

**UNIVERSIDAD DE LA REPÚBLICA
FACULTAD DE AGRONOMÍA**

**ROL FUNCIONAL DE LA VEGETACIÓN ESPONTÁNEA DEL MARGEN DE
CHACRA DE SOJA BT Y CONVENCIONAL EN LA CONSERVACIÓN DE
ENEMIGOS NATURALES**

por

Valeria ASUTIN MARTÍNEZ

Nancy BREHM MÜLLER

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

**MONTEVIDEO
URUGUAY
2019**

Tesis aprobada por:

Director:

Ing. Agr. Mag. Silvana Abbate

Ing. Agr. Mag. Horacio Silva

Ing. Agr. Oscar Bentancur

Ing. Agr. Agustina Armand Pilon

Fecha: 13 de setiembre de 2019

Autoras:

Valeria Soledad Asutin Martínez

Nancy Lorena Brehm Müller

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos en primer lugar a nuestra tutora, la Ing. Agr. Mag. Silvana Abbate, por la dedicación, el interés y la orientación que nos brindó en todo momento para la elaboración de la presente tesis de grado.

También debemos mencionar al Ing. Agr. Mag. Horacio Silva, por su colaboración tanto en la etapa de campo como en la de análisis, al Ing. Agr. Oscar Bentancur por su ayuda en el procesamiento e interpretación de los datos analizados y a la Ing. Agr. Agustina Armand Pílon por su colaboración.

Agradecemos a Lic. Carol Guilleminot y Patricia Choca, bibliotecarias de EEMAC por su colaboración y facilitación de materiales.

Agradecemos especialmente a nuestros padres, pilares fundamentales en nuestra formación como personas, a nuestros hermanos y a amigos quienes son parte fundamental de nuestras vidas.

TABLA DE CONTENIDO

	Página
PÁGINA DE APROBACIÓN.....	II
AGRADECIMIENTOS.....	III
LISTA DE CUADROS E ILUSTRACIONES	VII
1. <u>INTRODUCCIÓN</u>	1
1.1 OBJETIVO GENERAL	1
1.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	1
2. <u>REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA</u>	2
2.1 CULTIVO DE SOJA MUNDIAL Y NACIONAL.....	2
2.2 SOJA TRANSGÉNICA	2
2.3 PLAGAS DE SOJA EN URUGUAY	3
2.3.1 <u>Chinches fitófagas</u>	3
2.3.2 <u>Lepidópteros</u>	4
2.3.3 <u>Trips</u>	4
2.3.4 <u>Arañuela</u>	5
2.4 ENEMIGOS NATURALES EN EL CULTIVO DE SOJA.....	5
2.4.1 <u>Artrópodos predadores</u>	5
2.4.1.1 <i>Orius insidiosus</i> y <i>Orius tristicolor</i> (Hemíptera: Anthocoridae).....	6
2.4.1.2 <i>Geocoris pallipes</i> (Hemíptera: Geocoridae)	6
2.4.1.3 <i>Nabis capsiformis</i> (Hemíptera: Nabidae).....	6
2.4.1.4 Redúvidos (Hemíptera: Reduviidae).....	7
2.4.1.5 Coccinélidos (Coleoptera: Coccinellidae).....	7
2.4.1.6 <i>Callida spp.</i> (Coleoptera: Carabidae).....	8
2.4.1.7 <i>Lebia concinna</i> (Brullé, 1838) (Coleoptera: Carabidae)....	8
2.4.1.8 <i>Chrysoperla externa</i> (Neuroptera: Chrysopidae).....	8
2.4.1.9 Arañas.....	8
2.4.2 <u>Parasitoides</u>	9
2.4.2.1 <i>Telenomus podisi</i> (Hymenoptera: Platygasteridae).....	10
2.4.2.2 <i>Trissolcus spp.</i> (Hymenoptera: Platygasteridae).....	10
2.5 RESERVORIO NATURAL DE ENEMIGOS NATURALES	11
2.6 POSIBLE EFECTO DE LA SOJA BT EN LOS PREDADORES	12
2.7 HIPÓTESIS	13
3. <u>MATERIALES Y MÉTODOS</u>	14
3.1 SITIOS DE MUESTREO.....	14
3.2 DISEÑO DE MUESTREO Y FACTORES	15
3.3 EVALUACIONES EN CAMPO	16
3.4 PROCESAMIENTO DE MUESTRAS EN LABORATORIO.....	16

3.5	COMPOSICIÓN FLORÍSTICA	17
3.6	ANÁLISIS ESTADÍSTICO	18
3.6.1	<u>Análisis estadístico</u>	18
3.6.2	<u>Composición florística</u>	18
4.	<u>RESULTADOS Y DISCUSIÓN</u>	19
4.1	ABUNDANCIA DE LOS DISTINTOS GRUPOS FUNCIONALES DE INSECTOS	19
4.1.1	<u>Arañas</u>	19
4.1.2	<u>Coccinélidos</u>	23
4.1.3	<u>Hemípteros predadores</u>	27
4.1.4	<u>Otros predadores</u>	32
4.1.5	<u>Pentatómidos fitófagos</u>	36
4.2	ABUNDANCIA DE ARTRÓPODOS PREDADORES EN FUNCIÓN DE LA COMPOSICIÓN BOTÁNICA DE LOS MÁRGENES DE CHACRAS DE SOJA	41
4.2.1	<u>Abundancia de artrópodos según sitio</u>	41
4.3	COMPOSICIÓN FLORÍSTICA	48
4.3.1	<u>Agrupamiento de sitios según similitud en la composición florística y la abundancia de artrópodos</u>	55
4.3.1.1	Caracterización de cada grupo de especies vegetales	56
4.3.1.2	Caracterización de cada grupo de artrópodos	56
4.3.2	<u>Caracterización de cada grupo de artrópodos en relación a la composición florística del margen</u>	56
4.3.2.1	Grupo 1 de artrópodos	56
4.3.2.2	Grupo 2 de artrópodos	58
4.3.2.3	Grupo 3 de artrópodos	59
5.	<u>CONCLUSIONES</u>	61
6.	<u>RESUMEN</u>	63
7.	<u>SUMMARY</u>	65
8.	<u>BIBLIOGRAFÍA</u>	66
9.	<u>ANEXOS</u>	84

