíz, de los ocho estudiados (cuatro cultivos y dos años de estudios), mayor porcentaje de parasitoidismo en zonas cercanas al borde del cultivo respecto al centro del lote. Los autores reportan que en la segunda generación de dicha plaga no se registraron diferencias significativas en parasitoidismo larval en diferentes zonas del cultivo. En estudios previos sobre *O. nubilalis*, Landis y Haas (1992) reportaron que en la primera generación de la plaga, el parasitoidismo por *Eriborus terebrans* Gravenhorst (Hymenoptera: Ichneumonidae) (parasitoide dominante del estudio) sí fue

mayor en áreas del cultivo cercana a bordes boscosos en comparación con el interior del cultivo. Sin embargo, en la segunda generación de dicha plaga, no registraron diferencias significativas entre las diferentes posiciones dentro del lote. Marino y Landis (1996) tampoco encontraron diferencias significativas al comparar parasitoidismo larval de *Pseudaletia unipuncta* Haworth (Lepidoptera: Noctuidae) colectadas en zonas cercanas a los bordes (vegetación arbórea) de lotes de maíz en comparación con el centro del cultivo. En estudios sobre chicharritas en viñedos, Nicholls *et al.* (2001), tampoco encontraron diferencias en el parasitoidismo de huevos de *Erythroneura elegantula* Osborn (Hemiptera: Cicadellidae) entre las zonas del cultivo próximas al bosque o al corredor biológico versus en el centro del lote.

Si bien no se detectaron diferencias estadísticamente significativas, en la descripción gráfica se observan variaciones en los porcentajes promedio de parasitoidismo, y en su variabilidad, entre las diferentes zonas. En las zonas más cercanas a la DVA se registraron altos porcentajes de parasitoidismo (superior al 90 %) mayores que en las zonas medias, pudiendo estar relacionado este patrón a la cercanía a la DVA y el aporte de parasitoides que la misma hace. En estudios realizados en áfidos, Tylianakis *et al.* (2004) reportaron que en zonas de cultivos de trigo próximas a parches florales el porcentaje de parasitoidismo era superior que en zonas más alejadas del mismo. En nuestro estudio la DVA, por la diversidad de especies que presenta, aportaría recursos complementarios para la alimentación de los parasitoides y esto favorecería el mayor porcentaje de parasitoidismo en las dos zonas próximas a la DVA, en comparación con las zonas medias en donde el parasitoidismo es menor. En las dos zonas más alejadas de la DVA, los elevados valores podrían explicarse por la llegada de parasitoides desde otros puntos del agroecosistema. El paisaje en donde se emplazó el ensayo era complejo y existían diferentes tipos de diversidad vegetal, tanto productiva como maíz, girasol, alfalfa y frutales, como asociada incluyendo forestales y flora serrana (Figura 6). Las distintas áreas vegetales en el agroecosistema pueden estar brindando refugio y fuentes de alimentación a los parasitoides, que luego se desplazaran al cultivo en estudio desde diferentes puntos del paisaje.

4.4.3 Riqueza taxonómica

En términos generales del estudio, la riqueza total de parasitoides emergidos de *R. nu* fue de 5 taxones. Este valor es levemente inferior a los 6 (Covelli, 2015; Zubiaurre *et al.*, 2015) y 7 parasitoides (Tulli *et al.*, 2018) diferentes registrados en el sudeste

bonaerense (9 diferentes en el conjunto de la bibliografía en Balcarce), y muy por debajo de los 9 reportados en el sur de Santa Fe (Molinari y Monetti, 1997) y 11 en Córdoba (Avalos *et al.*, 2004) y en el noroeste de Buenos Aires (Luna y Sánchez, 1999a). Una de las razones que podría explicar los menores valores de riqueza aquí presentados sería la menor abundancia de larvas obtenida en comparación con estudios previos del sudeste bonaerense. Tulli *et al.* (2019b) explican que cuando disminuye la abundancia de larvas de *R. nu*, la riqueza del complejo parasítico disminuye también. La variación en la abundancia de larvas determinaría la oferta de nichos para parasitoides con diferente especificidad, por lo que una baja densidad larval se relacionaría con una baja riqueza específica. Además, otras variables como el tamaño muestral, la metodología de muestreo, la duración del estudio, la cantidad de ciclos productivos analizados y las regiones ecoclimáticas de cada estudio, podrían modificar la riqueza de parasitoides obtenida.

Se registraron valores similares de riqueza entre zonas para las diferentes fechas (Figura 35). El máximo valor entre fechas, de 3 taxones, se obtuvo en la zona 6 el 27/2 y el 13/3, y en la zona 1 el 6/3 (Figura 35). La máxima riqueza en los taxones coincide con las tres fechas en las cuales se encontró la mayor abundancia de larvas (Figura 27). En la última fecha de muestreo se obtuvieron los menores valores de riqueza, con 1 solo taxón para las cuatro zonas donde se puede evaluar el parasitoidismo. Si bien en la mayoría de las fechas evaluadas se registraron diferentes valores entre las zonas, no se observó un patrón definido de asociación entre la cercanía a la DVA y la riqueza. Esto probablemente se deba a los bajos valores de riqueza obtenidos en el presente estudio. Marino y Landis (1996) señalan que la baja riqueza de especies parasitoides registrada en su estudio pudo dificultar la conclusión acerca del efecto de la proximidad a los hábitats naturales.

4.4.4 Composición taxonómica

Los parasitoides registrados correspondieron a los Órdenes Diptera e Hymenoptera. Dentro del primer Orden, se registró un individuo perteneciente a la Familia Tachinidae (Figura 30). Dentro de Hymenoptera, se registraron dos Familias: Braconidae, con los Géneros *Cotesia*, parasitoide solitario, (morfoespecie 1 de la que se registró en la trampa tipo Malaise) y *Microplitis*, y una especie, *A. brethesi*, y Encyrtidae con un Género, *Copidosoma* (morfoespecie 1 de la que se registró en trampa tipo Malaise) (Figura 31). Los ejemplares registrados coinciden con los

reportados previamente en el sudeste bonaerense parasitoidizando a *R. nu* (Covelli, 2015, Zubiaurre *et al.*, 2015; Tulli *et al.*, 2018).



Figura 30. Díptero parasitoide de la Familia Tachinidae emergido de larva de *Rachiplusia nu*. A: Adulto. B: Cocón. Balcarce 2017-2018.

El mayor porcentaje de parasitoidismo fue aportado para *A. brethesi* (47.4 %), seguido por *Copidosoma* sp. (31.3 %) y *Cotesia* sp. (11 %). El menor porcentaje 1.44 % fue registrado para *Microplitis* sp. y para Tachinidae, con un ejemplar cada uno. Considerando el tamaño larval, la abundancia relativa de los parasitoides dominantes entre tamaños fue similar. En larvas menores a 15 mm, se registró *A. brethesi* con el 54.55 % de parasitoidismo, seguido por *Copidosoma* sp. (30.3 %), *Cotesia* sp. (12.12 %) y *Microplitis* sp. (3.3 %). No se registró en dichas chicas parasitoidismo por ejemplares de Tachinidae. En las orugas iguales o mayores a 15 mm el orden de proporción de parasitoidismo fue similar para *A. brethesi* y *Copidosoma* sp., registrando 55.55 % y 33.33 %, respectivamente, y no se registró parasitoidismo por *Microplitis* sp. ni por *Cotesia* sp. La Familia Tachinidae registró el 11.11 %.

La abundancia relativa de cada especie de parasitoide difiere de lo reportado por Tulli *et al.* (2018), donde la dominante, en larvas menores a 15 mm, fue *Cotesia* sp. y *Aleiodes* sp., siendo *Copidosoma* sp. uno de los de menor porcentaje. Para las larvas iguales o mayores a 15 mm los parasitoides dominantes fueron los ejemplares de la Familia Tachinidae, siendo *Aleiodes* sp. segundo en orden de importancia. Tulli *et al.* (2019b) explican que mayores o menores abundancias de larvas pueden influir sobre la abundancia relativa de los parasitoides. Es así que cuando existieron bajas abundancias de *R. nu*, el porcentaje de parasitoidismo por *A. brethesi* aumentó en detrimento de los demás parasitoides. Esto podría deberse a que *A. brethesi* sea más competitivo o especialista, posea mejores estrategias de búsqueda, y como consecuencia ante bajas densidades del hospedador su aporte relativo aumenta (Tulli *et al.*, 2019b).

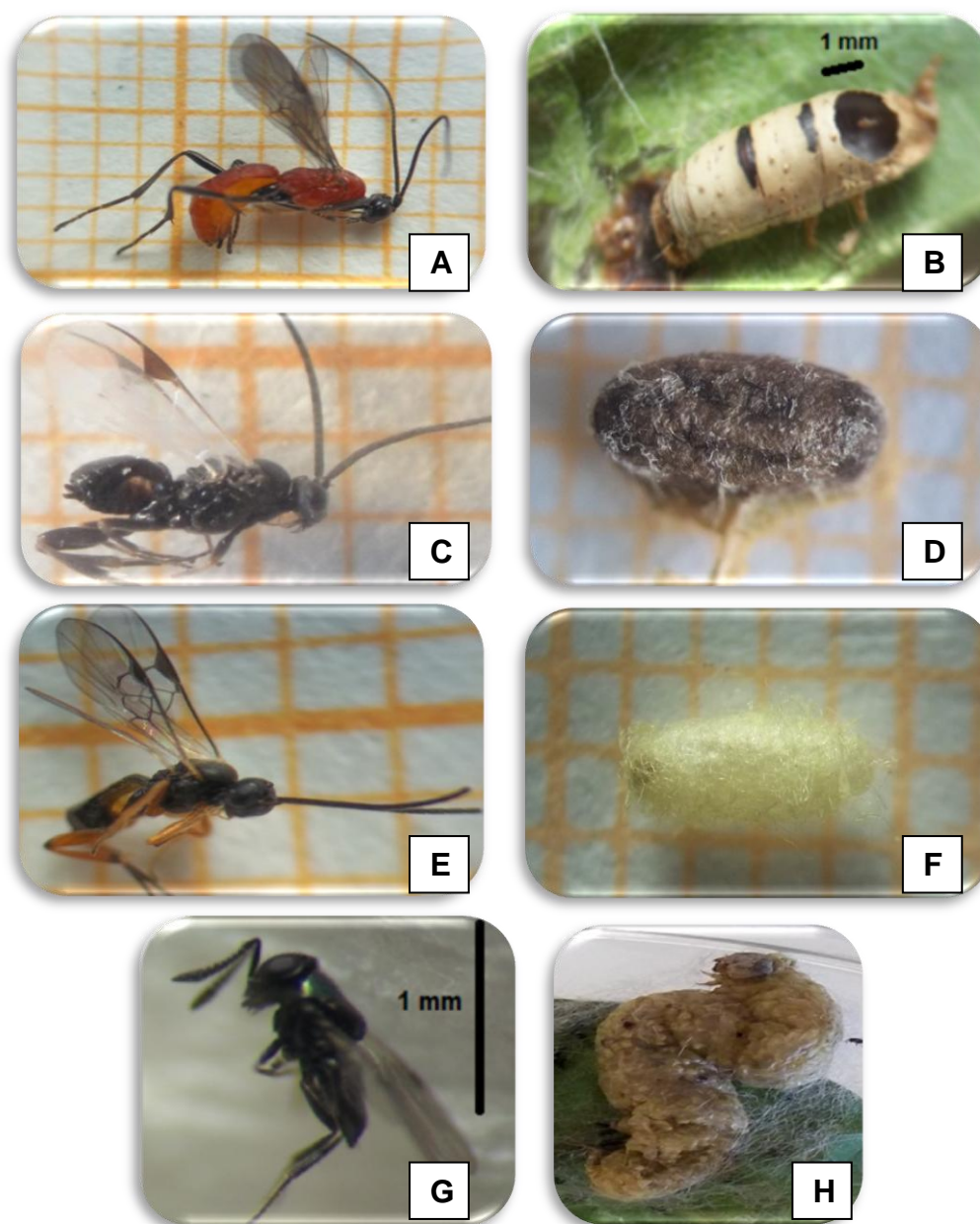


Figura 31. Himenópteros parasitoides emergidos de las larvas de *Rachiplusia nu*. *Aleiodes brethesi* (A: adulto y B: cocón), *Microplitis* sp. (C: adulto y D: cocón), *Cotesia* sp. (E: Adulto y F: cocón) y *Copidosoma* sp. (G: Adulto y H: larva de *Rachiplusia nu* muerta conteniendo las pupas del parasitoides en su interior). Balcarce 2017-2018.

Los registros taxonómicos por zona de muestreo (promedio entre fechas) (Figura 32) muestran a *A. brethesi* presente en todas las zonas de muestreo, a *Copidosoma* sp. en la mayoría de ellas, y al resto de los parasitoides, solo en algunas zonas de muestreo. En cuanto a la dominancia específica entre zonas, *A. brethesi* aportó el mayor porcentaje en las zonas 1, 3 y 7 (registrando ésta última el máximo valor de 75

%), y *Copidosoma* sp. se presentó como dominante en las zonas 2, 5 y 6 (valor máximo de 77.78 % en zona 2).

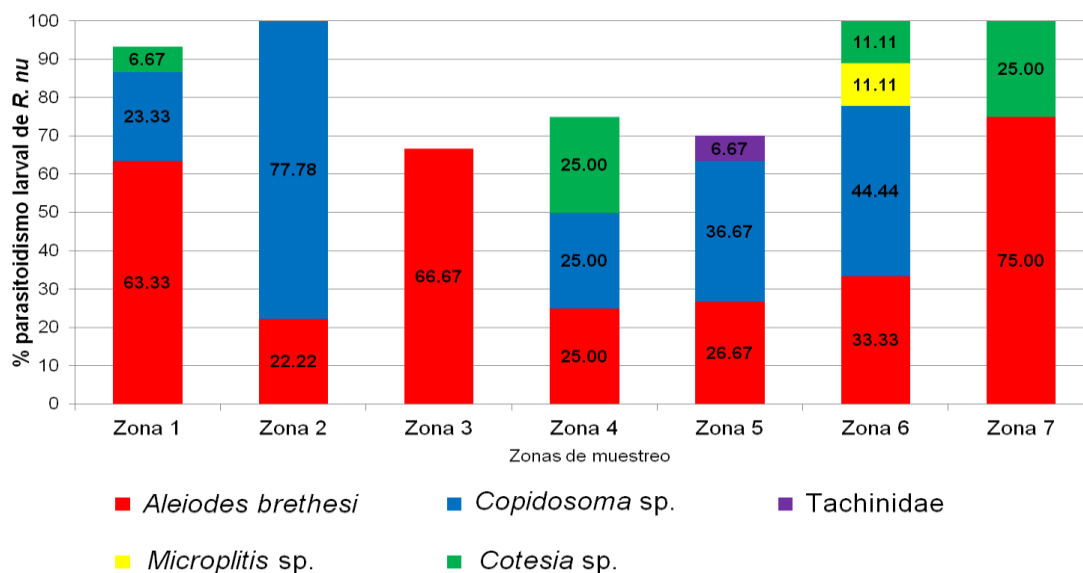


Figura 32. Porcentaje promedio entre fechas de parasitoidismo relativo por zona, y composición taxonómica de parasitoides. Balcarce 2017-2018.

El porcentaje de parasitoidismo por zona en cada fecha de muestreo fue variable entre zonas (Figura 33). En varias no se registró parasitoidismo en más de una fecha ya que no se colectaron larvas, a excepción de la zona 4 de la fecha 13/3 (Figura 33 C) en donde se colectó 1 larva sin parasitoidizar. *Aleiodes brethesi* y *Copidosoma* sp. estuvieron presentes en todas las fechas, *Cotesia* sp. solo en las dos primeras y *Microplitis* sp. y el ejemplar de la Familia Tachinidae, solo en una fecha (13/3) (Figura 33). Dada la dominancia de *A. brethesi* y *Copidosoma* sp. en el estudio (80 % del parasitoidismo aproximadamente), es esperable que fueran los parasitoides dominantes en todas las fechas. En cuanto a *Cotesia* sp., su presencia en las dos primeras fechas puede estar relacionada a la preferencia de este parasitoide por larvas pequeñas, es decir de los primeros estadios, de *R. nu* (Tulli *et al.*, 2019c). De las cuatro fechas con parasitoidismo larval, el 27/2 y 6/3 existió una mayor proporción de larvas pequeñas que grandes. En cuanto a los registros del taquinido y de *Microplitis* sp. el 13/3, podrían estar relacionados por un lado, a que el aumento del número de larvas hospedadoras colectadas estaría indicando un incremento de su abundancia, y por ello, una mayor disponibilidad de hospedadores podría ampliar la riqueza del complejo parasítico (Tulli *et al.*, 2019b). Por otro lado, se ha reportado la preferencia de estas dos especies de parasitoides por larvas más grandes que las

preferidas por *Cotesia* sp. (Tulli *et al.*, 2019c), siendo el 13/3 la fecha con mayor abundancia de larvas grandes.

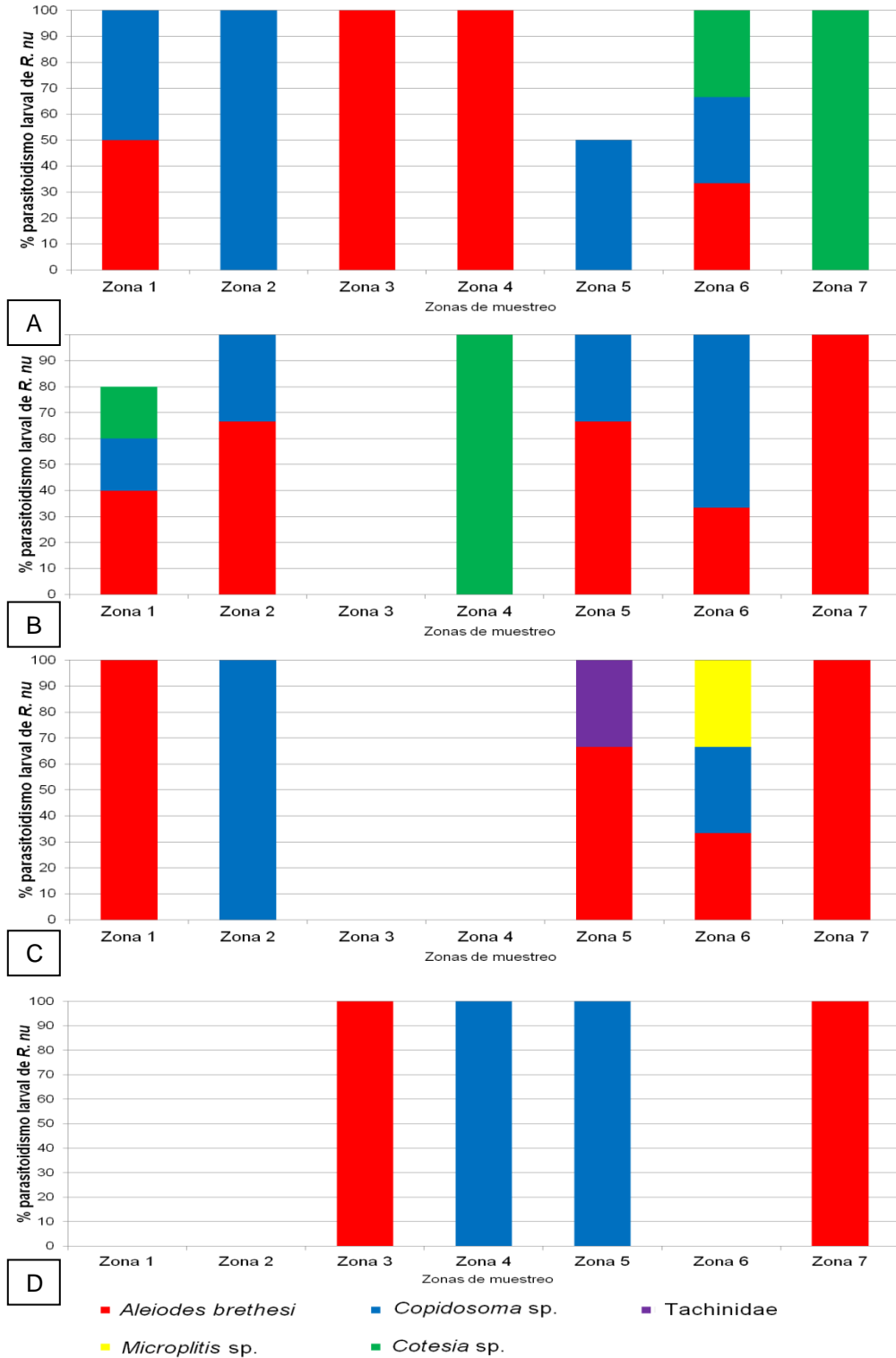


Figura 33. Porcentaje de parasitoidismo promedio relativo por zonas y por fecha. A: 27/2. B: 6/3. C: 13/3. D: 21/3. Balcarce 2017-2018.

4.5 Similitud entre los himenópteros parasitoides de *Rachiplusia nu* en movimiento y los emergidos de las larvas

Como se mencionó anteriormente, tres Géneros (dos con dos morfoespecies diferentes) y una especie de parasitoides de *R. nu* fueron registrados moviéndose desde la DVA al cultivo de soja, mientras que en la dirección contraria, lo hicieron avispas pertenecientes a dos Géneros (uno con dos morfoespecies diferentes) y una especie. En las diferentes zonas del cultivo de soja, se registró un rango de 1 a 3 especies o morfoespecies de himenópteros diferentes parasitoidizando larvas de *R. nu*. Ejemplares de los Géneros *Copidosoma* y *Cotesia*, para los que fueron registradas dos morfoespecies en movimiento, emergieron de larvas colectadas en el cultivo, solo una morfoespecie de cada uno (morfoespecie 1 de cada uno). En la Figura 34 se observan los Índices de Jaccard (IJs) calculados utilizando el valor máximo de riqueza obtenido en cada dirección de vuelo y los obtenidos en cada zona de muestreo del cultivo.

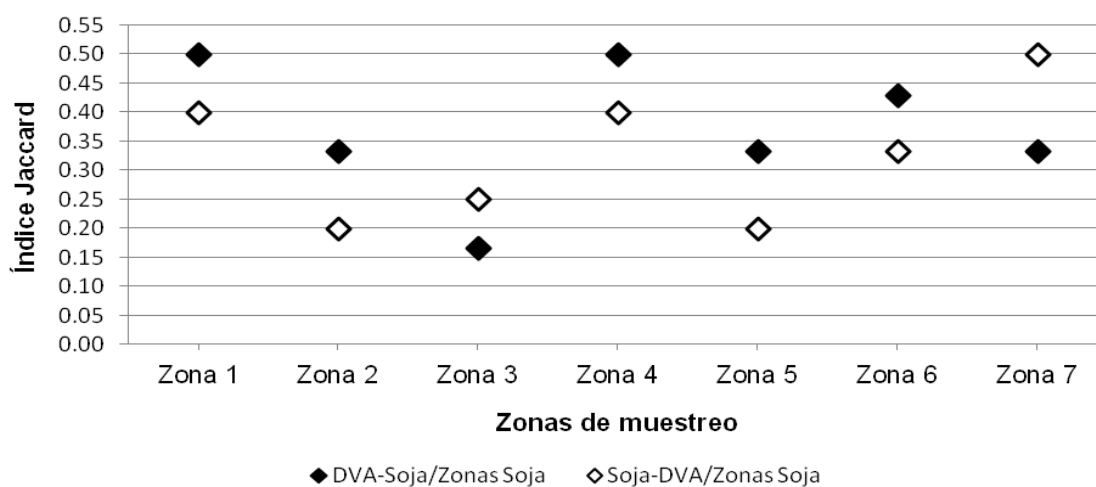


Figura 34. Índice de Jaccard calculado para himenópteros parasitoides entre la riqueza máxima de ambas direcciones de vuelo y las zonas del cultivo. Balcarce 2017-2018.

En general la similitud entre las comunidades de himenópteros parasitoides que se movilizan desde la DVA al cultivo y viceversa fueron medias a bajas (≤ 0.5). En la zona más próxima a la DVA los valores de los índices de las dos direcciones de vuelo fueron de los mayores registrados, y en las dos zonas siguientes ocurrió una disminución de los mismos. Dado que valores altos de este índice indican una mayor similitud de especies entre los puntos comparados, podemos inferir que en los primeros 90 m desde la DVA la similitud entre las comunidades de parasitoides, que se movilizan entre los dos hábitats y los que parasitoidizan las larvas en el campo,

disminuye. González *et al.* (2015) también registraron los mayores valores de este índice en zonas del cultivo de soja cercanas al bosque (Bosque Chaco Serrano, Provincia de Córdoba) con un descenso al alejarse del mismo, coincidiendo con lo hasta aquí reportado. Sin embargo, entre los 90 m y los 120 m desde la DVA (zona 4) los valores aumentaron, con una disminución en la zona 5 y, otra vez, aumento en las zonas más alejadas, evidenciando variación de la similitud en las zonas más alejadas de la DVA.

En 5 de las 7 zonas del cultivo, incluyendo las dos más próximas a la DVA, la similitud fue mayor entre los parasitoides que se movilaron desde la DVA al cultivo y los que emergieron de las larvas, en comparación con el sentido contrario de movimiento (Figura 34). Nuevamente, se pone de manifiesto la importancia que tienen los hábitats naturales en el agroecosistema para el aporte de las especies de parasitoides que regularán las larvas de *R. nu* en el cultivo.

En un contexto de baja abundancia de larvas a nivel de cultivo, la variación en la abundancia de las mismas en las diferentes zonas, para cada fecha, mostró no afectar el porcentaje de parasitoidismo. Esto se observa en la mayoría de las zonas los porcentajes de parasitoidismo obtenidos fueron del 100 % (Figura 35).

En la fecha del 27/2, solo se registraron larvas menores de 15 mm y se produjo un aumento de densidad respecto de fechas previas (Figura 35) y un elevado parasitoidismo, lo que permitiría regular la población y evitar el desarrollo larval y los mayores daños al cultivo. En las siguientes dos fechas, 6/3 y 13/3, la abundancia de larvas iguales o mayores a 15 mm aumentó, no obstante los elevados porcentajes de parasitoidismo regularon la población produciendo un descenso su abundancia hacia el 21/3 (Figura 35).

Independientemente de la riqueza de parasitoides de cada zona en cada fecha, los valores de parasitoidismo fueron elevados (Figura 35). Por lo que se puede inferir que aunque la riqueza sea baja, *A. brethesi* es, a su vez, eficiente parasitoidizando a la mayoría de las larvas. Es de destacar que, de acuerdo a Tulli *et al.*, 2019b, dicho parasitoide empupa momificando a la larva de *R. nu* impidiendo que las mismas superen los 25 mm. Esto resulta de importancia dado que, de acuerdo a Barrionuevo (2011), a los 24 mm la larva alcanza el sexto estadio, por lo que se evitaría entonces que las mismas alcancen el tamaño donde su consumo es máximo, según lo reportado por Gamundi y Buhmann (1983). Si bien la riqueza fue baja, prácticamente en todas las zonas donde la abundancia de larvas fue mayor se detectaron las mayores

riquezas, siendo la única excepción la zona 7 del 13/3 en donde solo existió una especie (Figura 35).

Durante la mayoría de las fechas de evaluación de movimiento de parasitoides previas al 27/2, se detectaron ejemplares citados como reguladores de *R. nu* en dirección al cultivo, coincidiendo algunos con los registrados parasitoidizando larvas (Figura 36). Los Géneros *Conura* sp., *Copidosoma* sp. (M2) y de *Cotesia* sp. (M2) que fueron registrados en dirección al cultivo, no parasitoidizaron larvas. Probablemente ante la baja densidad de larvas estos parasitoides no fueron tan eficientes como *A. brethesi*. Además, se ha reportado que ejemplares del Género *Conura* se pueden comportar como hiperparasitoides (Tavares y Aquino, 2014). El registro de *A. brethesi* y *Copidosoma* sp. (M1) movilizándose solo el 2/3 y 13/3, respectivamente, y parasitoidizando larvas durante las cuatro fechas (Figura 36), podría estar relacionado a su comportamiento vuelo. Por ejemplo, su altura de vuelo mayor que la altura de las trampas tipo Malaise, dificulte su captura. Además, podrían llegar estos y otros parasitoides desde otras vegetaciones presentes en el agroecosistema.

La morfoespecie 1 de *Cotesia* sp., si bien se detectó movilizándose desde el 20/2 hasta el final del estudio, solo se registró parasitoidizando el 27/2 y el 6/3. Probablemente el aumento del tamaño larval y la mayor proporción de larvas grandes en las dos últimas dos fechas (13/3 y 21/3) limitó el parasitoidismo por esta especie, dada su preferencia por larvas entre 6 y 10 mm (Tulli *et al.*, 2019c). En cuanto a *Microplitis* sp., no se registraron movilizándose pero si parasitoidizando. Es de considerar que se registró solo una sola larva parasitoidizada, con lo que resulta difícil inferir la causa de la ausencia del movimiento: posible intercambio con otros puntos de agroecosistema o escasa presencia del Género *Microplitis* en dicho año en el agroecosistema estudiado.

A la luz de los resultados del estudio de movimiento de la comunidad de parasitoides desde el cultivo a la DVA, se pone de manifiesto la función de la DVA en el aporte de hospedadores alternativos y/o fuentes vegetales de alimentación. Al registrar ejemplares de *A. brethesi* y la morfoespecie 1 de *Cotesia* sp., que parasitoidizaron larvas, y de *Chelonus* sp. y *Cotesia* sp. (M2) dirigiéndose desde el cultivo de soja a la DVA (Figura 36), se demuestra la importancia de conservar este tipo de hábitat en el agroecosistema, como fuente de recursos alimenticios y/o refugio.

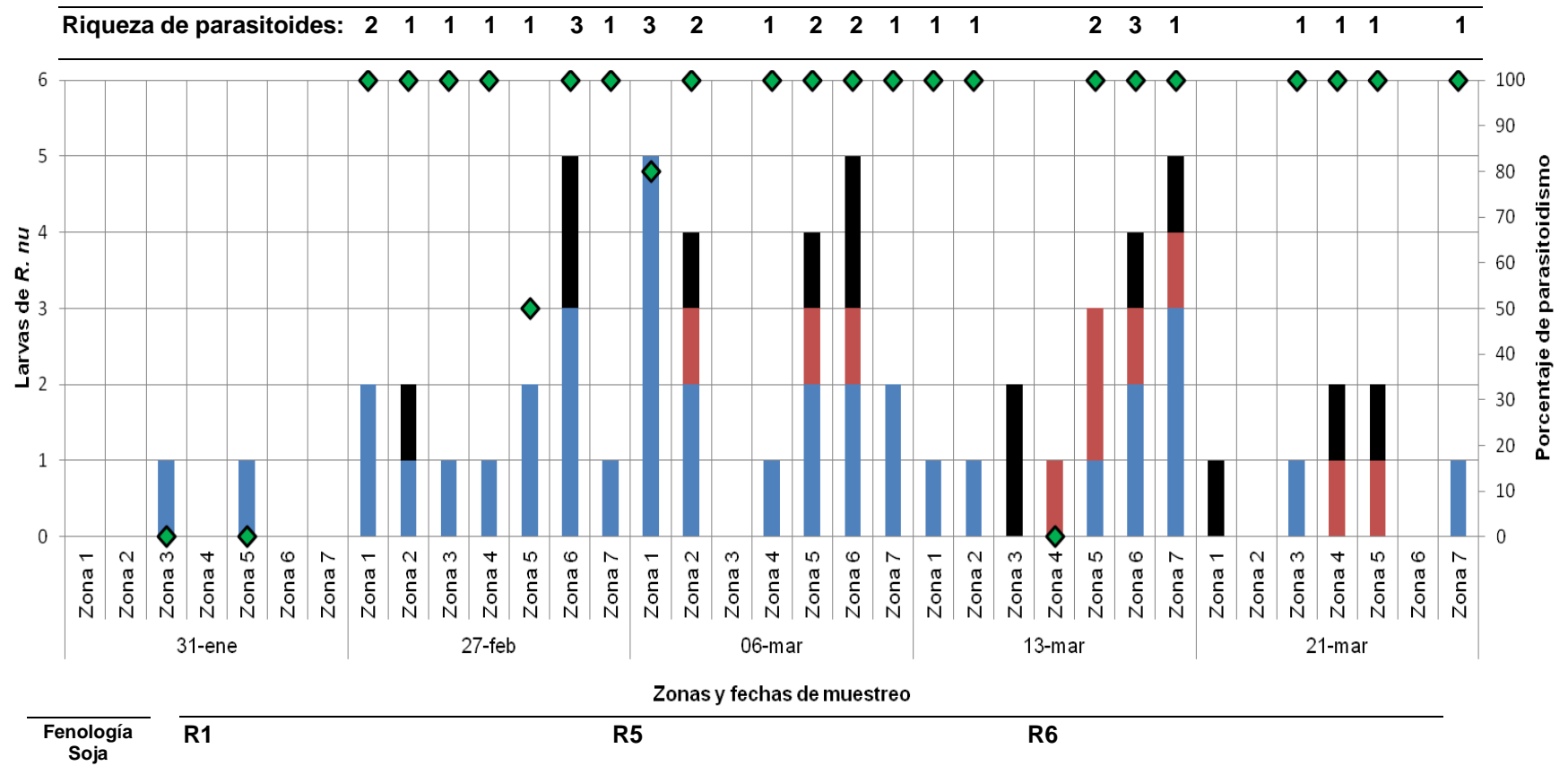


Figura 35. Abundancia total de larvas, parasitoidismo larval de *Rachiplusia nu* y riqueza de sus parasitoides por fecha y zona de muestreo. Barras azules: larvas < 15 mm - Barras: rojas: larvas ≥ 15 mm - Barras negras: larvas muertas - Rombo verdes: porcentaje parasitoidismo. Balcarce 2017-2018.