LISTA DE CUADROS E ILUSTRACIONES

Cuadro No.	Página
1. Composición florística de las especies predominantes (hasta 5) de los márgenes de cultivos de soja RR/Bt y RR/no Bt de Esperanza, Provenir y Ruta 3	49
2. Composición florística de las especies predominantes (hasta 5) de los márgenes de cultivos de soja RR/Bt y RR/no Bt de Lagunitas, Santa Kilda y La curva.....	50
3. Composición florística de las especies predominantes (hasta 5) de los márgenes de cultivos de soja RR/Bt y RR/no Bt de Saladero, La Palma y Santa Maria.....	51
4. Composición florística de las especies predominantes (hasta 5) de los márgenes de cultivos de soja RR/Bt y RR/no Bt Sauce, Aqino y Urrestarazú .	52
5. Composición florística de las especies predominantes (hasta 5) de los márgenes de cultivos de RR/Bt y RR/no Bt Perú, 4 Bocas y La Choza.....	53
6. Composición florística de las especies predominantes (hasta 5) de los márgenes de cultivos de soja RR/Bt y RR/no Bt de Romeau	54
7. Distribución de abundancia porcentual según grupos de artrópodos.....	55
 Figura No.	
1. Ubicación de los 16 sitios de muestreo	14
2. Representación de un lugar de muestreo.....	15
3. Colecta de insectos con red entomológica	16
4. Reconocimiento de especies en laboratorio	17
5. Abundancia (30 redadas) de arañas relevadas en márgenes y cultivos de soja, en promedio de todas las fechas y sitios de muestreo	20
6. Abundancia promedio (30 redadas) de arañas relevadas en márgenes y cultivos de soja, en todas las fechas y sitios de muestreo, según tecnología utilizada	21

7. Abundancia promedio (30 redadas) de arañas relevadas en cultivos de soja RR/Bt, en todas las fechas y sitios de muestreo	22
8. Abundancia promedio (30 redadas) de arañas relevadas en cultivos de soja RR/no Bt, en todas las fechas y sitios de muestreo	22
9. Abundancia promedio (30 redadas) de arañas relevadas en márgenes en todos los sitios de muestreo según fecha.....	23
10. Abundancia promedio (30 redadas) de coccinélidos relevadas en márgenes y cultivos de soja, en todas las fechas y sitios de muestreo.....	24
11. Abundancia promedio (30 redadas) de coccinélidos relevadas en márgenes y cultivos de soja, en todas las fechas y sitios de muestreo.....	25
12. Abundancia promedio (30 redadas) de coccinélidos relevados en cultivos de soja RR/BT, en todas las fechas y sitios de muestreo.....	26
13. Abundancia promedio (30 redadas) de coccinélidos relevados en cultivos de soja RR/no BT en todos los sitios de muestreo según fecha	26
14. Abundancia promedio (30 redadas) de coccinélidos relevados en márgenes en todos los sitios de muestreo según fecha	27
15. Abundancia promedio (30 redadas) de hemípteros relevados en márgenes y cultivos de soja, en todas las fechas y sitios de muestreo.....	28
16. Abundancia promedio (30 redadas) de hemípteros relevados en márgenes y cultivos de soja, en todas las fechas y sitios de muestreo.....	29
17. Abundancia promedio (30 redadas) de hemípteros predadores relevados en cultivos de soja RR/Bt, en todas las fechas y sitios de muestreo	30
18. Abundancia promedio (30 redadas) de hemípteros predadores relevados en cultivos de soja RR/no Bt, en todas las fechas y sitios de muestreo.....	31
19. Abundancia promedio (30 redadas) de hemípteros predadores relevados en márgenes en todos los sitios de muestreo según fecha	31

20. Abundancia promedio (30 redadas) de otros predadores relevados en márgenes y cultivos de soja, en todas las fechas y sitios de muestreo	33
21. Abundancia promedio (30 redadas) de otros predadores relevados en márgenes y cultivos de soja, en todas las fechas y sitios de muestreo, según tecnología utilizada	34
22. Abundancia promedio (30 redadas) de otros predadores relevados en cultivos de soja RR/Bt, en todas las fechas y sitios de muestreo	35
23. Abundancia promedio (30 redadas) de otros predadores relevados en cultivos de soja RR/no Bt, en todas las fechas y sitios de muestreo	35
24. Abundancia promedio (30 redadas) de otros predadores relevados en márgenes en todos los sitios de muestreo según fecha.....	36
25. Abundancia promedio (30 redadas) de pentatómidos fitófagos relevados en márgenes y cultivos de soja, en todas las fechas y sitios de muestreo	37
26. Abundancia promedio (30 redadas) de pentatómidos fitófagos relevadas en márgenes y cultivos de soja, en todas las fechas y sitios de muestreo, según tecnología utilizada	38
27. Abundancia promedio (30 redadas) de pentatómidos fitófagos relevadas en cultivos de soja RR/Bt, en todas las fechas y sitios de muestreo	39
28. Abundancia promedio (30 redadas) de pentatómidos fitófagos relevadas en cultivos de soja RR/no Bt, en todas las fechas y sitios de muestreo	40
29. Abundancia promedio (30 redadas) de pentatómidos fitófagos en márgenes en todos los sitios de muestreo según fecha	41
30. Porcentaje de la abundancia acumulada de insectos en los márgenes en todas las fechas de muestreo en los 32 sitios.....	48
31. Grupos de especies vegetales (A) y grupo de artópodos (B)	55

1. INTRODUCCIÓN

En Uruguay la soja [*Glycine max* (L.) Merrill] es actualmente el principal cultivo agrícola. A partir del 2012 se autorizó en el país la comercialización de la soja Bt, portadora del evento MON87701 que codifica la endoproteína Cry1A(c). La tecnología Bt (*Bacillus thuringiensis*) presenta eficacia en el control de insectos plagas de la familia lepidóptera. Dado la elevada adopción de la soja Bt en el país, se cuestiona el impacto que la misma puede causar sobre la dinámica de poblaciones de enemigos naturales, ya que los mismos cumplen un rol fundamental en los agroecosistemas, regulando la población de especies plagas a través de la predación y el parasitismo. Los cultivos resistentes a lepidópteros podrían, por un lado, incrementar la presencia de insectos benéficos debido al menor uso de insecticidas, o por el otro, afectar la abundancia de los mismos debido a la falta de presas disponibles.