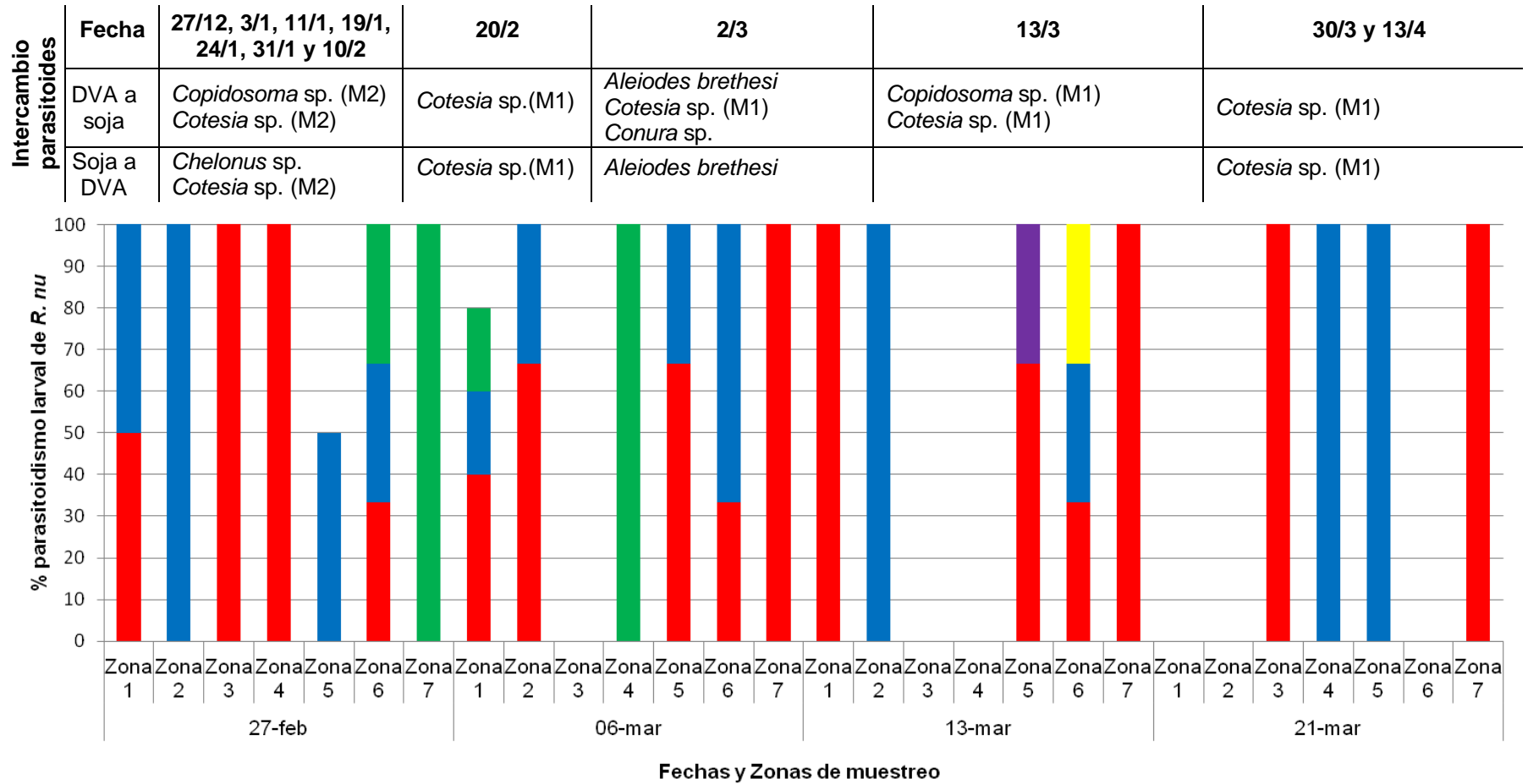


Figura 36. Parasitoidismo relativo de *Rachiplusia nu* por fecha y zona de muestreo (Barras) e intercambio de parasitoides con la diversidad vegetal asociada (DVA) (Tabla superior). Barras rojas: *Aleiodes brethesi* - Azules: *Copidosoma* sp. - Verdes: *Cotesia* sp. - Amarilla: *Microplitis* sp. - Violeta: Tachinidae. Balcarce 2017-2018.

4.6 Predadores de *Rachiplusia nu*

4.6.1 Abundancia total, riqueza y composición taxonómica de predadores

Se colectaron 1647 artrópodos predadores durante todo el período de muestreo, correspondientes a las Clases Arachnida, Orden Araneae, e Insecta, Órdenes Hemiptera (Suborden Heteroptera), Neuroptera y Coleoptera.

Las “arañas” fueron los predadores dominantes durante el estudio, aportando más de la mitad de los individuos capturados (Tabla 8). Esto difiere de lo reportado previamente por Martiarena (2014), quien en muestreos con paño vertical en follaje de soja, reportó una mayor abundancia relativa de “chinchas predatoras”. La mayor proporción de “arañas” colectadas en el presente estudio puede estar relacionada al método de muestreo utilizado (red de arrastre). Buffington y Redak (1998) capturaron una mayor abundancia de “arañas” cuando utilizaron red de arrastre en comparación con el método de aspiración de individuos. Además, señalan que el barrido con red sería el mejor método si se quiere maximizar la colecta de “arañas”. Por otro lado, González *et al.* (2017) han reportado que la mayor o menor proporción de bosques en el paisaje puede afectar la composición de la comunidad de enemigos naturales presentes en soja. La mayor diversidad de especies vegetales presentes en este estudio, incluyendo vegetación arbórea, podría estar generando aumentos en la abundancia relativa de “arañas”. Esto coincide con lo reportado en cultivos de trigo en Alemania, donde al aumentar el porcentaje de hábitats no cultivados en el paisaje, bosques o pastizales, favorece la abundancia de ciertas Familias de “arañas” (Schmidt *et al.*, 2008).

Siguieron en orden de importancia las “chinchas predatoras” pertenecientes a diferentes Familias del Orden Hemiptera, las cuales fueron relativamente abundantes (Tabla 8). Las “crisopas” y las “vaquitas” (Orden Coleoptera, Familia Coccinellidae) fueron las de menor abundancia relativa (Tabla 8). En cuanto a la composición taxonómica registrada, ésta coincide en gran medida con lo reportado anteriormente por Martiarena (2014), registrando en el presente trabajo además un nuevo Género de “chinchas predatoras”, y ejemplares de “coccinélidos”.

Al comparar los valores de abundancia calculada para el total de predadores colectados por fecha y zona de muestreo, se detectó interacción entre ambas variables (p -valor: 0.0016). Solo en dos fechas (10/2 y 16/2) se detectaron diferencias significativas entre zonas, probablemente por la variabilidad de los datos (Tabla 9). No obstante se evidenció una tendencia a registrar la mayor abundancia en alguna de las

zonas más alejadas a la DVA (de la zona 4 en adelante) en 6 de las 7 fechas de muestreo (Tabla 9).

Tabla 8. Aporte relativo de artrópodos predadores. Balcarce 2017-2018.

Clase	Orden	Aporte relativo (%)
Arachnida	Araneae	58.6
Insecta	Hemiptera	33
	Neuroptera	8.15
	Coleoptera	0.25

Tabla 9. Abundancia promedio de predadores (individuos/golpe de red) de todas las zonas y fechas de muestreo. Letras iguales indican diferencias no significativas entre zonas para cada fecha. Balcarce 2017-2018.

Fecha	31/1	10/2	16/2	27/2	7/3	16/3	27/3
Zona	Indiv./ golpe	Indiv./ golpe	Indiv./ golpe	Indiv./ golpe	Indiv./ golpe	Indiv./ golpe	Indiv./ golpe
1	0.125 a	0.163 b	0.525 b	0.488 a	0.400 a	0.213 a	0.188 a
2	0.088 a	0.400 a	0.738 ab	0.825 a	0.388 a	0.263 a	0.175 a
3	0.088 a	0.188 b	0.550 ab	0.638 a	0.513 a	0.200 a	0.075 a
4	0.075 a	0.250 ab	0.913 a	1.250 a	0.525 a	0.175 a	0.213 a
5	0.175 a	0.300 ab	0.863 ab	0.838 a	0.638 a	0.063 a	0.175 a
6	0.113 a	0.163 b	0.788 ab	1.150 a	0.625 a	0.138 a	0.325 a
7	0.288 a	0.263 ab	0.863 ab	1.250 a	0.763 a	0.288 a	0.200 a

La fluctuación del total de predadores para cada zona de muestreo mostró las mayores abundancias en mitad del periodo (16/2, 27/2 y 7/3) y las mínimas al inicio y al final del mismo (Figura 37).

La mayor abundancia de artrópodos predadores en las zonas más alejadas difiere de lo reportado por González *et al.* (2017), en la provincia de Córdoba, quienes registraron mayores valores de la misma en la zona del cultivo de soja más próxima al bosque nativo con disminución en las zonas subsiguientes, y nuevos incrementos a medida que se alejaban del bosque.

Durante el desarrollo del cultivo los controladores biológicos colonizarán y se distribuirán en el mismo en búsqueda de presas y microclimas benignos, situación que se verá favorecida por la presencia de la DVA que funcionaría como un banco de

conservación y provisión de enemigos naturales. La tendencia observada en la concentración de predadores en las zonas más alejadas de la DVA podría indicar que, luego de la colonización del cultivo, las condiciones de disponibilidad de presas fueron mejores en dichas zonas, incluyendo no solo a *R. nu* sino otros ítems, dada su condición de predadores generalistas. Pearce y Zalucki (2006) en estudios realizados en cultivos de soja en Australia, reportaron una asociación positiva entre los predadores y las plagas presentes sobre el follaje, siendo significativa en cuatro de los siete sitios estudiados. *Rachiplusia nu* es una de las especies fitófagas, entre otras, de las que los predadores podrían alimentarse, por lo que sería necesario evaluar la distribución y el efecto de otras presas sobre los mencionados zoófagos.

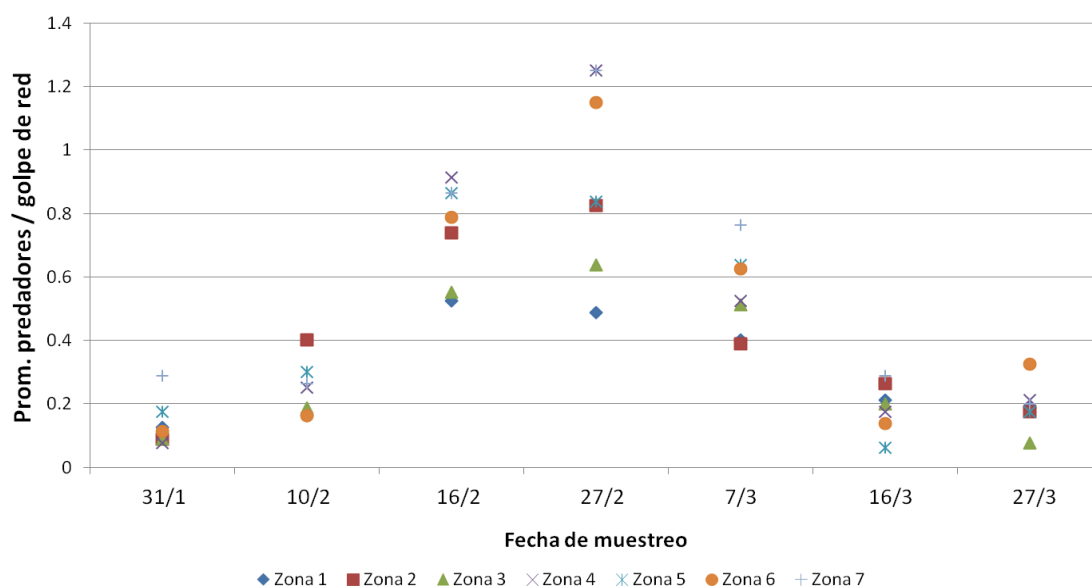


Figura 38. Fluctuación poblacional del total de predadores. Balcarce 2017-2018.

El valor general de riqueza de la comunidad de predadores registrado fue de 40 taxones, incluyendo 32 morfoespecies de “arañas” diferentes, 3 Géneros de “chinchas predatoras”, 1 Familia de “crisopas” y 4 morfoespecies de “coccinélidos”.

El rango de riqueza observado por zona para cada fecha fue de 4 a 15 taxones. En términos generales la tendencia presentó aumentos de las riquezas desde la primera fecha de muestreo hasta el 7/3, donde se registraron los máximos valores, presentando el 16/3 y el 27/3 valores intermedios. Entre zonas, fue variable para cada fecha. El 31/1, 16/2 y 27/3 los mayores valores se registraron en alguna de las tres zonas más alejadas de la DVA, pero 10/2, 7/3 y 16/3 en zonas cercanas a la DVA. El 27/2 fue particular ya que los valores más altos se registraron tanto cerca como lejos de la DVA (Tabla 10). El patrón errático lleva a pensar que, al igual que la abundancia,

la riqueza de predadores podría estar influenciada por la concentración de presas dentro del cultivo.

Tabla 10. Riqueza de taxones de predadores por fecha y zona de muestreo. Balcarce 2017-2018.

Fecha	31/1	10/2	16/2	27/2	7/3	16/3	27/3
Zona							
Zona 1	8	7	8	11	11	8	9
Zona 2	4	10	9	9	15	13	10
Zona 3	4	7	7	9	10	9	4
Zona 4	4	7	8	10	11	8	10
Zona 5	8	5	10	11	13	4	9
Zona 6	6	4	9	10	13	7	11
Zona 7	11	7	9	11	11	9	11

4.6.2 Clase Arachnida

Se registraron en total 965 ejemplares de “arañas”. Al ajustar un modelo mixto con heterogeneidad de varianza por fecha de muestreo, se determinó que existió interacción entre fecha y zona en la abundancia de estos predadores (p-valor: 0.0039). Solo en las dos primeras fechas de muestreo (31/1 y 10/2) se registraron diferencias estadísticamente significativas entre zonas. En las demás fechas, si bien gráficamente se observan diferencias en las abundancias promedio de “arañas” (Figura 38), estas no pudieron ser comprobadas estadísticamente. En las fechas 16/2, 27/2, 7/3 se registraron las mayores abundancias de “arañas”, y en las últimas dos de estas fechas se registró mayor abundancia de las mismas a medida que nos alejamos de la DVA. En estas fechas, este patrón de distribución espacial de la abundancia coincide con una mayor abundancia de larvas de *R. nu*, no así en las demás fechas.

Argañarás (2009) en estudios en cultivo de soja en Tucumán, señala que, en términos generales, la densidad de la comunidad de “arañas” decrece desde el borde, próximo a un hábitat adyacente heterogéneo, hacia el centro del cultivo de soja, evidenciando colonización de las mismas desde dichos hábitats. Beltramo *et al.* (2006) señalan que en cultivos de soja (provincia de Santa Fe) con flora espontánea en los márgenes, la densidad de “arañas” es menor en zonas cercanas al borde respecto a la registrada en el centro del cultivo, coincidiendo con la tendencia registrada en algunas fechas del presente estudio. Dichos autores atribuyen dicho comportamiento a que probablemente las “arañas” colonicen desde los bordes hacia el centro del cultivo, en donde encuentran mejores condiciones ecológicas para su desarrollo, como mayor

abundancia de recursos alimenticios y condiciones equilibradas de temperatura, radiación y humedad. Considerando que las estrategias de caza y la preferencia por ciertos microhábitats promueven la especialización en las “arañas” (Nyffeler, 1999), probablemente las modificaciones en la estructura de la vegetación podrían producir cambios en los ensamblajes de estos artrópodos (Bonte *et al.*, 2002), situación similar al cultivo durante su desarrollo fenológico.

Argañarás (2009) señala también que determinadas Familias de “arañas” se registran en mayor abundancia en determinados hábitats, evidenciando la preferencia de cada una por determinados nichos. Duelli *et al.* (1990) reportaron estas preferencias y en algunos casos a nivel de especie, en donde las abundancias eran mayores en el centro del hábitat y disminuían hacia los bordes.

El rango de riqueza de “arañas” por zona para cada fecha fue de 2 a 12 morfoespecies diferentes (Figura 39). En términos generales la tendencia registró aumentos de la riqueza desde la primera fecha de muestreo hasta el 7/3, donde se registraron los valores más altos en la mayoría de las zonas, presentando el 16/3 y el 27/3, valores intermedios. Entre zonas, fue variable para cada fecha. El 31/1, 16/2 y 27/3 los mayores valores se registraron en alguna de las tres zonas más alejadas de la DVA, pero en las demás fechas en alguna de las dos zonas más cercanas (Tabla 11). Probablemente, la riqueza de “arañas” podría estar influenciada por la concentración de presas en el cultivo.

Tabla 11. Riqueza de morfoespecies de “arañas” por fecha y zona de muestreo. Balcarce 2017-2018.