Las prácticas agronómicas implementadas recientemente en los cultivos extensivos como la soja, produjeron una disminución de los sitios considerados reservorios naturales de la fauna benéfica, como por ejemplo la vegetación espontánea de los márgenes de chacra, las cuales podrían cumplir un rol importante en la conservación de enemigos naturales, proporcionando recursos como agua, refugio y recursos alimenticios alternativos en épocas de escasez de los mismos.

La composición florística de las especies vegetales que conforman los márgenes podría influir en la abundancia de estos artrópodos benéficos.

1.1 OBJETIVO GENERAL

El objetivo general del presente trabajo fue evaluar el rol funcional que cumple la vegetación espontánea del margen de cultivos de soja RR/Bt y RR/no Bt en la conservación de artrópodos benéficos, la posible interacción con la tecnología Bt y su composición botánica con el fin de brindar información que contribuya a un manejo sustentable de plagas en dicho agroecosistema.

1.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Los objetivos específicos del trabajo fueron:

1. Determinar si la vegetación espontánea de los márgenes de las chacras de soja actúa como reservorios de artrópodos predadores.
2. Determinar si la abundancia de pentatómidos fitófagos y ciertos artrópodos predadores es mayor en la tecnología utilizada RR/Bt que en RR/no Bt.
3. Identificar si la abundancia de los artrópodos predadores presentes en los márgenes de chacra varía de acuerdo a la composición botánica de las especies vegetales que los conforman.

2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1 CULTIVO DE SOJA MUNDIAL Y NACIONAL

El cultivo de soja a nivel mundial (*Glycine max*) ocupa el décimo lugar en términos de producción (FAO, 2018). Uruguay, con una producción de 334.894.085 millones de toneladas se ubica en el décimo primer lugar como país productor de esta oleaginosa (FAO, 2018).

La soja en Uruguay, con una superficie sembrada de 1.060 millones de hectáreas durante la zafra 2017/18, es el cultivo agrícola de secano predominante en el país (MGAP. OPYPA, 2018). Del área total sembrada, el 68,6 % correspondió a soja de primera, y 31,4 % a soja de segunda. La producción total de la zafra 2017/18, fue de 1.316 miles de toneladas, con un rendimiento promedio de 1.241 kilogramos por hectárea (MGAP. OPYPA, 2018) ubicándose en los mínimos históricos; debido a una sequía extrema que afectó significativamente los rendimientos nacionales de los cultivos estivales (Deloitte, 2018).

2.2 SOJA TRANSGÉNICA

Las plantas transgénicas son vegetales a los cuales se le han introducido uno o más genes provenientes de otra especie, mediante herramientas moleculares (Hofmann et al., 1988).

La transgénesis en la agricultura, ha sido la tecnología de mayor y más rápida adopción a nivel mundial (Akahond y Mashray, 2009). El crecimiento del área sembrada de cultivos biotecnológicos ha aumentado de 1,7 millones de hectáreas en 1996 a 185,1 millones de hectáreas en 2016. La superficie sembrada de soja transgénica a nivel mundial representa el 50% del área mundial destinada a cultivos biotecnológicos (ISAAA, 2016).

En Uruguay los eventos autorizados presentan: tolerancia a herbicidas, resistencia a insectos o la combinación de ambos (Castro, 2017). La liberación del primer cultivo transgénico en el país fue en el año 1996, con la aprobación de la siembra de soja RR (Roundup Ready), comercializada por Monsanto, la cual presenta la inserción de un gen de la bacteria *Agrobacterium sp.*, que le confiere resistencia al herbicida glifosato (Bozzo, 2010).

En cuanto al carácter de resistencia a insectos, el descubrimiento de la bacteria *Bacillus thuringiensis* (Bt) fue el punto de partida para el desarrollo de los cultivos transgénicos. Numerosas cepas de *Bacillus thuringiensis*, producen diferentes proteínas con poder insecticida, las cuales, al ser activadas y transformadas en endotoxinas, se

unen de manera irreversible a receptores presentes en las microvellosidades del intestino de ciertos insectos, ocasionando la parálisis, interrupción de la alimentación y posterior muerte del mismo (Barboza y Ibarra, 1998).

Hasta la fecha se han identificado tres tipos diferentes de proteínas con acción insecticida sintetizadas por diferentes cepas de *Bacillus thuringiensis*: proteínas Cry, Cyt y Vip. Los insectos susceptibles a las proteínas Cry pertenecen principalmente a las familias Lepidóptera, Coleóptera y Díptera. Las proteínas Cyt presentan eficiencia de control en mosquitos, y las proteínas Vip son tóxicas para una gran variedad de lepidópteros (Yu et al., 1997), coleópteros e insectos picadores-chupadores (Palma et al., 2012). Se ha demostrado que algunas endotoxinas son 300 veces más potentes que los piretroides y 80000 veces más tóxica que los organofosforados (Feitelson et al., 1992).

En Uruguay, la siembra de maíces Bt fue autorizada en el año 2003 y posteriormente en el año 2012, se autorizó la siembra de variedades de soja portadoras del evento MON87701 que codifica la endoproteína Cry1A(c). Los materiales genéticos que poseen característica reciben el nombre comercial INTACTA® y son eficientes para el control de lepidópteros plaga que causan daños económicos a este cultivo, como: *Anticarsia gemmatalis* (Hübner), *Rachiplusia nu* (Guenée), *Chrysodeixis includens* (Walker), *Crociosema aporema* (Walsingham), *Helicoverpa gelotopoeon* (Dyar), entre otras (Monsanto, 2018). Durante la zafra 2016/17, se sembraron en el país 260 mil hectáreas de soja transgénica, representando el 27% de la superficie total sembrada (ISAAA, 2016).

2.3 PLAGAS DE SOJA EN URUGUAY

2.3.1 Chinches fitófagas

Las chinches fitófagas representan uno de los mayores problemas sanitarios para el cultivo de soja, ya que se alimenta directamente de los granos, reduciendo el rendimiento, la calidad y el potencial de germinación de los mismos (McPherson et al., 1979). Además, transmiten enfermedades fúngicas y bacterianas (Panizzi et al., 1979) y provocan retención foliar conocida como “soja loca”, en la que los tallos y hojas siguen verdes, cuando las vainas se encuentran maduras, dificultando la cosecha (Boethel et al., 2000).

En soja, los umbrales que se utilizan para determinar el control de chinches son muy bajos, debido a que estas causan daño económico a bajas densidades (Zerbino, 2010). Los valores usados varían, según la especie de chinche, su estado de desarrollo y el estado fenológico de la soja, entre otros factores. En cuanto al daño provocado según el estado de desarrollo; las ninfas de cuarto y quinto estadio de *Nezara viridula* (Linnaeus), y *Piezodorus guildinii* (Westwood) son capaces de producir daños

considerables, siendo los causados por este último estadio similares a los daños que generan los adultos (McPherson et al., 1979).

Durante el período vegetativo las chinches fitófagas se alimentan de hojas sin provocar daños significativos al cultivo, siendo el estado fenológico de mayor susceptibilidad del cultivo desde inicio de floración hasta R7, debido a que estos insectos se alimentan de las vainas y granos (Igarzábal et al., 2009).

En Uruguay, las especies de pentatómidos presentes en orden de mayor a menor importancia, debido a la abundancia y daños que ocasionan son: *Piezodorus guildinii*, *Nezara viridula*, *Dichelops furcatus* (Fabricius) y *Edessa meditabunda* (Fabricius) (Zerbino, 2010). En Uruguay *Piezodorus guildinii* es la principal chinche en soja y semilleros de forrajeras (Ribeiro et al., 2008).

2.3.2 Lepidópteros

En cultivos de sojas es habitual encontrar un complejo de lagartas defoliadoras compuesto por: *Anticarsia gemmatalis*, *Rachiplusia nu* y *Chrysodeixis includens* (Bentancourt y Scatoni, 2010). El daño de estos lepidópteros implica pérdida del área foliar, provocando menor intercepción de luz, menor capacidad fotosintética, acortamiento del período de llenado de granos y como consecuencia disminución del rendimiento (Board et al. 1994, Gamundi et al. 2006). *Crociosema aporema* es otro lepidóptero de importancia, la cual actúa en soja como barrenador de brotes (Ribeiro et al., 2008).

2.3.3 Trips

Los trips, en el cultivo de soja, se ubican en la cara inferior de las hojas; los mismos raspan los folíolos de las plantas, succionando la savia y como consecuencia causan la aparición de pequeñas áreas blanquecinas que luego se tornan de coloración plateada. El daño directo que ocasionan debido a su alimentación, aumentan la pérdida de agua de las plantas y en condiciones de sequía se marchitan con mayor rapidez. Sin embargo, ante buenas condiciones hídricas estos insectos difícilmente causan pérdidas económicas en la producción del cultivo. En las flores la mayoría de las veces afectan los órganos reproductivos, causando esterilidad. Los daños indirectos son los de mayor importancia, causados por la transmisión de enfermedades, principalmente virosis (Costa y Lima Neto 1970, Gallo et al. 1970).

Las especies que se encuentran con mayor frecuencia en el cultivo de soja en Uruguay son *Caliothrips phaseoli* (Hood), y *Frankliniella occidentalis* (Pergande) con menor asiduidad (Bentancourt y Scatoni, 2010).

2.3.4 Arañuela

En soja, los daños provocados por arañuela son similares a los de trips, ubicándose generalmente en el envés de las hojas. Con sus estiletes bucales extraen jugos de las células de la planta, reduciendo la superficie fotosintética y la cantidad de clorofila en hojas infestadas, las cuales, a su vez pierden agua acelerando su envejecimiento. Los ataques de esta plaga pueden causar inicialmente el amarillamiento de las hojas basales, pero si el ataque se prolonga las mismas toman un color bronceado y mueren. Son favorecidas por ambientes secos, en general, los ataques comienzan por bordes de las chacras y se extienden en manchones (Pauletti, 2016). *Tetranychus uticae* (Koch), es la especie más frecuente en soja en Uruguay (Bentancourt y Scatoni, 2010).

2.4 ENEMIGOS NATURALES EN EL CULTIVO DE SOJA

Los enemigos naturales, son organismos que habitan los agroecosistemas, y que logran, en ciertos casos, disminuir la densidad de la población de una plaga a niveles por debajo del umbral de daño económico (Van Driesche y Bellows, citados por Altieri y Nicholls, 1994). Por lo tanto, actúan como factor regulador de la dinámica de las poblaciones de insectos plagas (González y Volosky 2006, Morse y Hoddle 2006).

Los enemigos naturales se pueden clasificar en predadores, parasitoides y patógenos, siendo los dos primeros de gran importancia para limitar las poblaciones de insectos y ácaros fitófagos (Bentancourt y Scatoni, 2001). La contribución de cada uno de ellos en el control total, está influenciada por la naturaleza de los agroecosistemas: los predadores ejercen mayor control en cultivos anuales y los parasitoides se ven favorecidos en cultivos perennes. Los patógenos actúan en ambas condiciones, siendo más desfavorecidos por las densidades poblacionales y el clima (Chiaravalle, 2000).

En el cultivo de soja, los enemigos naturales no resultan eficientes para mantener las poblaciones de ciertas plagas como *Piezodorus guildinii*, por debajo de los umbrales de acción (Ribeiro, 2007), los cuales son considerablemente bajos, pero sí retrasan el desarrollo poblacional en la primera etapa de colonización de la plaga. Por otro lado, cumplen una importante función al mantener por debajo de los umbrales de daño económico a plagas secundarias, como tisanópteros y ácaros fitófagos (Ribeiro, 2010).

2.4.1 Artrópodos predadores

Son artrópodos que se caracterizan por atacar y matar a sus presas, consumiéndolas en un período corto de tiempo, en general son de igual o mayor porte que sus presas y a lo largo de su vida necesitan consumir varios individuos, para poder subsistir, crecer y reproducirse (Bentancourt y Scatoni, 2001). Los predadores comúnmente se alimentan de todos los estadios de desarrollo de sus presas, masticando

o succionando el contenido interno (Badii et al., 2000). En el agroecosistema de soja específicamente, aquellos predadores que aparecen temprano en el cultivo, pueden evitar que poblaciones de insectos fitófagos, alcancen niveles de daño económico, por lo cual son importantes reguladores (McPherson et al., 1982).