Fecha							
Zona	31/1	10/2	16/2	27/2	07/3	16/3	27/3
Zona 1	6	5	6	9	9	5	7
Zona 2	4	8	7	6	12	11	8
Zona 3	2	4	3	6	8	7	3
Zona 4	3	5	6	7	10	7	8
Zona 5	8	3	8	7	11	3	8
Zona 6	5	2	6	7	10	6	11
Zona 7	10	5	6	8	8	6	8

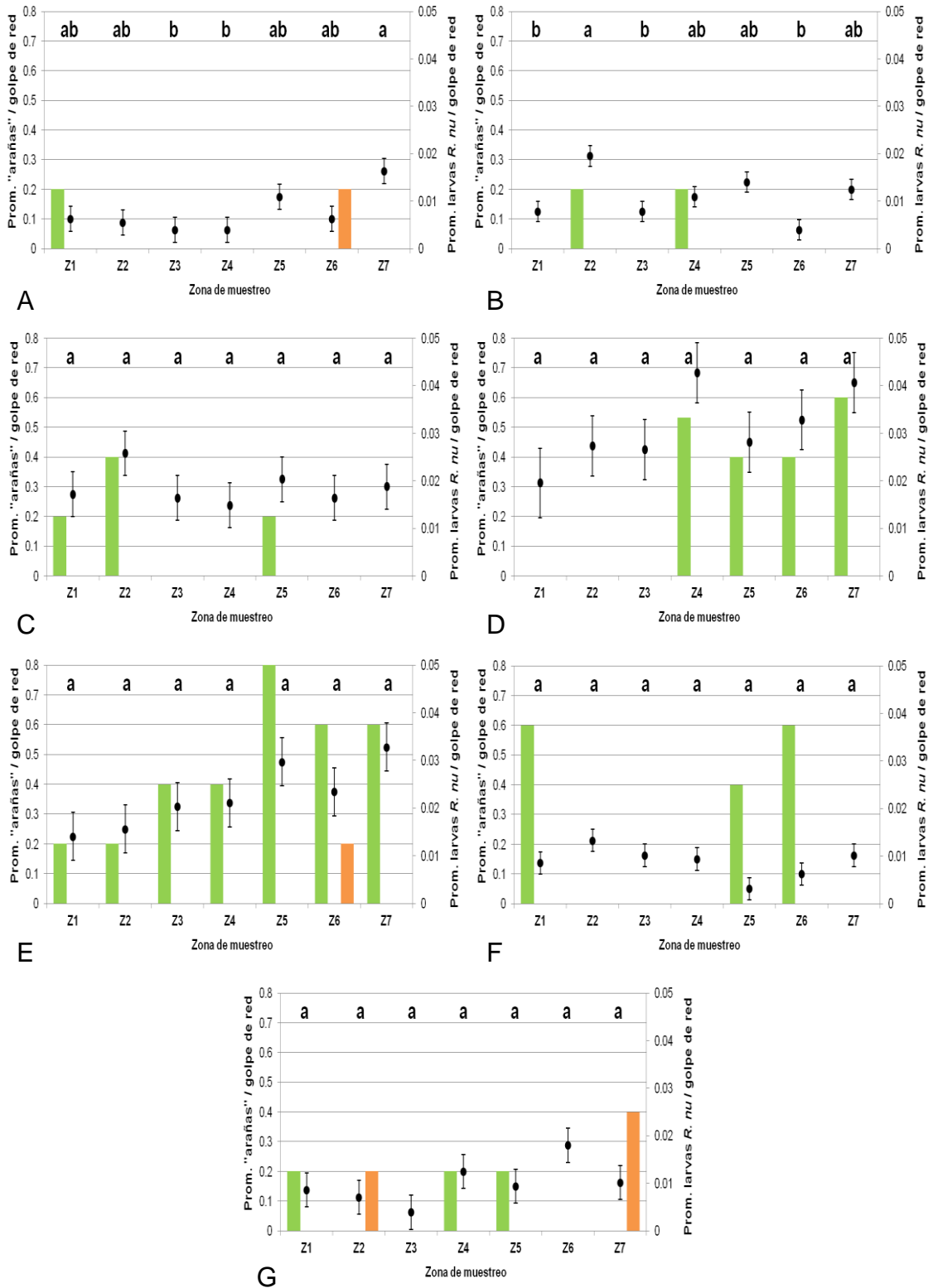


Figura 37. Distribución espacial de “arañas”, en zonas (Z), por fecha (Puntos negros) (\pm Error estándar). Las barras representan la abundancia de larvas de *Rachiplusia nu* (Verde: <15 mm - Naranja: \geq 15mm). Letras iguales indican diferencias no significativas en la abundancia de “arañas” entre zonas. A: 31/1. B: 10/2. C: 16/2. D: 27/2. E: 7/3. F: 16/3. G: 27/3. Balcarce 2017-2018.



Figura 38. Ejemplares de algunas de las morfoespecies de “arañas” colectadas. Balcarce 2017-2018.

4.6.3 Clase Insecta

“Chinches predadoras”

De los 682 insectos predadores colectados, 544 ejemplares fueron hemípteros heterópteros con hábito predador. Al analizar su abundancia mediante un modelo mixto con heterogeneidad de varianza por fecha de muestreo, se registró interacción entre fecha y zona (p -valor: 0.0086) (Figura 40).

Al igual que las “arañas”, la fluctuación temporal de la abundancia de las “chinches predadoras” mostró los mayores valores en las tres fechas intermedias del periodo de muestreo (16/2, 27/2 y 7/3). El 27/2, la abundancia no se diferenció significativamente pero mostró una tendencia a un incremento en las zonas más alejadas de la DVA. Coincidentemente, en la misma fecha se registró una mayor abundancia de larvas de *R. nu* en dichas zonas (Figura 40). En las fechas restantes los ejemplares colectados fueron escasos y no existió un patrón claro en la tendencia de distribución espacial (Figura 40). Lo observado en este estudio con respecto a una mayor abundancia de las “chinches predadoras” en períodos intermedios del ciclo del cultivo coincide en parte con lo reportado por Miliczky y Horton (2005) en sus estudios de predadores en frutales en Washington y Oregon, EE.UU. Ellos reportaron que en el caso de insectos predadores, con dominancia de “chinches predadoras”, la relación entre abundancia y distancia al borde de vegetación nativa fue variable dependiendo del mes de

muestreo, con disminuciones y aumentos de abundancia a medida que la zona estaba más alejada del borde, coincidiendo este último patrón con lo registrado en el presente trabajo el 27/3.

Se identificaron 3 Géneros de “chinchas predatoras” pertenecientes a 3 Familias distintas: *Orius* sp., *Nabis* sp. y *Geocoris* sp. El rango de riqueza observado por zona para cada fecha fue de 1 a 3 Géneros. El 16/2 se registró el valor máximo de riqueza en la zona 3. En términos generales, el 27/2 fue la fecha con mayor equidad de riqueza entre zonas, ya que se registraron en la mayoría de las zonas 2 Géneros de “chinchas predatoras” (Tabla 12).

La especie *Orius* sp. (Familia Anthocoridae) fue claramente dominante, aportando el 94.85 % de los ejemplares colectados. De ellos, 219 fueron ninfas y 297 adultos. Luego en orden de importancia, se colectaron 26 individuos (10 ninfas y 16 adultos) de *Nabis* sp., contribuyendo con un 4.79 % a la abundancia, y 1 ejemplar adulto de *Geocoris* sp. (0.001 %) (Figura 41). Individuos de los Géneros *Orius* y *Nabis* ya habían sido reportados presentes en el follaje de diferentes genotipos de soja por Martiarena (2014). Así mismo, dicho autor había señalado la dominancia del Género *Orius* con respecto a *Nabis*.

La distribución de estas pequeñas “chinchas predatoras” en el cultivo estaría influenciada por la concentración de presas que las mismas puedan dominar y consumir. Si bien son predadores generalistas, se ha citado por ejemplo la preferencia de *Orius* sp. por los trips (Lefebvre *et al.*, 2013; Martiarena, 2014). La mayor disponibilidad de larvas pequeñas de *R. nu*, tamaño que pueden consumir, favorecerá el desarrollo de las chinchas, pero es una más de sus presas. La concentración y mayor abundancia de otros artrópodos como “trips”, “arañuelas” (Arachnida: Acari), “pulgonos”, entre otros, podría modificar la distribución espacial de estos predadores dentro del cultivo.

El comportamiento descrito se pone de manifiesto si comparamos los gráficos C, D y E de la Figura 40. En los dos primeros se observa una tendencia de mayor abundancia de “chinchas predatoras” de la zona 4 en adelante, pero en el C prácticamente el valor de larvas es cero, mientras que en el D presenta larvas en las cuatro zonas. En una fecha posterior, gráfico E, la abundancia de larvas de *R. nu* aumentó hacia zonas alejadas de la DVA, pero la abundancia de “chinchas predatoras” prácticamente no se modifica entre zonas. Probablemente la abundancia de chinchas responde a la concentración de otras presas.

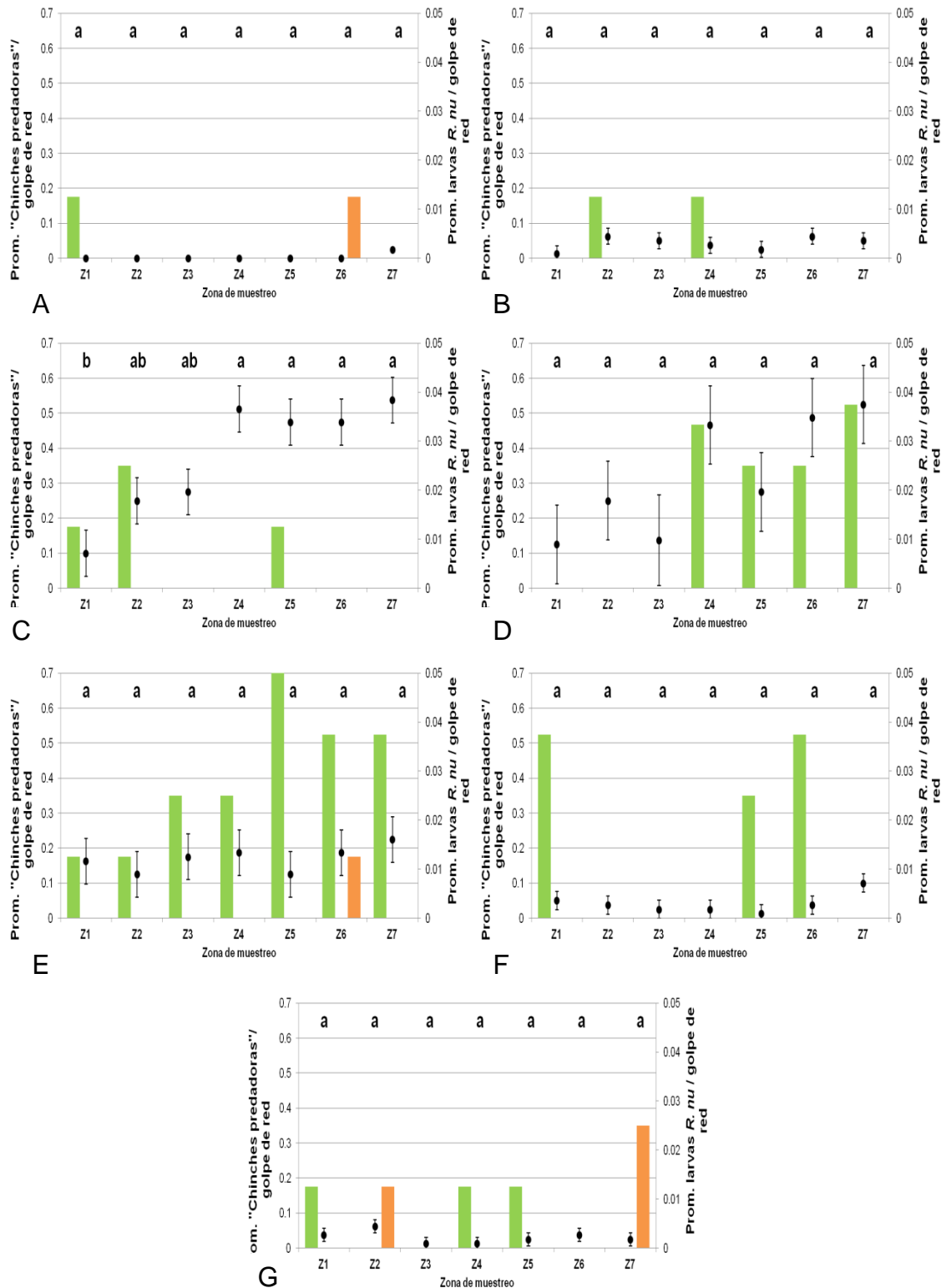


Figura 39. Distribución espacial de “chinchas predadoras” por fecha (Puntos negros) (\pm Error estándar). Las barras representan la abundancia de larvas de *Rachiplusia nu* (Verde: <15 mm - Naranja: \geq 15mm). Letras iguales indican diferencias no significativas en la abundancia de “chinchas predadoras” entre zonas. A: 31/1. B: 10/2. C: 16/2. D: 27/2. E: 7/3. F: 16/3. G: 27/3. Balcarce 2017-2018.

Tabla 12. Riqueza de Géneros de “chinchas predadoras” por fecha y por zona de muestreo. Balcarce 2017-2018.

Fecha							
Zona	31/1	10/2	16/2	27/2	7/3	16/3	27/3
Zona 1	0	1	1	1	1	2	1
Zona 2	0	1	1	2	2	1	2
Zona 3	0	2	3	2	1	1	1
Zona 4	0	1	1	2	1	1	1
Zona 5	0	1	1	2	1	1	1
Zona 6	0	1	2	2	2	1	1
Zona 7	1	1	2	2	2	2	2

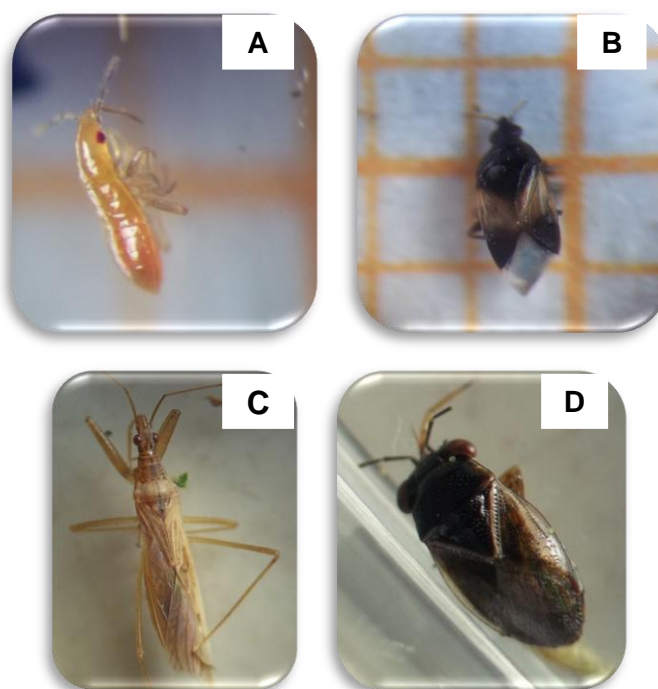


Figura 40. “Chinchas predadoras”. A: Ninfa *Orius* sp. B: Adulto *Orius* sp. C: Adulto *Nabis* sp. D: Adulto *Geocoris* sp. Balcarce 2017-2018.

“Crisopas” y “Vaquitas”

Se colectaron en total 134 larvas de “crisopas” (Figura 42). Su abundancia, no arrojó interacción estadística entre fecha y zona (p-valor: 0.13), ni tampoco se detectó un efecto de la zona de muestreo (p-valor: 0.33). Se han reportado diferentes distribuciones espaciales en cultivos con bordes arbóreos según de qué especie “crisopa” se trate. Paoletti *et al.* (1997) en estudios realizados en Italia, reportaron que la presencia de la especie *Hemerobius mumulinus* L. (Neuroptera: Hemerobiidae) se

concentró en los bordes de lotes de trigo con vegetación arbórea, y para el caso de *Hemerobius simulans* Walker (Neuroptera: Hemerobiidae) únicamente se registró en el borde de vegetación arbórea. Por otro lado, en cultivo de alfalfa, no se registró efecto del borde sobre la distribución de *Chrysoperla carnea* Stephens (Neuroptera: Chrysopidae).



Figura 41. Larva de “crisopa”. Balcarce 2017-2018.

La fluctuación poblacional presentó los máximos valores en la mitad del periodo de muestreo (16/2 y 27/2) siendo estadísticamente diferentes de las demás fechas (Figura 43). La fluctuación poblacional coincide con el resto de los predadores colectados y los mayores valores de abundancia de “crisopas” se correspondieron con aumentos en la abundancia de larvas menores a 15 mm de *R. nu* (Figura 43).

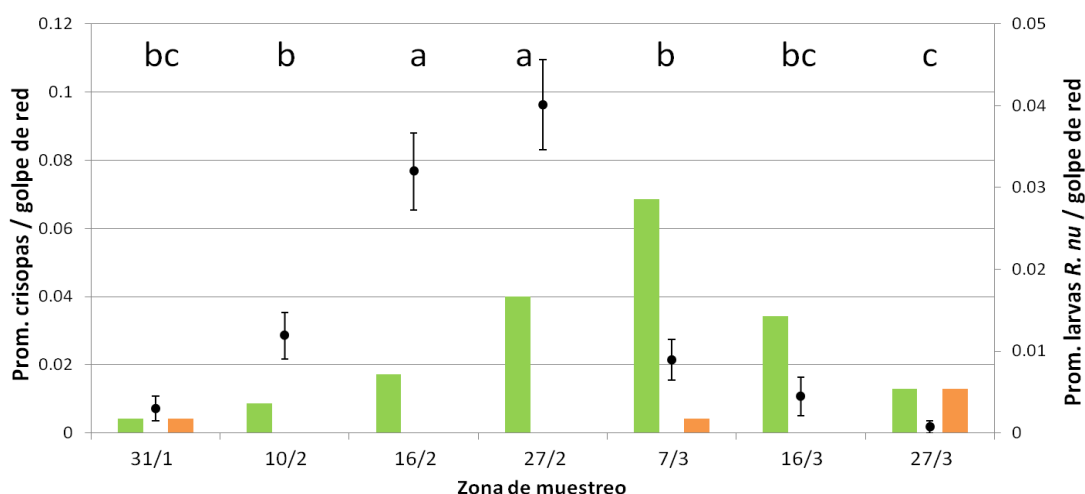


Figura 42. Fluctuación poblacional de “crisopas” (Puntos negros) (\pm Error estandar) y de larvas de *Rachiplusia nu* (Barras verdes: <15 mm y Naranjas: \geq 15mm). Letras iguales indican diferencias no significativas en las abundancias de crisopas. Balcarce 2017-2018.