En Uruguay la mayoría de los predadores son polífagos, predominando en el cultivo de soja los hemípteros y arañas (Ribeiro et al., 2008). Ribeiro (2010), cita a las arañas como el grupo más abundante; constituyendo el 50% de los predadores que se encuentran en la parte aérea de la planta. Otros predadores de importancia son: *Triconabis capsiformis* (Germar), *Orius tristicolor* (White) y *Orius insidiosus* (Say), *Eriopis connexa* (Germar), *Chrisoperla externa* (Hagen), *Geocoris pallipes* (Stål) y véspidos (Ribeiro, 2010).

2.4.1.1 *Orius insidiosus* y *Orius tristicolor* (Hemíptera: Anthocoridae)

Orius insidiosus es la especie más frecuente en Uruguay (Bentancourt y Scatoni, 2001). Los adultos y ninfas de *Orius insidiosus* y *Orius tristicolor* se alimentan al succionar los líquidos internos de su presa (Wright, 1994). En el cultivo de soja, estos predadores se alimentan de un gran número de presas, entre las que se encuentran arañuelas, trips, áfidos, ácaros, huevos de insectos como chinches y lepidópteros, y orugas recién eclosionadas (McCaffrey y Horburguh 1986, Coll y Ridgway 1995, Rutledge et al. 2004). Además, ante la falta de presas, se alimentan del polen de plantas (Armer et al., 1998). Esta diversificación en la alimentación garantiza una enorme ventaja adaptativa para esta especie y para el control biológico, ya que este predador puede sobrevivir en ausencia de su alimento principal (presas, De Freitas Bueno et al., 2012).

2.4.1.2 *Geocoris pallipes* (Hemíptera: Geocoridae)

Las poblaciones de *Geocoris pallipes* contribuyen de manera eficaz en el control de especies fitófagas. Se alimentan de huevos, ninfas y larvas pequeñas de varias especies de hemípteros, coleópteros, lepidópteros, dípteros, himenópteros (incluyendo las hormigas), trips, colémbolos, ácaros y pulgones, entre otros. Además de ser frecuente en soja, este predador se encuentra en cultivos de alfalfa, algodón, maíz, remolacha, papa y también en malezas (Bentancourt y Scatoni, 2001).

2.4.1.3 *Nabis capsiformis* (Hemíptera: Nabidae)

Los individuos de la especie *Nabis capsiformis*, se encuentran sobre plantas o en el suelo, cazando sus presas de manera activa, atrapando y sosteniendo las mismas con las patas delanteras que son de tipo raptorial (Rebolledo et al., 2005). Se alimentan de insectos de cuerpos blandos como pulgones, larvas de lepidópteros y diversas especies de chinches. *Nabis sp.* frecuentan el cultivo de soja y también habitan en la

vegetación espontánea, pastizales, alfalfa, trigo, semilleros de leguminosas donde contribuyen a mantener ciertos insectos fitófagos por debajo de los niveles de daño económico (Bentancourt y Scatoni, 2001).

2.4.1.4 Redúvidos (Hemíptera: Reduviidae)

Los redúvidos son hemípteros que presentan generalmente hábito predador (aunque algunas especies son entomófagas), que capturan insectos alimentándose de sus líquidos corporales los cuales pinchan con sus estiletes, utilizando la saliva como forma de paralizar y matar a sus presas. Habitan en condiciones diversas, sobre plantas, suelo, debajo de troncos y piedras (Bentancourt y Scatoni, 2001).

Bentancourt y Scatoni (2001) citan para Uruguay a: *Cosmoclopius nigroannulatus* (Stal), *Apiomerus lanipes* (Fabricius), *Rasahus hamatus* (Fabricius), *Zelus femoralis* (Stal), *Zelus leucogrammus* (Perty) y *Atrachelus cinereus* (Fabricius) (Martin-Park y Carmen, 2011). *Cosmoclopius nigroannulatus*, es una especie encontrada en diversos cultivos de Uruguay, esta se alimenta de diversos insectos (Bentancourt y Scatoni, 2001). En relevamientos realizados en el cultivo de tabaco este redúvido fue reportado como importante predador de ninfas pequeñas de *Spartocera dentiventris* (Berg) y heteróptero de la familia Coreidae (Cantos-Silva y Romanowsky, 2003).

En Argentina, algunos redúvidos predadores encontrados en cultivos de soja fueron: *Zelus sp.*, *Cosmoclopius sp.*, *Apiomerus sp.*, *Atrachelus sp.* (Massoni et al., 2015).

2.4.1.5 Coccinélidos (Coleoptera: Coccinellidae)

Los coccinélidos agrupan numerosas especies de insectos predadores que han sido muy utilizadas en control biológico de plagas (Obrycki y Kring, 1998). Unas pocas especies de la familia Coccinellidae presentan hábitos fitófagos y la mayoría son carnívoros, que se alimentan de otros insectos durante la etapa larval y adulta. Se alimentan principalmente de pulgones, pero también consumen ácaros, moscas blancas, cochinillas, trips, larvas y huevos de lepidópteros. Cuando escasean sus presas, muchos adultos sobreviven, sin poder reproducirse, alimentándose de néctar, polen y secreciones de homópteros. En soja hay varias especies que se diferencian por su tamaño y coloración, tanto *Eriopsis connexa*, como *Cycloneda sanguinea* (Linneo) son especies muy frecuentes en cultivos extensivos en Uruguay, en trigo y praderas de leguminosas pueden llegar a mantener las poblaciones de pulgones por debajo de los umbrales de daño (Bentancourt y Scatoni, 2001).

2.4.1.6 *Callida spp.* (Coleoptera: Carabidae)

Las especies del género *Callida* presentan hábito alimenticio predador. Entre sus presas se encuentran: pulgones, dípteros, coleópteros y lepidópteros, entre otros insectos (Kromp, 1999). Tienen capacidad de predación y alcanzan poblaciones altas en los cultivos de soja. En el estado de Florida (EE. UU), en el mismo cultivo, su población fue estimada entre 5.400 y 9.600 individuos por hectárea (Neal, 1974).