Con respecto a los Coccinelidae, se registraron 4 ejemplares de “vaquitas”, todos pertenecientes a distintas especies, aunque no se identificaron. Dos de ellos se colectaron el 31/1 en las zonas 1 y 3, uno el 27/2 en la zona 5 y uno el 27/3 en la zona

7. La muy baja abundancia registrada de estos predadores, sumada a su ausencia (Martiarena, 2014) o baja abundancia relativa (Vázquez, 2008) en trabajos previos en soja, podría indicar la no preferencia de este predador por dicho cultivo. Esto podría estar relacionado a que la soja no presenta elevadas abundancias de pulgones, presa preferida por estos predadores de acuerdo a lo reportado por Brewer y Elliott (2004). No se realizó análisis estadístico dado la escasez de ejemplares. Los ejemplares se distribuyeron en 4 morfoespecies diferentes.

La relación entre la fluctuación poblacional de los predadores tomados en su conjunto y la de las larvas de *R. nu* (Figura 44), mostró que el máximo valor de los primeros se registró previamente al de las isocas. En el marco teórico de la relación predador-presa, la dinámica poblacional del predador responde ante aumentos poblacionales de sus fuentes de alimentación. Por lo tanto, de lo observado en el presente estudio se plantea que los altos valores de predadores posiblemente se deban a la presencia de otras presas que conformaron la fuente alimenticia junto a *R. nu*. Si bien estos enemigos naturales son generalistas, puede existir preferencia por otras presas, determinada por tamaño, movilidad, estructura de la presa, entre otras, que a su vez determina la facilidad de ataque y consumo de la misma, lo que hace a su eficacia como predador (Van Driesche y Bellows, 1996). Durante la colonización y establecimiento de *R. nu*, la predación por zoófagos generalistas potencian la eficiencia de regulación del aumento abrupto de la abundancia de larvas de *R. nu*.

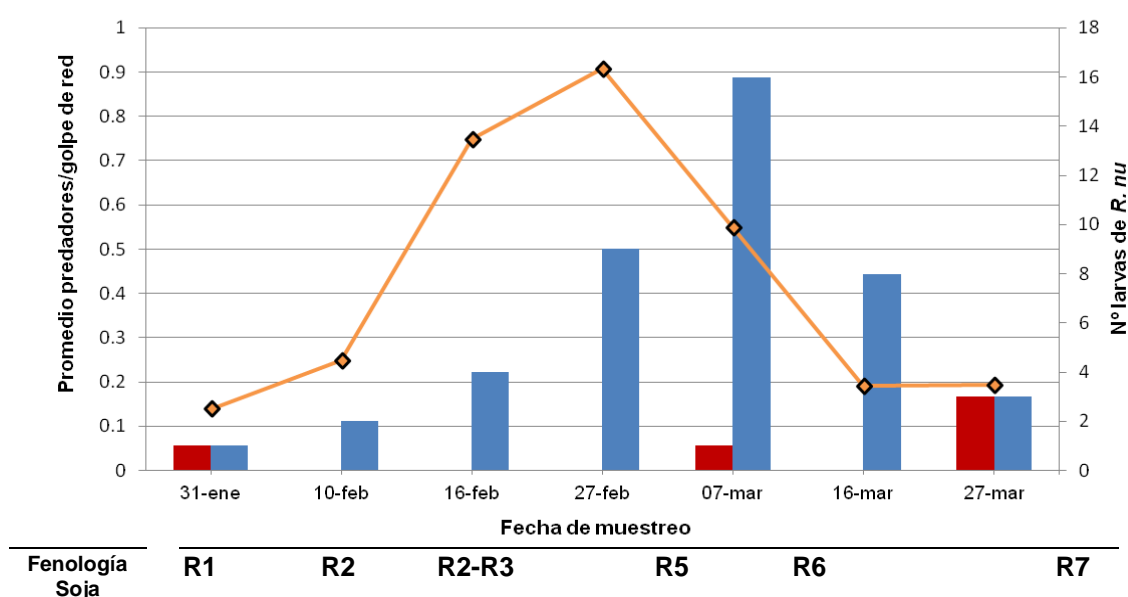


Figura 43. Fluctuación poblacional de predadores (línea naranja) y larvas de *Rachiplusia nu* (Barras azules: < 15mm - Barras rojas: ≥ 15mm). Balcarce 2017-2018.

5. CONCLUSIONES

A la luz de los resultados obtenidos en respuesta a las hipótesis planteadas para el presente estudio, se concluye que:

- **Se acepta la Hipótesis 1. La diversidad vegetal asociada provee himenópteros parasitoides de *Rachiplusia nu*.**

Los himenópteros determinados como parasitoides de *Rachiplusia nu* se movilaron de la Diversidad Vegetal Asociada (DVA) al cultivo de soja.

- **Se rechaza la Hipótesis 2. En el cultivo, la riqueza de parasitoides y el parasitoidismo larval de *Rachiplusia nu* aumenta con la cercanía a la DVA.**

La riqueza de parasitoides y el parasitoidismo larval de *Rachiplusia nu* no presentaron diferencias entre zonas que mostraran un aumento relacionado con la cercanía a la DVA

- **Se rechaza la Hipótesis 3. En el cultivo, la riqueza y la abundancia de predadores de *Rachiplusia nu* aumenta con la cercanía a la DVA:**

La riqueza y abundancia de predadores de *Rachiplusia nu* no presentaron diferencias entre zonas que mostraran un aumento relacionado con la cercanía a la DVA

5.1 Consideraciones finales

Es de destacar que el presente estudio es prístino para la región sudeste bonaerense, e integra la escasa evidencia científica en el país sobre *Control Biológico de plagas por Conservación de invertebrados zoófagos en la Diversidad Vegetal Asociada a agroecosistemas con cultivos extensivos*. Si bien no se pudieron corroborar todas las hipótesis planteadas, brinda información importante a considerar, tanto de la plaga como del complejo de enemigos naturales que la controlan.

El trabajo aporta información que complementa y amplía los conocimientos sobre el complejo de parasitoides de *Rachiplusia nu* en el cultivo de soja, como así también sobre la población de predadores que contribuyen al control de la misma en el cultivo de soja.

Se proyectó y se llevó adelante el gran desafío del estudio del desplazamiento de insectos mediante trampas Malaise. Si bien esta herramienta provee muy buena información, presenta inconvenientes en su manejo que pueden interferir en la colección de datos sistemáticos (voladura por viento, rotura de “carpa”, ajuste continuo de la misma). No obstante, se aceptó el desafío y se utilizó, priorizando la información necesaria de desplazamiento de insectos en vuelo para entender el aporte de la flora circundante al cultivo al control biológico de la plaga. La información obtenida con dichas trampas proporcionó conocimiento sobre las especies de parasitoides que se movilizan en el sistema, y su relación de coincidencia con los parasitoides de larvas colectadas en el cultivo. Esto constituye un aporte importante a la inferencia del funcionamiento de las especies en la regulación intrínseca de poblaciones biológicas en los agroecosistemas, y la influencia de la riqueza vegetal circundante al cultivo.

En este sentido, la población de *R. nu* fue en aumento conforme al desarrollo del cultivo, registrando la mayor abundancia de larvas durante el periodo crítico del mismo, momento en el cual sus daños afectarían en mayor medida el rendimiento. Sin embargo, los elevados porcentajes de parasitoidismo larval registrados, sobre todo en larvas pequeñas, favorecería el control biológico natural de la plaga, reduciendo el daño potencial al cultivo. La llegada de parasitoides desde la diversidad vegetal asociada favorece el parasitoidismo de la plaga, evidenciando la importancia de conservar estos hábitats en el agroecosistema. Además, durante el establecimiento de los parasitoides, el aumento poblacional de los predadores potencia la eficiencia de biocontrol del aumento abrupto de la abundancia de larvas. Se pone de manifiesto entonces la complementariedad de los predadores con los parasitoides en el control biológico natural de *Rachiplusia nu* durante el desarrollo del cultivo.

De las conclusiones se desprende la necesidad de repetir el estudio en tres o más agroecosistemas con cultivos de soja en forma simultánea, con una caracterización exhaustiva de la flora circundante al cultivo, y tratar de establecer qué especies vegetales favorecen en mayor medida el desarrollo de los parasitoides registrados en el control natural de *Rachiplusia nu*, para poder inferir bases para el manejo adecuado del paisaje circundante.

5.2 Proyección futura

Dado que los resultados obtenidos están influenciados por las condiciones ambientales del año estudiado, limitantes para el desarrollo de la plaga evaluada, es necesario continuar con la investigación de la relación tritrófica planta-plaga-enemigo

natural buscando evidencias de su acción como controladores en años con mayor abundancia de *R. nu.*

La información obtenida de desplazamiento de insectos proporciona la base para futuras investigaciones, tanto en la provisión de información, como de alerta sobre los ajustes metodológicos a llevar a cabo en la continuación de la misma.

Se debe considerar analizar el paisaje agrícola a mayor escala, considerando todo el perímetro del agroecosistema, y cubriendo una mayor distancia. Esto permitiría evaluar el intercambio con otras DVA presentes, como así también con otros cultivos, lo cual está relacionado a la evaluación del efecto de proximidad en lotes de mayor superficie y a zonas más distanciadas de la/s DVA presente/s.

6. BIBLIOGRAFÍA

- AARTSMA, Y.; BIANCHI, F.J.J.A.; VAN DER WERF, W.; POELMAN, E.H.; DICKE, M. 2017. Herbivore-induced plant volatiles and tritrophic interactions across spatial scales. *New Phytologist*. 216(4):1054-1063.
- ABOT, A.R. 1984. Isoca medidora del girasol *Rachiplusia nu* Guenée: Algunos aspectos para su manejo y control. INTA. EEA Balcarce. Información para extensión. *Producción Vegetal*, 2(8): 1-11.
- AIZEN, M.A.; GARIBALDI, L.A.; DONDO, M. 2009. Expansión de la soja y diversidad de la agricultura argentina. *Ecología Austral*. 19(1): 45-54.
- ALONSO, S.I.; PERETTI, A. 2000. Malezas plagas de la agricultura argentina. Catálogo de semillas y plántulas. INTA. EEA Balcarce; UNMdP. Facultad de Ciencias Agrarias; BASF: Buenos Aires, Argentina. 136 p.
- ALONSO, S.I.; MONTES, L.; NUCIARI, M.C.; CLAUSEN, A.M. 1984. Árboles y arbustos. Clave vegetativa ilustrada de las principales especies cultivadas en el sudeste de la provincia de Buenos Aires. Universidad Nacional de Mar del Plata. Facultad de Ciencias Agrarias. Cátedra de Botánica Sistemática: Balcarce Buenos Aires. 116 p.
- ALTIERI, M.A. 1999. The ecological role of biodiversity in agroecosystems. *Agriculture, Ecosystems & Environment*. 74(1): 19-31.
- ALTIERI, M.A.; LETOURNEAU, D.K. 1982. Vegetation management and biological control in agroecosystems. *Crop Protection*. 1(4): 405-430.
- ALTIERI, M.A.; NICHOLLS, C.I. 2004. Biodiversity and pest management in agroecosystems. Food Products Press, New York, USA. pp. 147-180.
- ÁLVAREZ PUERMA, J. 2007. Fluctuación poblacional e identificación específica de las isocas medidoras (Lepidoptera: Noctuidae) en cultivos de soja en el sudeste de la provincia de Buenos Aires. Tesis *Ingeniero Agrónomo*. Universidad Pública de Navarra. Departamento de Ciencias del Medio Natural. 79 p.
- ANDOW, D.A. 1991. Vegetational diversity and arthropod population response. *Annual Review of Entomology*. 36(1): 561-586.
- ANDRADE, F.H.; SADRAS, V. 2009. Efecto de la sequía sobre el crecimiento y rendimiento de los cultivos. En: Andrade, F.H.; Sadras, V.O. (eds.). Bases para el manejo de maíz, el girasol y la soja. INTA. EEA Balcarce – UNMDP. FCA, Balcarce, Argentina. pp. 127-151.
- ANDRADE, F.H. 2016. Los desafíos de la agricultura. International Plant Nutrition Institute. Acassuso, Argentina. pp. 21-37.
- ANDRADE, F.H. 2017. Los desafíos de la agricultura argentina: satisfacer las futuras demandas y reducir el impacto ambiental. Ediciones INTA. Ciudad Autónoma de Buenos Aires, Argentina. pp. 11-40.

- ARAGÓN, J.; MOLINARI, A.; LORENZATTI de DIEZ, S. 1997. Manejo Integrado de Plagas. En: Giorda, L.; Baigorri, H. (eds.) El cultivo de la soja en Argentina. INTA. Centro Regional Córdoba, EEA Marcos Juárez, EEA Manfredi, Argentina. pp. 247-288.
- ARAGÓN, J.; FLORES, F. 2006. Control integrado de plagas en soja en el sudeste de Córdoba. Soja: Actualización 2006. pp. 19-23.
- ARAYA, J.E.; ARRETZ, P.; LAMBOROT, L.; GUERRERO, M.A. 1997. Natural control by predators of *Rachiplusia nu* (Guenée) (Lepidoptera: Noctuidae) on *Phaseolus* beans in Central Chile. Journal of Plant Diseases and Protection. 104(2): 147-152.
- ARGAÑARÁS, M.F. 2009. Efecto de la heterogeneidad del hábitat sobre la diversidad y fenología de arañas (Arachnida, Araneae), asociadas a un cultivo de soja (*Glycine max*) en la provincia de Tucumán, Argentina. Tesis *Maestría*. Programa de Posgrado Entomología Aplicada. Universidad Nacional de La Rioja. UNLaR. Argentina. 68 p.
- ARMENDANO, A.; GONZÁLEZ, A. 2011. Efecto de las arañas (Arachnida: Araneae) como depredadoras de insectos plaga en cultivos de alfalfa (*Medicago sativa*) (Fabaceae) en Argentina. Revista de Biología Tropical. 59(4): 1651-1662.
- ARRETZ, P.; LAMBOROT, L.; GUERRERO, M.A. 1985. Evaluación del parasitismo sobre los estados inmaduros de la cuncunilla verde del fréjol *Rachiplusia nu* Guenée en praderas de alfalfa. Revista Chilena de Entomología. 12: 209-215.
- ARRETZ, P.; LAMBOROT, L.; GUERRERO, M.A.; ARAYA, J.E. 1994. Parasitismo de huevos y larvas de *Rachiplusia nu* (Guenée) (Lepidoptera: Noctuidae) en fréjol cultivado en la Región Metropolitana, Chile. Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas. 20(4): 909-917.
- AVALOS, S.; MAZZUFERI, V.; LA PORTA, N.; SERRA, G.; BERTA, C. 2004. El complejo parasítico (Hymenoptera y Diptera) de larvas de *Anticarsia gemmatalis* Hüb. y *Rachiplusia nu* Guen. (Lepidoptera: Noctuidae) en alfalfa y soja. Agriscientia. 21(2): 67-75.
- BAGGEN, L.R.; GURR, G.M. 1998. The influence of food on *Copidosoma koehleri* (Hymenoptera: Encyrtidae), and the use of flowering plants as a habitat management tool to enhance biological control of potato moth, *Phthorimaea operculella* (Lepidoptera: Gelechiidae). Biological Control. 11(1): 9-17.
- BAHENA JUÁREZ, F.; DE LANGE, E.; FARNIER, K.; CORTEZ MONDACA, E.; SÁNCHEZ MARTÍNEZ, R.; GARCÍA PÉREZ, F.; MIRANDA SALCEDO, M.; DEGEN, T.; GAUDILLAT, B.; AGUILAR ROMERO, R. 2010. Parasitismo en gusano cogollero del maíz *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) en el centro de México. XXXIII Congreso Nacional de Control Biológico. Uruapan, Michoacán, México, Noviembre 2010. pp. 204-209.
- BAHENA JUÁREZ, F.; VELÁZQUEZ GARCÍA, J.D.J. 2012. Manejo agroecológico de plagas en maíz para una agricultura de conservación en el valle de Morelia-Querendaro, Michoacán. INIFAP. CIRPAC. Campo Experimental Uruapan.. Uruapan, Michoacán, México. Folleto Técnico; 27, 81p.

- BARRIONUEVO, M.J. 2011. Redescrición de los estados preimaginales de *Rachiplusia nu* (Lepidoptera: Noctuidae). Revista de la Sociedad Entomológica Argentina. 70 (3-4): 169-184.
- BAUDINO, E. 2005. Ichneumonoideos (Hymenoptera) parasitoides del complejo de orugas cortadoras en pasturas de alfalfa (*Medicago sativa* L.) en la Argentina Central. Neotropical Entomology. 34(3): 407-414.
- BECCHI, J.E. 2015. Nivel de daño económico de *Armadillidium vulgare* (Crustacea: Isopoda) en el cultivo de soja (*Glycine max*) en el Sudeste Bonaerense. Tesis *Ingeniero Agrónomo*. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Mar del Plata. Balcarce, Argentina. 29 p.
- BEDMAR, F.; EYHERABIDE, J.J.; SATORRE, E.H. 2009. Bases para el manejo de malezas. En: Andrade, F.H.; Sadras, V.O. (eds.). Bases para el manejo de maíz, el girasol y la soja. INTA. EEA Balcarce –UNMDP. FCA, Balcarce, Argentina. pp 193-217.
- BEGON, M.; HARPER, J.L.; TOWNSEND, C.S. 1995. Ecología: individuos, poblaciones y comunidades. Omega. Barcelona, España. pp. 136-167.
- BELTRAMO, J.; BERTOLACCINI, I.; GONZÁLEZ, A. 2006. Spiders of soybean crops in Santa Fe province, Argentina: influence of surrounding spontaneous vegetation on lot colonization. Brazilian Journal of Biology. 66(3): 891-898.
- BERTA, C.; COLOMO, M.V., VALVERDE, L.; ROMERO SUELDO, M.; DODE, M. 2008. Evaluación de la mortalidad y parasitoidismo en larvas defoliadoras del cultivo de soja, en Tucumán. Actas VII Congreso Argentino de Entomología. Huerta Grande, Córdoba, Octubre 2008, pp. 127.
- BERTA, D.C.; COLOMO, M.V.; VALVERDE, L.; ROMERO SUELDO, M.; DODE, M. 2009. Aportes al conocimiento de los parasitoides de larvas de Noctuidae (Lepidoptera) en el cultivo de soja en Tucumán, Argentina. Acta Zoológica Lilloana. 53(1-2): 16-20.
- BLITZER, E.J.; DORMANN, C.F.; HOLZSCHUH, A.; KLEIN, A.M.; RAND, T.A.; TSCHARNTKE, T. 2012. Spillover of functionally important organisms between managed and natural habitats. Agriculture, Ecosystems & Environment. 146(1): 34-43.
- BOARD, J.E.; WIER, A.T.; BOETHEL, D.J. 1994. Soybean yield reductions caused by defoliation during mid to late seed filling. Agronomy Journal. 86(6): 1074-1079.
- BOLSA DE COMERCIO DE ROSARIO (BCR). (28 febrero 2020) Estimaciones de producción. Recuperado de: <https://www.bcr.com.ar/es/mercados/gea/estimaciones-nacionales-de-produccion/estimaciones>

- BONTE, D.; BAERT, L.; MAELFAIT, J.P. 2002. Spider assemblage structure and stability in heterogeneous coastal dune system (Belgium). *Journal of Arachnology*. 30: 331-343.
- BOYD, J.; BANZHAF, S. 2007. What are ecosystem services? The need for standardized environmental accounting units. *Ecological Economics*. 63(2): 616-626.
- BRAUMAN, K.A.; DAILY, G.C.; DUARTE, T.K.E.; MOONEY, H.A. 2007. The nature and value of ecosystem services: an overview highlighting hydrologic services. *Annual Review of Environment and Resources*. 32:67-98.
- BREWER, M.J.; ELLIOTT, N.C. 2004. Biological control of cereal aphids in North America and mediating effects of host plant and habitat manipulations. *Annual Reviews in Entomology*. 49(1):219-42.
- BUENO, A.D.F.; SOSA-GÓMEZ, D.R.; CORRÊA-FERREIRA, B.S.; MOSCARDI, F.; BUENO, R.C.O. F. 2012. Inimigos naturais das pragas da soja. En: Hoffmann-Campo, C.B.; Corrêa-Ferreira, B.S.; Moscardi, F. (eds.) *Soja: manejo integrado de insetos e outros artrópodes-praga*. Brasil, Embrapa. pp. 493-629.
- BUFFINGTON, M.L.; REDAK, R.A. 1998. A comparison of vacuum sampling versus sweep-netting for arthropod biodiversity measurements in California coastal sage scrub. *Journal of Insect Conservation*. 2(2): 99-106.
- CABRERA, A. 1970. Flora de la Provincia de Buenos Aires. Tomo IV, parte 2ª. Colección científica del INTA. 624 p.
- CADENAZZI, G. 2009. La historia de la soja en Argentina. De los inicios al boom de los 90. *Actas XXVII Congreso de la Asociación Latinoamericana de Sociología, Asociación Latinoamericana de Sociología*. pp. 1-12.
- CALZADA, J.; CORINA, S. (13 de Julio de 2018). ¿Por qué Argentina es el principal exportador mundial de harina/pellets de soja?. *Bolsa de Comercio de Rosario Año XXXVI. N°1866 Recuperado de: <https://www.bcr.com.ar/es/mercados/investigacion-y-desarrollo/informativo-semanal/noticias-informativo-semanal/por-que-1>*
- CAMPOS, W.G.; PEREIRA, D; SCHOEREDER, J.H. 2000. Comparison of the efficiency of flight-interception trap models for sampling Hymenoptera and other insects. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*. 29(3): 381-389.
- CARMONA, D.M.; LANDIS, D.A. 1999. Influence of refuge habitats and cover crops on seasonal activity-density of ground beetles (Coleoptera: Carabidae) in field crops. *Environmental Entomology*. 28(6): 1145-1153.
- CARMONA, D.M.; MANETTI, P.L., ABOT, A. 1995. Relevamiento de insectos plaga y sus enemigos naturales en el cultivo de soja en el Sudeste Bonaerense. *Actas III Congreso Argentino de Entomología*. Mendoza. Argentina. Abril 1995. pp. 138.

- CARMONA, D.; LÓPEZ, R.; GUIDO, S.; VINCINI, A. M. 2009. Fluctuación poblacional e identificación de las isocas medidoras en cultivos de soja del sudeste bonaerense. Actas XIII Jornadas Fitosanitarias Argentinas. Termas de Rio Hondo, Santiago del Estero, Septiembre-Octubre 2009. Z 12.
- CARMONA, D.; MARTIARENA, D.; TULLI, M.C. 2016. Abundancia y composición específica de reguladores naturales de plagas, en agroecosistemas con soja genéticamente modificada (RR2Bt). Actas VI Reunión Binacional de Ecología. Iguazú, Septiembre 2016. pp. 164.
- CARREÑO, L.; FRANK, F.C.; VIGLIZZO, E.F. 2012. Tradeoffs between economic and ecosystem services in Argentina during 50 years of land-use change. *Agriculture, Ecosystems & Environment*. 154: 68-77.
- CASUSO, M. 2017. Guía práctica para la identificación de plagas del cultivo de girasol. Ediciones INTA, Chaco. 60 p.
- CISNERO, D.; VIRANO, M. 2011. Fluctuación poblacional de larvas y parasitoides himenópteros de oruga medidora *Rachiplusia nu* (Lepidoptera: Noctuidae) en soja al este de La Pampa. Tesis *Ingeniería Agronómica*. Facultad de Agronomía, Universidad Nacional de La Pampa. Santa Rosa, Argentina. 31 p.
- CISNEROS, F.V. 1995. Control biológico. En: Cisneros F.V. (ed.) *Control de Plagas Agrícolas*. Publicaciones Centro Internacional de la papa. Lima. Perú. pp. 102-147.
- CLEMENTE, N.L.; FABERI, A.J.; SALVIO, C.; LÓPEZ, A.N. 2010. Biology and individual growth of *Milax gagates* (Draparnaud, 1801) (Pulmonata: Stylommatophora). *Invertebrate Reproduction & Development*. 54(3): 163-168.
- COLL, M.; BOTTRELL, D.G. 1992. Mortality of European corn borer larvae by natural enemies in different corn microhabitats. *Biological Control*. 2(2): 95-103.
- COLOMO, M.V.; BERTA, C.; VALVERDE, L.; ROMERO SUELDO, M.; DODE, M. 2009. Incidencia de parasitoides en larvas de lepidópteros noctuidos en el cultivo de soja, en Tucumán, Argentina. *Boletín Sanidad Vegetal, Plagas*. 35: 563-569.
- COMPTON, S.G.; ELLWOOD, M.D., DAVIS, A.J., WELCH, K. 2000. The Flight Heights of Chalcid Wasps (Hymenoptera, Chalcidoidea) in a Lowland Bornean Rain Forest: Fig Wasps are the High Fliers. *Biotropica*. 32(3): 515-522.
- COVELLI, S. 2015. Consumo foliar y parasitoidismo larval de *Rachiplusia nu* (GUENÉE) (INSECTA: LEPIDOPTERA) en áreas refugio de cultivos de soja Bt. Tesis *Ingeniero Agrónomo*. Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Mar del Plata. Balcarce, Argentina. 51 p.
- CROUZEL, I.D., CORDO, H.A., ENRIQUE, A.E.; PARDO, R. 1982. Control biológico de cardos en la República Argentina: investigaciones básicas. Actas de la IX Reunión Argentina sobre la Maleza y su Control. Santa Fe. Agosto 1982. pp. 165-215.

- DAILY, G.C. 1997. Introduction: what are ecosystem services?. In: Daily, G.C. (ed.) Nature's Services: societal dependence on natural ecosystems. Island Press. Washington, United States of America. pp. 1-10.
- DE GROOT, R.S.; WILSON, M.A.; BOUMANS, R.M. 2002. A typology for the classification, description and valuation of ecosystem functions, goods and services. *Ecological Economics*. 41(3): 393-408.
- DE RODRIGUEZ, S.B.P.; OVRUSKI, S.M.; FRÍAS, E.A. 1991. Parasitoides encontrados en larvas de *Rachiplusia nu* (Guenée) y *Pseudoplusia includens* (Walk.) (Lep. Noctuidae) en cultivos de soja de la provincia de Tucumán (R. Argentina). Actas II Congreso Argentino de Entomología. La cumbre, Córdoba. Diciembre 1991, pp. 155.
- DEFRIES, R.S.; ASNER, G.P.; HOUGHTON, R. 2004. Trade-offs in land-use decisions: towards a framework for assessing multiple ecosystem responses to land use change. *Ecosystems and Land Use Change*. 153: 1-9.
- DIEZ, S.L.; GAMUNDI, J.C.; MENDEZ, J.C.; SACCONI, A.N. 1991. Evaluación de factores naturales de mortalidad (entomopatógenos y parásitos) en poblaciones de *Rachiplusia nu* (Guenée) en cultivos de soja. Actas II Congreso Argentino de Entomología. La Cumbre, Córdoba, Diciembre 1991. P 69.
- DUELLI, P.; STUDER, M.; MARCHAND, I.; JAKOB, S. 1990. Population movements of arthropods between natural and cultivated areas. *Biological Conservation*. 54(3): 193-207.
- DUELLI, P.; OBRIST, M.K. 2003. Regional biodiversity in an agricultural landscape: the contribution of seminatural habitat islands. *Basic and Applied Ecology*. 4(2): 129-138.
- DYER, L.E.; LANDIS, D.A. 1997. Influence of noncrop habitats on the distribution of *Eriborus terebrans* (Hymenoptera: Ichneumonidae) in cornfields. *Environmental Entomology*. 26(4): 924-932.
- ECHEVERRÍA, M.L.; LEOFANTI, G.A.; ALONSO, S.I. 2014. Gramíneas de valor agronómico cultivadas en el sudeste bonaerense: descripción y clave para su identificación en el estadio reproductivo. EUDEM, Mar del Plata, Argentina. 65 p.
- ELLIOTT, E.T.; COLE, C.V. 1989. A perspective on agroecosystem science. *Ecology*. 70(6): 1597-1602.
- ESCANDE, A.R. 2009. Manejo de la sanidad. En: Andrade, F.H.; Sadras, V.O. (eds.). Bases para el manejo de maíz, el girasol y la soja. INTA. EEA Balcarce – UNMDP. FCA, Balcarce, Argentina. pp 261-283.
- ETILE, E. 2012. Agricultural Practices that Promote Crop Pest Suppression by Natural Predators. Ottawa: Agriculture and Agri-Food Canada. Recuperado de [https://www.agrireseau.net/agriculturebiologique/documents/Etile%20\(E\)%20FIN%20AL.pdf](https://www.agrireseau.net/agriculturebiologique/documents/Etile%20(E)%20FIN%20AL.pdf)

- FABERI, A.J.; RAMON, M.; CLEMENTE, N.L.; SALVIO, C.; MANETTI, P.L. 2017. Simulación de daños de *Armadillidium vulgare* (Crustacea: Isopoda): mecanismos de compensación de la soja. Actas III Workshop Internacional de Ecofisiología de Cultivos. Mar del Plata, septiembre de 2017.
- FEHR, W.R.; CAVINNES, C. 1977. Stages of Soybean development. Special Report 80. Iowa State University, Ames, Iowa. 11p.
- FERNANDEZ, E.L. 2014. Fluctuación poblacional de orugas defoliadoras e insectos fitófagos no blanco en cultivos de soja genéticamente modificada (Bt) y convencional (no Bt). Tesis *Ingeniero agrónomo*. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Mar del Plata. Balcarce, Argentina. 38 p.
- FIEDLER, A.K.; LANDIS, D.A. 2007. Attractiveness of Michigan native plants to arthropod natural enemies and herbivores. *Environmental Entomology*. 36(4): 751-765.
- FLORES, F.; BALBI, E. 2014. Manejo de orugas cortadoras en cultivos extensivos. INTA EEA Marco Juárez. Informe técnico. Recuperado de: https://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-inta_mj_orugas_cortadoras14.pdf.
- FOLEY, J.A.; DEFRIES, R.; ASNER, G.; BARFORD, C.; BONAN, G.; CARPENTER, S.;...; SNYDER, P. 2005. Global consequences of land use. *Science*. 309: 570-574.
- GAMUNDI, J.C.; BUHMANN, M.E. 1983. Algunos aspectos biológicos y consumo foliar en soja de la "oruga medidora" *Rachiplusia nu* Guenée en condiciones de laboratorio. Actas V Jornadas Fitosanitarias Argentinas. Rosario, Septiembre 1983. pp. 108.
- GAMUNDI, J.C.; SOSA, M. 2008. Caracterización de daños de chinches en soja y criterios para la toma de decisiones de manejo. En: Tumper, E.V. y Edelstein J.D. (eds). Chinches fitófagas en soja. Revisión y avances en el estudio de su ecología y manejo. Ediciones INTA. EEA Manfredi, Córdoba, Argentina. pp. 129-148.
- GAMUNDI, J.C.; PEROTTI, E. 2009. Evaluación de daño de *Frankliniella schultzei* (Try-bom) y *Caliothrips phaseoli* (Hood) en diferentes estados fenológicos del cultivo de soja. INTA. EEA Oliveros. Para Mejorar la Producción. 42: 107-111.
- GAMUNDI, J.C.; PEROTTI, E.; MOLINARI, A.; MANLLA, A.; QUIJANO, D. 2005. Evaluación del daño de trips *Caliothrips phaseoli* (Hood) en soja. INTA. EEA Oliveros. Para Mejorar la Producción. 30: 71-76.
- GAMUNDI, J.C.; PEROTTI, E.; MOLINARI, A.M.; DIZ, J. 2006. Control y evaluación de daños de *Caliothrips phaseoli* (Hood) en cultivos de soja. Actas III Congreso de Soja del Mercosur. Rosario, Junio 2006. pp. 486-489.
- GIANCOLA, S.; SALVADOR, M.; COVACEVICH, M.; ITURRIOZ, G. 2009. Análisis de la cadena de soja en la Argentina.. Ediciones INTA. Estudios Socioeconómicos de los Sistemas Agroalimentarios y Agroindustriales N° 3. pp. 13-20.

- GIL, A.; VILARIÑO, P.; LENARDIS, A.; GUGLIELMINI, A. 2003. Bases para el control y manejo de plagas. En: Satorre, E.; et al. (eds.) Producción de granos: bases funcionales para su manejo. Facultad de Agronomía. Buenos Aires, Argentina. pp. 615-649.
- GIORDA, L.; BAIGORRI, H.E.J. 1997. El cultivo de la soja en Argentina. INTA Centro Regional Córdoba, EEA Marcos Juárez, EEA Manfredi, Argentina, pp. 247-288.
- GONZÁLEZ, A.; LILJESTHRÖM, G.; MINERVINO, E.; CASTRO, D.; GONZÁLEZ, S.; ARMENDANO, A. 2009. Predation by *Misumenops pallidus* (Araneae: Thomisidae) on insect pests of soybean cultures in Buenos Aires Province, Argentina. *The Journal of Arachnology*. 37(3): 282-287.
- GONZÁLEZ, E.; SALVO, A.; VALLADARES, G. 2015. Sharing enemies: evidence of forest contribution to natural enemy communities in crops, at different spatial scales. *Insect Conservation and Diversity*. 8(4): 359-366.
- GONZÁLEZ, E.; SALVO, A.; DEFAGÓ, M.T.; VALLADARES, G. 2016. A moveable feast: insects moving at the forest-crop interface are affected by crop phenology and the amount of forest in the landscape. *PLoS One*. 11(7). e0158836.
- GONZÁLEZ, E.; SALVO, A.; VALLADARES, G. 2017. Arthropod communities and biological control in soybean fields: Forest cover at landscape scale is more influential than forest proximity. *Agriculture, Ecosystems & Environment*. 239: 359-367.
- GRAB, H.; DANFORTH, B.; POVEDA, K.; LOEB, G. 2018. Landscape simplification reduces classical biological control and crop yield. *Ecological Applications*. 28(2): 348-355.
- GREEN, J. 1996. Spiders in biological control an Australian perspective. *Revue Suisse Zoologie*. Hors série: 245-253.
- GUILLOT GIRAUDO, W. 2013. Estudio de los parasitoides de dos especies de orugas defoliadoras "medidora" (*Rachiplusia nu*) y "gata peluda norteamericana" (*Spilosoma virginica*) en cultivo de girasol en la región semiárida pampeana. Tesis *Ingeniería Agronómica*. Facultad de Agronomía, Universidad Nacional de La Pampa. Santa Rosa, Argentina. 41 p.
- GURR, G.M.; WRATTEN, S.D.; LANDIS, D.A.; YOU, M. 2016. Habitat Management to Suppress Pest Populations: Progress and Prospects. *Annual Review of Entomology*. 62: 91-109.
- HAAN, N.L.; ZHANG, Y.; LANDIS, D.A. 2020. Predicting landscape configuration effects on agricultural pest suppression. *Trends in Ecology & Evolution*. 35(2): 175-186.
- HEAL, G.M.; SMALL, A.A. 2002. Agriculture and Ecosystem Services. In: Gardner, B.; Rauser, G. (eds.) *Handbook of Agricultural Economics*. Volume 2, Part A. North-Holland. pp. 1341-1369.