El potencial de predación de los individuos del género *Callida* en soja se debe principalmente a su capacidad de consumir presas durante la fase larval. Larvas de tercer estadio de *Callida spp.* consumieron 65,6 orugas de *Anticarsia gemmatalis* de segundo estadio, mientras que durante la fase adulta (49 días), se alimentaron en promedio de 48 orugas pequeñas por día (Corrêa-Ferreira y Pollato, 1989).

2.4.1.7 *Lebia concinna* (Brullé, 1838) (Coleoptera: Carabidae)

Los carábidos de la especie *Lebia concinna* son predadores de orugas, huevos, ninfas y trips tanto en la fase de larva como en la fase adulta (Hoffmann-Campo et al., 2000). Presenta un marcado hábito polífago, lo cual imposibilita su asociación hacia una presa específica (Salvadori y Gómez, 1982).

2.4.1.8 *Chrysoperla externa* (Neuroptera: Chrysopidae)

Chrysoperla externa es la especie más frecuente en los sistemas agrícolas-pastoriles de Uruguay, se puede encontrar en montes frutales, cultivos hortícolas, cereales y pastizales; en cultivos de soja, trigo y semilleros de leguminosas llegan a ser muy numerosos, cumpliendo un rol importante en la reducción de distintas plagas (Bentancourt y Scatoni, 2001).

Las larvas de este neuróptero, son predadoras, se alimentan de huevos, lagartas, pulgones, ácaros y otros artrópodos de tegumento blando (Carvalho y Souza, 2002). Durante su desarrollo larval, puede consumir varias presas a lo largo de su vida, mientras los adultos se alimentan de líquidos y polen (Bentancourt y Scatoni, 2001).

2.4.1.9 Arañas

Este grupo de artrópodos se compone de predadores generalistas de tamaño y forma variable, que pueden alimentarse tanto de especies plaga como benéficas (Prado et al. 1981, Molinari 1990), las cuales se caracterizan por ser carnívoras y capturar a sus presas vivas, mostrando especificidad según el hábitat en el cual se encuentren (Bentancourt y Scatoni, 2001). Las mismas limitan el crecimiento exponencial inicial de una población específica de presas (Riechert y Lockley, 1984). En los agroecosistemas, cumplen un rol fundamental como enemigos naturales de insectos perjudiciales, pero a

la vez sirven de alimento para otros predadores (Altieri y Whitcomb, 1980). La abundancia de las arañas en el cultivo de soja ha sido destacada por diferentes autores, que las consideran uno de los predadores más frecuentes (Prado et al. 1982, Moraes et al. 1991). Se observan durante todo el ciclo del cultivo, aumentando desde la fase vegetativa y alcanzando la máxima población en el momento de la maduración de las plantas (Leite y Lara, 1985). La frecuencia de ocurrencia de arañas en soja puede ser influenciada por los diferentes sistemas de siembra, siendo más abundantes en siembra directa (Cividanes, 2002).

En Argentina, en cultivos de soja y en bordes de vegetación natural, se ordenaron las familias de mayor a menor según el porcentaje de riqueza específica que representó del total, en el siguiente orden: Araneidae (35,7%); Salticidae (25%); Thomisidae (10,7%); Anyphaenidae y Corinnidae (7,1%); Lycosidae, Philodromidae, Oxyopidae y Theridiidae (3,6%). Al ordenar las familias por su abundancia la escala fue diferente: Thomisidae, Anyphaenidae, Araneidae, Salticidae, Oxyopidae, Corinnidae, Philodromidae, Lycosidae y Theridiidae (Liljesthrom et al., 2002).

Las familias más frecuentemente encontradas en Uruguay son: Araneidae, Salticidae, Thomisidae y Oxyopidae (Bentancourt y Scatoni, 2001). Las especies de la familia Araneidae utilizan la telaraña como forma de captura de sus presas, ya que debido a su poca visión las detectan por vibración de la tela araña (Bentancourt y Scatoni, 2001). Las especies de la familia Salticidae se conoce como saltadoras, capturando a sus presas saltando sobre ellas. Presentan un gran poder visual. Son arañas que se localizan en el suelo, sobre plantas y en la corteza de los árboles. Es muy extensa la familia con varias especies presentes en el Uruguay (Bentancourt y Scatoni, 2001). Las especies de la familia Thomisidae son arañas diurnas que cazan sobre la vegetación, encontrándose con frecuencia en flores en busca de sus presas (Bentancourt y Scatoni, 2001). Oxyopidae es una familia de arañas que viven que plantas y flores, son capaces de correr y saltar fácilmente por lo que son denominadas cazadoras, también pueden aprovechar las señales químicas de la presa al caminar, en adición a la información visual y vibratoria (Punzo, 2002). Esta familia captura sus presas con los primeros pares de patas (Punzo, 2002).

2.4.2 Parasitoides

Los parasitoides son insectos que tienen por lo menos una fase de su desarrollo asociado al huésped del cual se alimenta, completando su ciclo de vida. A diferencia de los predadores, que consumen varias presas durante su vida, los parasitoides se caracterizan por utilizar un solo individuo huésped durante todo su ciclo biológico, estableciendo asociaciones que perduran hasta la muerte del hospedero (Parra et al., 2002). En Brasil, Corrêa-Ferreira (1986), reportó que los parasitoides más frecuentes en el cultivo de soja pertenecen a los órdenes Díptera (Tachinidae) e Hymenoptera (Braconidae, Chalcididae, Ichneumonidae y Platygastriidae). En el cultivo de soja, este

grupo de agentes benéficos resulta muy importante tanto para el control biológico natural de poblaciones de insectos plaga como para utilizar en programas de control biológico aplicado (Parra et al. 2002, Costa et al. 2006).

Los parasitoides de huevos en soja, son considerados los agentes de mortalidad más importantes de las chinches fitófagas (Pacheco y Corrêa-Ferreira 2000, Corrêa-Ferreira 2002). En Brasil, *Telenomus podisi* (Ashmead) es la especie con mayor porcentaje de parasitismo en posturas *Euschistus heros* (Fabricius) y de *Piezodorus guildinii* (Panizzi y Smith 1976, Corrêa-Ferreira 1986, Godoy y Ávila 2000). En Argentina también se lo registra a *Telenomus podisi* como el parasitoide más frecuente de *Piezodorus guildinii* (Cingolani, 2011) de la misma manera que lo registrado en Uruguay (Castiglioni et al., 2010).

En el cultivo de soja también son frecuentes las especies de parasitoides de lagartas defoliadoras, como por ejemplo *Copidosoma trucantellum* (Dalman) (Hymenoptera: Encyrtidae), principal enemigo natural de *Rachiplusia nu* (Chiaravalle, 1996) y diferentes especies de taquínidos quienes cumplen un papel importante en la disminución de poblaciones de lepidópteros plaga (Bentancourt y Scatoni, 2001).

2.4.2.1 *Telenomus podisi* (Hymenoptera: Platygasteridae)

En Uruguay al igual que Brasil el parasitoide *Telenomus podisi* es el más habitual en los cultivos de soja (Pacheco y Corrêa-Ferreira 2000, Godoy et al. 2005, Ribeiro 2007). Parasita huevos de insectos de los órdenes Odonata, Orthoptera, Mantodea, Hemíptera, Neuróptera, Coleóptera, Díptera, Lepidóptera y Araneae (Austin et al., 2005), logrando parasitismo de hasta el 100% (Godoy y Ávila 2000, Ribeiro 2007, Castiglioni et al. 2010).

En soja, *Telenomus podisi* fue el principal agente de mortalidad de huevos de *Piezodorus guildinii*, encontrándose siempre en el cultivo mientras se constataba la presencia de huevos de dicha especie (Ribeiro, 2007). Si bien este parasitoide se encuentra presente desde los primeros estadios de la soja y puede lograr un alto porcentaje de parasitismo de huevos, su control no logra mantener a las poblaciones de chinches por debajo de los umbrales de daño económico, los cuales son muy bajos (Ribeiro, 2007).

2.4.2.2 *Trissolcus spp.* (Hymenoptera: Platygasteridae)

Los individuos adultos del género *Trissolcus* tienen vida libre y se alimenta de néctar. Estos insectos son parasitoides solitarios que completan su desarrollo larval dentro del huevo del hospedero hasta la emergencia de los adultos en aproximadamente 10 a 12 días (Powell y Shepard 1982, Orr et al. 1985, Corrêa-Ferreira y Moscardi 1994).

Atacan posturas de *Edessa meditabunda*, *Piezodorus guildinni*, *Nezara viridula* y otros pentatómidos (Bentancourt y Scatoni, 2001).

Trissolcus basalis ejerce un elevado control sobre *Nezara viridula* en varios países, entre ellos Brasil (Panizzi y Slansky 1985, Austin et al. 2005). En relación a *Piezodorus guildinii* se constató en Brasil que entre 2% y 5,6% de las posturas estaban parasitadas por *Trissolcus basalis* (Corrêa-Ferreira 1986, Medeiros et al. 1998, Godoy et al. 2005), *Trissolcus brochymenae* (Ashmed) entre 0,5% y 12,4% (Corrêa-Ferreira 1986, Cividanes et al. 1995), y *Trissolcus urichi* (Crawford) en porcentajes despreciables (Medeiros et al., 1998).

2.5 RESERVORIO NATURAL DE ENEMIGOS NATURALES

Numerosos estudios determinaron que la vegetación natural alrededor del campo cultivado aporta recursos que incrementan la abundancia de los enemigos naturales (Dennis y Fry, 1992). La relevancia de estos hábitats radica en que los mismos pueden proporcionar recursos que no están a disposición de los artrópodos benéficos en el hábitat del cultivo, tales como hospederos o presas, agua, refugio, microclimas favorables para invernar o aparearse, protección frente a insecticidas y recursos alimenticios en épocas de escasez de plagas (Dennis y Fry 1992, Landis y Haas 1992, Altieri y Nicholls 1994).

Se han registrado movimientos de insectos benéficos desde el margen hacia la chacra, registrándose a la vez un porcentaje mayor de control biológico en surcos de cultivos ubicados más próximos a la vegetación espontánea de los márgenes de chacra (Altieri y Nicholls, 1994). Las malezas y otro tipo de vegetación alrededor de las chacras muy frecuentemente refugian presas/hospederos alternativos para los enemigos naturales, proporcionando así recursos estacionales (Altieri y Whitcomb, 1979).

En la actualidad a nivel mundial, la cantidad total de hábitats disponibles para insectos benéficos ha descendido, en particular en los paisajes agrícolas homogéneos, donde se realizan prácticas de manejo que tienden a eliminar la vegetación natural adyacente (Altieri y Letourneau, 1982). En el caso de extensas áreas sembradas con monocultivos, los insectos plagas poseen mayor colonización, reproducción y tiempo de permanencia en el cultivo, dado que presentan menor dificultad para encontrar el mismo y menor mortandad debida a la baja población de enemigos naturales.

Los policultivos, por el contrario, son agroecosistemas más estables al tener mayor diversidad vegetal, los mismos ofrecen condiciones (diversidad de alimentos y refugios) que favorecen a los enemigos naturales (Altieri y Letourneau, 1982). Thies y Tscharnk (1999) sostienen que paisajes complejos con una alta densidad de vegetación perenne puede mejorar las poblaciones de enemigos naturales, que emigran a los

cultivos anuales aledaños, atacando a los insectos plaga y contribuyendo la reducción de poblaciones de plagas.

Altieri y Whitcomb (1980) indican que la abundancia y diversidad de insectos entomófagos dentro de un cultivo está estrechamente relacionada con la composición vegetal de los márgenes de chacras, por lo que la diversificación de la vegetación puede resultar en un manejo óptimo de plagas (Andow, 1991). Una mayor diversidad de plantas conlleva a una mayor diversidad de insectos, y esto a su vez determina una mayor diversidad de predadores y parasitoides (Altieri y Nicholls, 1994). Thies y Tscharnk (1999) encontraron resultados similares al reportar que la presencia especies vegetales nativas en los márgenes de las chacras se asoció con aumento de la mortalidad de insectos plagas, debido a un mayor porcentaje de parasitismo.

Se ha demostrado que es posible estabilizar las comunidades de insectos en agroecosistemas, diseñando arquitecturas que incluyan diversidad de vegetación en el margen, como por ejemplo de especies angiospermas que pueden servir como fuente de alimento para enemigos naturales (Altieri y Nicholls, 1994). Por otro lado, Thies y Tscharnk (1999) afirman que el número, forma, y disposición espacial de parches de vegetación afecta a los insectos fitófagos y entomófagos.