- HEONG, K.L. 2008. Biodiversity, ecosystem services and pest management. II International Plantation Industry Conference and Exhibition (IPiCEX), Shah Alam, Malaysia. pp. 18-21.
- HIGLEY, L.G. 1992. New understanding of soybean defoliation and their implication for pest management. *In*: Copping, L.G.; Green, M.B.; Rees, R.T. (eds.) Pest management in soybean. SCI Elsevier Applied Science, Londres, United Kingdom. pp. 56-65.
- HUNTER, M.D.; PRICE, P.W. 1992. Playing chutes and ladders: heterogeneity and the relative roles of bottom-up and top-down forces in natural communities. *Ecology*. 73(3): 724-732.
- IANNONE, N. 2020. Umbrales, defoliación y otros aspectos a considerar para la toma de decisión de control de defoliadoras. INTA. EEA Pergamino. Sistema de Alerta de Plagas. Recuperado de:
https://www.agroconsultasonline.com.ar/documento.html?op=d&documento_id=311
- IRWIN, M.E.; SHEPARD, M. 1980. Sampling predaceous Hemiptera on soybean. *In*: Kogan, M.; Herzog, D. C. (eds.) Sampling methods in soybean entomology. Springer-Verlag New York Inc. New York, United States of America. pp. 505-531.
- ISAACS, R.; TUELL, J.; FIEDLER, A.; GARDINER, M.; LANDIS, D. 2009. Maximizing arthropod-mediated ecosystem services in agricultural landscapes: the role of native plants. *Frontiers in Ecology and the Environment*. 7(4): 196-203.
- JACCARD, P. 1908. Nouvelles recherches sur la distribution florale. *Bulletin de la Société Vaudoise des Sciences Naturelles*. 44: 223-270.
- KANTOLIC, A.; GIMÉNEZ, P.; DE LA FUENTE, E. 2003. Ciclo ontogénico, dinámica del desarrollo y generación de rendimiento y la calidad de soja. *En*: Satorre, E; et al. (eds.) Producción de granos. UBA. Facultad de Agronomía. Buenos Aires, Argentina. pp. 167-204.
- LANDIS, D.A.; HAAS, M.J. 1992. Influence of landscape structure on abundance and within-field distribution of European corn borer (Lepidoptera: Pyralidae) larval parasitoids in Michigan. *Environmental Entomology*. 21(2): 409-416.
- LANDIS, D; MENALLED, F. 1998. Ecological considerations in the conservation of effective parasitoid communities in agricultural systems. *In*: Barbosa, P. (ed.) Conservation biological control. Academic Press. pp. 101-121.
- LANDIS, D.A.; WRATTEN, S.D.; GURR, G.M. 2000. Habitat management to conserve natural enemies of arthropod pests in agriculture. *Annual Review of Entomology*. 45(1): 175-201.
- LANDIS, D.; MENALLED, F.; COSTAMAGNA, A.; WILKINSON, T. 2005. Manipulating plant resources to enhance beneficial arthropods in agricultural landscapes. *Weed Science*. 53 (6): 902-908.

- LA PORTA, N.; LOIÁCONO, M.; MARGARÍA, C. 2013. Platigástridos (Hymenoptera: Platygasteridae) parasitoides de Pentatomidae en Córdoba. Caracterización de las masas de huevos parasitoidizadas y aspectos biológicos. Revista de la Sociedad Entomológica Argentina. 72 (3-4): 179-194.
- LEFEBVRE, M.G.; REGUILÓN, C.; KIRSCHBAUM, D.S. 2013. Evaluación del efecto de la liberación de *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae), como agente de control biológico de trips en el cultivo de frutilla. Revista de investigaciones agropecuarias (RIA). 39(3): 273-280.
- LEIVA, P.D. 2013. Isocas en girasol. Una ayuda para decidir el momento oportuno de control. INTA EEA Pergamino. Recuperado de: <https://www.manualfitosanitario.com/InfoNews/INTA%20Pergamino%20Control%20de%20Isocas%20en%20Girasol%20-%202013%20Leiva.pdf>
- LILJESTHRÖM, G.; MINERVINO, E.; CASTRO, D.; GONZÁLEZ, A. 2002. La comunidad de arañas del cultivo de soja en la provincia de Buenos Aires, Argentina. Neotropical Entomology. 31(2): 197-210.
- LOVERA, S.; ROGGIA, F.; GUILLOT GIRAUDO, W.; MARTÍNEZ, J.J.; BAUDINO, E. 2018. Parasitoidismo larval y pupal de *Rachiplusia nu* (Lepidoptera: Noctuidae) en el cultivo de girasol (*Helianthus annuus*). Acta Zoológica Lilloana. 62 (Suplemento): 31-33.
- LUNA, M.G.; NOVOA, M.C. 1993. Descripción preliminar de la presencia estacional de lepidópteros defoliadores de soja y sus parasitoides. Actas XVI Reunión Argentina de Ecología. Puerto Madryn, abril 1993, pp.291.
- LUNA, M.G.; GRECO, N.M. 1998. Disposición espacial de las larvas de *Rachiplusia nu* Gueneé (Lepidoptera: Noctuidae) en el cultivo de soja. Ecología Austral. 8: 41-47.
- LUNA, M.G.; SÁNCHEZ, N.E. 1999a. Parasitoid assemblages of soybean defoliator Lepidoptera in northwestern Buenos Aires province, Argentina. Agricultural and Forest Entomology. 1(4): 255-260.
- LUNA, M.G.; SÁNCHEZ, N.E. 1999b. Composición específica y abundancia de la comunidad de lepidópteros defoliadores en el noroeste de Buenos Aires, Argentina. Revista de la Sociedad Entomológica Argentina. 58(3-4): 67-75.
- MACFADYEN, S.; MULLER, W. 2013. Edges in agricultural landscapes: species interactions and movement of natural enemies. PloS One. 8(3). e59659. 8 p.
- MAGURRAN, A.E. 2004. Measuring biological diversity. Blackwell, Oxford, United Kingdom. pp. 72-99.
- MANUEL-NAVARRETE, D.; GALLOPÍN, G. 2007. Integración de políticas, sostenibilidad y agriculturización en la pampa argentina y áreas extrapampeanas. CEPAL SERIE Seminarios y Conferencias; v 50. 34 p.

- MANUEL-NAVARRETE, D.; GALLOPÍN, G.C.; BLANCO, M.; DÍAZ ZORITA, M.; FERRARO, D.O.; HRZER, H.; ...; VIGLIZZO, E. 2009. Multi-causal and integrated assessment of sustainability: the case of agriculturization in the Argentine Pampas. *Environment Development and Sustainability*. 11: 612-638.
- MARASAS, M.E. 2002. Efecto de los sistemas de labranza sobre la abundancia y diversidad de la coleopterofauna edáfica, con especial referencia a las especies de Carabidae, en un cultivo de trigo y los ambientes naturales circundantes. Tesis *Doctoral*. Facultad de Ciencias Naturales y Museo. UNLP. La Plata, Argentina. 113 p.
- MARINO, P.C.; LANDIS, D.A. 1996. Effect of landscape structure on parasitoid diversity and parasitism in agroecosystems. *Ecological Applications*. 6(1): 276-284.
- MARTIARENA, D. 2014. Efecto de la soja genéticamente modificada (Bt) sobre predadores naturales de insectos plaga en agroecosistemas con áreas refugio. Tesis *Ingeniero Agrónomo*. Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Mar del Plata. Balcarce, Argentina. 35 p.
- MARTINOIA, G.I. 2008. Fluctuación poblacional de pulgones (Hemiptera: Aphididae) y sus reguladores naturales (Coleoptera: Coccinellidae) en cultivo de papa con refugios vegetales y uso oportuno de plaguicidas. Tesis *Magister Scientiae*. Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Mar del Plata. Balcarce, Argentina. 94 p.
- MARTINOIA G.I.; CARMONA, D.M. 2011. Presencia de *Harmonia axyridis* (Coleoptera: Coccinellidae) en los refugios vegetales del cultivo de papa y su papel como controladora biológica. *Geociencias*. 18: 15-21.
- MASSARO, R. 2008. Plagas insectiles del cultivo. En: CREA, Cuaderno de actualización soja 2008. pp 63-70.
- MASSONI, F.; FRANA, J.E. 2010. Evaluación del daño de trips, mosca blanca y arañuela, sobre el rendimiento del cultivo de soja. Campaña 2008/2009. EEA Rafaela. Publicación Miscelánea; 118, pp.163-174.
- MATSON, P.A.; PARTON, W.J.; POWER, A.G.; SWIFT, M.J. 1997. Agricultural intensification and ecosystem properties. *Science*. 277: 504-509.
- MILICZKY, E.R.; HORTON, D.R. 2005. Densities of beneficial arthropods within pear and apple orchards affected by distance from adjacent native habitat and association of natural enemies with extra-orchard host plants. *Biological Control*. 33(3): 249-259.
- MILLS, N.J. 1994. Parasitoid guilds: defining the structure of the parasitoid communities of endopterygote insect hosts. *Environmental Entomology*. 23(5): 1066-1083.
- MOLINA, A.R. 2006. La soja y sus insectos, y otros organismos benéficos y perjudiciales. Tomo 1. 1ª ed. Repunte Gráfica. 96 p.

- MOLINA, A.R. 2008. La soja y sus insectos, y otros organismos, benéficos y perjudiciales. Tomo 2. 1ª ed: Repunte Gráfica. 96 p.
- MOLINARI, A. 2005. Control Biológico. Especies entomófagas en cultivos agrícolas. Ediciones INTA, Oliveros, Santa Fe, pp. 1-65.
- MOLINARI, A.M.; GAMUNDI, J.C. 2010. *Elasmopalpus lignosellus* (Zeller), un barrenador esporádico en soja. INTA. EEA Oliveros. Para Mejorar la Producción. 45: 121-122.
- MOLINARI, A.; GAMUNDI, J.C.; DE DIEZ, S.L, MONETTI, N. 1987. Incidencia de factores naturales de mortalidad, parasitoides y entomopatógenos, en larvas de *Rachiplusia nu* (Guenné). Lepidoptera: Noctuidae. Actas I Congreso Argentino de Entomología. San Miguel de Tucumán, abril 1987. P 41.
- MOLINARI, A.M.; MONETTI, C. 1997. Parasitoides (Hymenoptera) de insectos plaga del cultivo de soja en el centro sur de la provincia de Santa Fe (Argentina). Revista de la Sociedad Entomológica Argentina. 56(1-4): 43-46.
- MONTEIRO, R.F. 1981. Regulação populacional em Ithomiinae (Lep. Nymphalidae): ecologia da interagção parasitoides x hospedeiro. Tesis *Mestre en Biología*. Instituto de Biología, Universidade Estadual de Campinas, SP. Brasil. 98 p.
- MONTERO, G. 2008. Comunidades de artrópodos en vegetación de áreas no cultivadas del sudeste de Santa Fe. Tesis *Magíster*. Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Rosario. Zavalla, Argentina. 212 p.
- MONTES, L.; ALONSO, S.I.; NUCIARI, M.C.; CLAUSEN, A.M.; GUMA, I.R.; ECHARTE, A.M. 2007. Flora espontanea del Sudeste Bonaerense: Clave ilustrada para la identificación de las principales dicotiledóneas herbáceas por sus caracteres vegetativos. 2a ed. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Mar del Plata. 116 p.
- MURILLO, H. 2014. Predation of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) eggs in cotton and corn in El Espinal, Tolima, Colombia. Revista Colombiana de Entomología. 40(1): 63-66.
- MURÚA, M.G.; MOLINA-OCHOA, J.; FIDALGO, P. 2009. Natural distribution of parasitoids of larvae of the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda*, in Argentina. Journal of Insect Science. 9(1). 17 p.
- NAVARRO, F.R.; SAINI, E.D.; LEIVA, P.D. 2009. Clave pictórica de polillas de interés agrícola, agrupadas por relación de semejanza. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria, INTA. EEA Pergamino e IMyZA-CNIA Castelar / Facultad de Ciencias Naturales e Instituto "Miguel Lillo", Universidad Nacional de Tucumán. Buenos Aires, Argentina. 100 p.
- NICHOLLS, C. 2006. Bases agroecológicas para diseñar e implementar una estrategia de manejo de hábitat para control biológico de plagas. Agroecología. 1: 37-48.
- NICHOLLS, C.I. 2008. Control biológico de insectos: un enfoque agroecológico. Universidad de Antioquia, Medellín, Colombia. 282 p.

- NICHOLLS, C.I.; PARRELLA, M.; ALTIERI, M.A. 2001. The effects of a vegetational corridor on the abundance and dispersal of insect biodiversity within a northern California organic vineyard. *Landscape Ecology*. 16(2): 133-146.
- NYFFELER, M. 1999. Prey selection of spiders in the field. *Journal of Arachnology*. 27(1): 317-324.
- PALEOLOGOS, M.F.; FLORES, C.C. 2014. Manejo ecológico de plagas. En: Sarandón, S.J; Flores, C.C. (eds.) *Agroecología: bases teóricas para el diseño y manejo de agroecosistemas sustentables*. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. Universidad Nacional de La Plata. pp. 260-285.
- PAOLETTI M.G.; BOSCOLO, P.; SOMMAGGIO, D. 1997. Beneficial insects in fields surrounded by hedgerows in North Eastern Italy. *Entomological Research in Organic Agriculture*. 15 (1-4): 311-323.
- PASCALÉ, A.J. 2010. Investigaciones agrometeorológicas para el cultivo de la soja realizadas en la cátedra de climatología y fenología agrícolas de la FAUBA. *Revista de la Facultad de Agronomía*. 30 (1-2): 1-73.
- PASTRANA, J.A. 2004. Los lepidópteros argentinos. Sus plantas hospedadoras y otros sustratos alimenticios. *Sociedad Entomológica Argentina*. 334 p.
- PEARCE, S.; ZALUCKI, M.P. 2006. Do predators aggregate in response to pest density in agroecosystems? Assessing within-field spatial patterns. *Journal of Applied Ecology*. 43(1): 128-140.
- PENGUE, W.A. 2009. Cuestiones económico-ambientales de las transformaciones agrícolas en las Pampas. *Problemas del Desarrollo*. 40(157): 137-161.
- PEREYRA, P.C.; SANCHEZ, N.E. 1991. Tablas de vida de *Rachiplusia nu* (Lepidoptera, Noctuidae) en laboratorio. *Actas XV Reunión Argentina de Ecología*. Rosario, Argentina. Agosto 1991. pp. 9.
- PEREYRA, P.C. 1998. Consumo foliar de soja por la "oruga medidora" *Rachiplusia nu* (Lepidoptera: Noctuidae). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*. 57(1-4): 41-44.
- PEROTTI, E.; GAMUNDI, J.C. 2009. La importancia de saber proteger oportunamente las hojas del cultivo de soja. *INTA EEA Oliveros. Para Mejorar la Producción* 42: 113-117.
- PICKETT, C.H.; ROLTSCH, W.; CORBETT, A. 2004. The role of a rubidium marked natural enemy refuge in the establishment and movement of *Bemisia* parasitoids. *International Journal of Pest Management*. 50(3): 183-191.
- PIGNATARO, A.G.; BIGANZOLI, F.; TOGNETTI, P.M.; POGGIO, S.L. 2018. Refugios de biodiversidad en los campos agrícolas: los productores como custodios de la biodiversidad. *Actas XXVIII Reunión Argentina de Ecología*. Mar del Plata, Argentina. Octubre-Noviembre 2018. pp. 267.
- PINHEIRO, J.C.; BATES, D.M. 2000. *Mixed-Effects Models in S and S-PLUS*. Springer Verlag, New York, USA, pp. 1-267.

- POGGIO, S.L. 2015. Los desafíos de aumentar la productividad agrícola y también conservar la biodiversidad en los paisajes rurales. *Horizonte A*. 74: 6-12.
- POGGIO, S.L. 2017. El desarrollo de la agricultura multifuncional para promover la biodiversidad en los agroecosistemas pampeanos. *Actas XXV Congreso Aapresid*. Rosario, Argentina, Agosto 2017.
- PRICE, P.W.; BOUTON, C.E.; GROSS, P.; MCPHERON, B.A.; THOMPSON, J.N.; WEIS, A.E. 1980. Interactions among three trophic levels: influence of plants on interactions between insect herbivores and natural enemies. *Annual Review of Ecology and Systematics*. 11(1): 41-65.
- PUJADE VILLAR, J. 1996. Resultados preliminares obtenidos a partir de una trampa Malaise situada en una zona mediterránea pirenaica. *Pirineos*. 147-148: 61-80.
- QUERINO, R.B.; SILVA, N.N.P.D.; ZUCCHI, R. A. 2016. Natural parasitism by *Trichogramma* spp. in agroecosystems of the Mid-North, Brazil. *Ciência Rural*. 46(9): 1521-1523.
- RAND, T.A.; TYLIANAKIS, J.M.; TSCHARNTKE, T. 2006. Spillover edge effects: the dispersal of agriculturally subsidized insect natural enemies into adjacent natural habitats. *Ecology Letters*. 9(5): 603-614.
- R CORE TEAM. 2015. R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. Recuperado de: <https://www.r-project.org/>
- RIECHERT, S.E.; GILLESPIE, R. 1983. Habitat choice and utilization in the web spinners. In: Shear, W. A. (ed.) *Web Building Spiders*. Stanford University Press. Redwood City, United States of America. pp. 1-12.
- RIECHERT, S. E.; LOCKLEY, T. 1984. Spiders as biological control agents. *Annual Review of Entomology*. 29(1): 299-320.
- ROHRIG, E.; SIVINSKI, J.; WHARTON, R. 2008. Comparison of parasitic Hymenoptera captured in Malaise traps baited with two flowering plants, *Lobularia maritima* (Brassicales: Brassicaceae) and *Spermacoce verticillata* (Gentianales: Rubiaceae). *Florida Entomologist*. 91(4): 621-627.
- ROOT, R.B. 1973. Organization of a plant-arthropod association in simple and diverse habitats: the fauna of collards (*Brassica oleracea*). *Ecological Monographs*. 43: 95-124.
- RÓTOLO, G.; FRANCIS, C. 2008. Los servicios ecosistémicos en el "corazón" agrícola de Argentina. INTA. EEA Oliveros. Publicación Miscelánea; 44. 21 p.
- RUSCH, A., VALANTIN-MORISON, M.; SARTHOU, J.P.; ROGER-ESTRADE, J. 2010. Biological Control of Insect Pests in Agroecosystems: Effects of Crop Management, Farming Systems, and Seminatural Habitats at the Landscape Scale: A Review. *Advances in Agronomy*. 109: 219-259.

- RUTLEDGE, C.E.; O'NEIL, R.J.; FOX, T.B.; LANDIS, D.A. 2004. Soybean aphid predators and their use in integrated pest management. *Annals of the Entomological Society of America*. 97(2): 240-248.
- SACKMANN, P. 2006. Efectos de la variación temporal y los métodos de captura en la eficiencia de un muestreo de coleópteros en la Reserva Natural Loma del Medio, El Bolsón, Río Negro. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*. 65(3-4): 35-50.
- SADRAS, V.O.; FERREIRO, M.; GUTHEIM, F.; KANTOLIC, A.G. 2009. Desarrollo fenológico y su respuesta a temperatura y fotoperíodo. En: Andrade, F.H.; Sadras, V.O. (eds.) *Bases para el manejo del maíz, el girasol y la soja*. 3º ed. INTA. EEA Balcarce - UNMdP. FCA, Balcarce, Argentina. pp. 19-39.
- SAINI, E.D. 1994. Aspectos morfológicos y biológicos de *Podisus connexivus* Bergroth (Heteroptera: Pentatomidae). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*. 53(1-4): 35-42.
- SAINI, E.D. 1995. Estudios básicos sobre el predador *Podisus connexivus* Bergroth (Insecta-Heteroptera-Pentatomidae) para su utilización en control biológico de lepidópteros plagas del cultivo de soja. Tesis *Doctorado*. Facultad de Ciencias Exactas y Naturales. Universidad de Buenos Aires. Ciudad Autónoma de Buenos Aires, Argentina. 111 p.
- SAINI, E.D. 2001. Insectos y ácaros perjudiciales al cultivo de soja y sus enemigos naturales. Instituto de Microbiología y Zoología Agrícola - Castelar: INTA-Instituto de Microbiología y Zoología Agrícola. 89 p.
- SALA, O.E.; CHAPIN, F.S.; ARMESTO, J.J.; BERLOW, E.; BLOOMFIELD, J.; DIRZO, R.;...; WALL, D.H. 2000. Global biodiversity scenarios for the year 2100. *Science*. 287: 1770-1774.
- SALTO, C.E.; LÓPEZ, J.A.; BERTOLACCINI, I.; QUAINO, O. 1991. Preferencia de adultos de *Allograpta* sp. (DIPTERA, SYRPHIDAE) por las flores de malezas. Actas XII Reunión Argentina sobre la Maleza y su Control, Trabajos y Comunicaciones I – Investigación Básica, Mar del Plata, Buenos Aires, Octubre 1991. pp. 113–118.
- SALVIO, C.; LÓPEZ, A.N.; MANETTI, P.L.; CLEMENTE, N.L.; MENONE, M.L. 2012. Manejo de *Milax gagates* (Draparnaud) (Mollusca:Pulmonata) y *Armadillidium vulgare* (Latreille) (Crustacea:Isopoda) en el cultivo de soja bajo siembra directa. Actas XIV Jornadas Fitosanitarias Argentinas. Potrero de los Funes, San Luis, Octubre 2012. 13p.
- SÁNCHEZ, N.E.; LUNA, M.G. 2004. Parasitism of lepidoptera defoliators in sunflower and legume crops, and adjacent vegetation in the Pampas of Argentina. In: Capinera, J.L. (ed.) *Encyclopedia of Entomology*; v 3. Kluwer Academic Publishers, The Netherlands, pp. 1634-1639.
- SANCHEZ, N.E.; PEREYRA, P.C. 1995. Life tables of the soybean looper *Rachiplusia nu* (Lepidoptera: Noctuidae) in the laboratory. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*. 54(1-4): 89-96.

- SARANDÓN, S.; FLORES, C.C. 2014. La insustentabilidad del modelo de agricultura actual. En: Sarandón, S.; Flores, C.C. (eds.) Agroecología: bases teóricas para el diseño y manejo de agroecosistemas sustentables. Universidad Nacional de La Plata (EDULP). La Plata, Argentina. pp. 13-41.
- SARMIENTO, F.O. 2000. Diccionario de ecología: paisajes, conservación y desarrollo sustentable para Latinoamérica. Quito: Abya Yala. pp. 1-58.
- SATORRE, E.; GUARINO, G. 2017. Bases para la determinación de umbrales de control de isocas defoliadoras en soja. Cultivar Decisiones N° 160. 4 p.
- SCHMIDT, M.H.; THIES, C.; NENTWIG, W.; TSCHARNTKE, T. 2008. Contrasting responses of arable spiders to the landscape matrix at different spatial scales. *Journal of Biogeography*. 35(1): 157-166.
- SINGH, R. 2003. Tritrophic interactions with reference to biological control of insect pests. *Biological Memoirs*. 29(2): 55-70.
- SLODERBECK, P.E.; YEARGAN, K.V. 1983. Comparison of *Nabis americanoferus* and *Nabis roseipennis* (Hemiptera: Nabidae) as predators of the green cloverworm (Lepidoptera: Noctuidae). *Environmental Entomology*. 12(1): 161-165.
- STARÝ, P.; PIKE, K.S. 1999. Uses of beneficial insect diversity in agroecosystem management. In: Collins, W.W.; Qualset, C.O. (eds.) Biodiversity in agroecosystems. CRC Press. Florida, United States of America. pp. 49-67.
- TANQUE, R.L.; FRIEIRO-COSTA, F.A. 2011. Pimplinae (Hymenoptera, Ichneumonidae) in a Cerrado fragment in the Reserva Biológica Unilavras/Boqueirão, Ingaí, Minas Gerais, Brazil. *Biota Neotropica*. 11(4): 169-171.
- TARABAEV, C.K.; SHEYKIN, A.A. 1990. Spiders as predators in apple-tree crowns in south-eastern Kazakhstan. *Acta Zoologica Fennica*. 190: 363-366.
- TAVARES, M.T.; AQUINO, D.A. 2014. Chalcididae. En: Roig-Juñent, S.; et al. (dirs). Biodiversidad de Artrópodos Argentinos v. 4. Editorial INSUE - UNT, San Miguel de Tucumán, Argentina. pp 139-148.
- TAYLOR, L.R. 1963. Analysis of the effect of temperature on insects in flight. *The Journal of Animal Ecology*. 32(1): 99-117.
- THIES, C.; TSCHARNTKE, T. 1999. Landscape structure and biological control in agroecosystems. *Science*. 285: 893-895.
- TOWNES, H. 1972. A light-weight malaise trap. *Entomological News*. 83(9): 239-247.
- TSCHARNTKE, T.; RAND, T.A.; BIANCHI, F.J. 2005. The landscape context of trophic interactions: insect spillover across the crop—noncrop interface. *Annales Zoologici Fennici*. 42(4): 421-432.
- TULLI, M.C.; CARMONA, D. M.; VINCINI, A.M. 2013. Influence of plant diversity on the numerical response of *Eriopsis connexa* (Coleoptera: Coccinellidae) to changes in cereal aphid density in wheat crops. *International Journal of Ecology*. 2013(2):1-8

- TULLI, M.C.; VINCINI, A.M.; PASCUCCI, J.I.; CARMONA, D.M.; BAQUERO, V.G. 2016. Bioecología de *Helicoverpa zea* (Lepidoptera: Noctuidae) en cultivos de maíz dulce con diferente manejo de hábitat. *Entomotropica*. 31(3): 23-35.
- TULLI, M.C.; GARCÍA, N.M.L.; VINCINI, A.M.; BAQUERO, V.G.; CARMONA, D. 2015. Fluctuación poblacional y parasitoidismo larval de *Rachiplusia nu* (Guenée), en cultivos de soja con diferente manejo del hábitat. *Actas IX Congreso Argentino de Entomología*. Posadas, Misiones, mayo 2015. Sección 3. pp. 36.
- TULLI, M.C. 2018. Definiciones y generalidades de manejo integrado de plagas, muestra, muestreo, monitoreo y técnicas de monitoreo. Apunte de cátedra *Zoología Agrícola*. Centro de estudiantes, FCA UNMDP. 8p.
- TULLI, M.C.; CARMONA, D.M.; VINCINI, A.M.; BAQUERO, V.G.; GARCÍA, N.M.L. 2018. Incidencia del parasitismo de las larvas de *Rachiplusia nu* (Lepidoptera: Noctuidae) en cultivos de soja con diferente manejo del hábitat. *Acta Zoológica Lilloana*. 62 (Suplemento): 107-109.
- TULLI, M.C.; CARMONA, D.M.; MARTÍNEZ, J.J. 2019a. Parasitoidismo de *Rachiplusia nu* Guenée (Lepidoptera: Noctuidae), en un cultivo de girasol del sudeste de buenos aires. *Actas XIV Encuentro Biólogos en Red*. Mar del Plata, Noviembre 2019. pp. 107. EPC 17.
- TULLI, M.C.; CARMONA, D.M.; MARTÍNEZ, J.J. 2019b. Parasitoidismo de larvas de *Rachiplusia nu* (Lepidoptera: Noctuidae) en relación a su longitud corporal. *Semiárida Revista de la Facultad de Agronomía UNLPam*. 29 (Supl.): 37-39.
- TULLI, M.C.; CARMONA, D.M.; MARTÍNEZ, J.J. 2019c. Complejo parasítico larval de *Rachiplusia nu* (Lepidoptera: Noctuidae), en cultivos de soja con diferente densidad de larvas. *Semiárida Revista de la Facultad de Agronomía UNLPam*. 29 (Supl.): 39-41.
- TYLIANAKIS, J.M.; DIDHAM, R.K.; WRATTEN, S.D. 2004. Improved fitness of aphid parasitoids receiving resource subsidies. *Ecology*. 85(3): 658-666.
- UETZ, G.W. 1979. The influence of variation in litter habitats on spider communities. *Oecologia*. 40: 29-42.
- UNITED NATIONS ENVIRONMENT PROGRAMME. (UNEP). 1992. Convention on Biological Diversity. UNEP – Environmental Law and Institutions Program Activity Centre, Nairobi. Recuperado de: <https://www.cbd.int/doc/legal/cbd-en.pdf>
- UNITED STATES DEPARTMENT OF AGRICULTURE. 2017. World Agricultural Production. USDA. Economics, Statistics and Market Information System. Recuperado de. <https://usda.library.cornell.edu/concern/publications/5q47rn72z?locale=en>
- URRETABIZKAYA, N.; VASICEK, A.; SAINI, E. 2010. Insectos Perjudiciales de Importancia Agronómica I. Lepidópteros. Ediciones INTA: Buenos Alres. 77 p.

- VALVERDE, L.; VIRLA, E. 2007. Parasitismo natural de huevos de las principales especies de Noctuidae (Lepidoptera) plagas en el cultivo de soja en Tucumán, Argentina. *Boletín Sanidad Vegetal, Plagas*. 33: 469-476.
- VALVERDE, L.; ROMERO SUELDO, M.; COLOMO, M.V.; BERTA, C.; DODE, M. 2008. Lepidópteros noctuidos plagas en el cultivo de soja en Tucumán, Argentina. *Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas*. 34: 377-386.
- VALVERDE, L.; QUERINO, R.; VIRLA, E. 2014. First record of *Rachiplusia nu* (Lepidoptera: Noctuidae) as host of the egg parasitoid *Trichogramma bruni* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). *Acta Zoológica Lilloana*. 58 (2): 250-252.
- VANDERMEER, J.; PERFECTO, I. 1995. Breakfast of biodiversity: the truth about rainforest destruction. The Institute for Food Development Policy: Food First Books, Oakland, California, USA. pp. 72-81.
- VAN DRIESCHE, R.G.; BELLOW, T.S. 1996. Biological Control. Chapman and Hall Press. New York, pp. 37-335.
- VAN DRIESCHE, R.G.; HODDLE, M.; CENTER, T. 2008. Control of pests and weeds by natural enemies: an introduction to biological control. Blackwell publishing. pp. 4-264.
- VAN EMDEN, H.F. 1990. Plant diversity and natural enemy efficiency in agroecosystems. In: Mackauer, M; Ehler, L. E.; Roland, J. (eds.) Critical Issues in Biological Control. Intercept Press. Andover, United Kingdom. pp. 63-80.
- VÁZQUEZ, E. 2008. Influencia de los factores bióticos y abióticos en la fluctuación poblacional de *Rachiplusia nu* (Lepidoptera: Noctuidae) en cultivos de soja con manejo de bajo impacto ambiental y convencional. Tesis *Ingeniero Agrónomo*. Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Mar del Plata. Balcarce, Argentina. 53 p.
- VIGLIZZO, E.F.; FRANK, F.; BERNARDOS, J.; BUSCHIAZZO, D.E.; CABO, S. 2006. A rapid method for assessing the environmental performance of commercial farms in the Pampas of Argentina. *Environmental Monitoring and Assessment*. 117(1-3): 109-134.
- VIGLIZZO, E.F.; FRANK, F.C.; CARREÑO, L.V.; JOBBAGY, E.G.; PEREYRA, H.; CLATT, J.; PINCÉN, D.; RICARD, M.F. 2011. Ecological and environmental footprint of 50 years of agricultural expansion in Argentina. *Global Change Biology*. 17(2): 959-973.
- VINCINI, A.M.; ALVAREZ CASTILLO, H.A. 2009. Plagas de los cultivos de girasol, maíz y soja. En: Andrade, F.H.; Sadras, V. O. (eds.). Bases para el manejo de maíz, el girasol y la soja. INTA. EEA Balcarce – UNMDP. FCA, Balcarce, Argentina. pp 219-247.
- VINSON, S.B. 1976. Host selection by insect parasitoids. *Annual Review of Entomology*. 21(1): 109-133.

- VÍRGEN, O.E.; CAMPOS, J.C.; BERMUDEZ, A.R.; VELASCO, C.R.; CAZOLA, C.C.; AQUINO, N.I.; CANCINO, E.R. 2013. Parasitoids and entomopathogens of the fall armyworm *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Nayarit, Mexico. *Southwestern Entomologist*. 38(2): 339-344.
- WEYLAND, F.; POGGIO, S.L.; GHERSA, C.M. 2008. Agricultura y biodiversidad. *Ciencia Hoy*. 106: 27-35.
- ZUBIAURRE, J.; CARMONA, D.; TULLI, M.C.; LÓPEZ, R. 2015. Dinámica poblacional de *Rachiplusia nu* Guenée (Lepidoptera: Noctuidae) y sus parasitoides, en cultivos de soja genéticamente modificada (Bt) con manejo de refugios versus soja no Bt. *Actas IX Congreso Argentino de Entomología*. Posadas, Misiones, Mayo 2015. Sección 3. pp. 39.