2.6 POSIBLE EFECTO DE LA SOJA BT EN LOS PREDADORES

El cultivo Bt permite el control específico de plagas, reduciendo la necesidad de aplicación de insecticidas de amplio espectro (Brookes y Barfoot 2006, Pellegrino et al. 2018) permitiendo la conservación de los enemigos naturales en el medio (Romeis et al., 2006). Sin embargo, considerando que la toxina Bt se expresa continuamente en las diferentes estructuras de la planta durante todo el ciclo de crecimiento expone a posibles riesgos a la entomofauna benéfica y organismos no blancos (Williamson, 1992). Los enemigos naturales podrían entrar en contacto con las toxinas Bt de manera directa a través del polen o del tejido vegetal que muchos de ellos ingieren como alimento suplementario a sus presas (Torres et al., 2006). O de forma indirecta por el consumo de presas alimentadas directamente en plantas Bt (Borsani et al., 2010).

Varios estudios de campo y laboratorio reportaron que los cultivos Bt no afectan negativamente a los enemigos naturales (Pons y Starý 2003, De la Poza et al. 2005, Sisterson et al. 2007, Lumbierres et al. 2012, Comas et al. 2014, Pellegrino et al. 2018). Sin embargo, la menor abundancia de presas en cultivos Bt también puede determinar una menor abundancia de enemigos naturales en comparación con chacras sin aplicaciones (Naranjo, 2005).

2.7 HIPÓTESIS

Las hipótesis planteadas en el presente trabajo fueron:

1. La vegetación espontánea de los márgenes de chacras de soja es un reservorio de artrópodos predadores.
2. La abundancia de los artrópodos predadores encontrados en la vegetación espontánea de los márgenes de cultivos de soja es mayor en la tecnología sembrada en la chacra RR/Bt que en RR/noBt.
3. La abundancia de los artrópodos predadores varía de acuerdo a la composición botánica de las especies vegetales que conforman el margen de chacras de soja.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 SITIOS DE MUESTREO

Los muestreos fueron efectuados en 16 chacras comerciales de soja de primera, ubicadas en los departamentos de Paysandú y Río Negro (ver Figura No. 1). Los mismos se realizaron con una frecuencia de tres semanas, durante todo el ciclo del cultivo de soja de la zafra 2017/18 (desde el 11 de diciembre del 2017, hasta el 21 de abril del 2018).

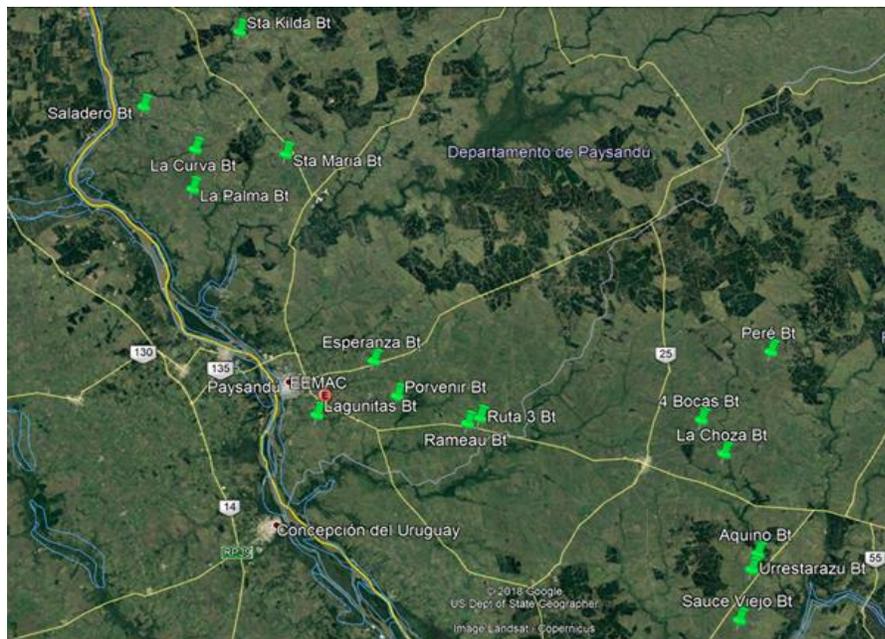


Figura No. 1. Ubicación de los 16 sitios de muestreo

En cada sitio se ubicaron dos chacras comerciales de soja, separadas entre sí por una distancia mayor o igual a 1 kilómetro. En cada una de estas chacras (RR/Bt y RR/no Bt) se dispusieron sitios de muestreo georreferenciados, ubicados a 40 metros del margen más cercano de la chacra, en los cuales también se instalaron puntos de muestreo (ver Figura No. 2).

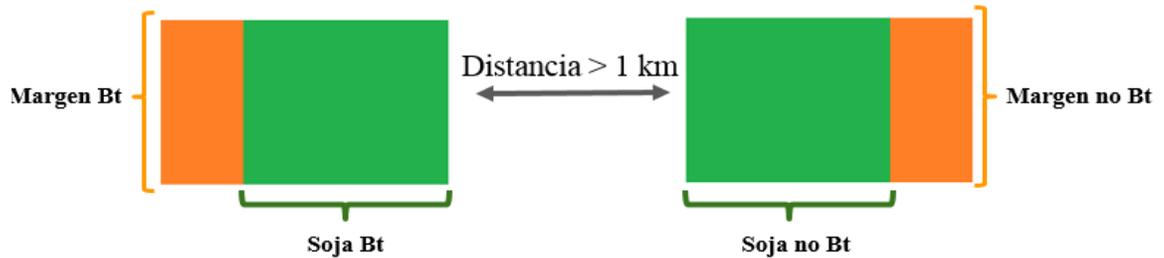


Figura No. 2. Representación de un lugar de muestreo

3.2 DISEÑO DE MUESTREO Y FACTORES

El trabajo consistió en un muestreo aleatorio estratificado. Se identificaron 16 sitios, y en cada uno de los mismos se establecieron 2 chacras, RR/Bt y RR/no Bt con sus respectivos márgenes.

Se evaluaron 4 factores:

- Soja RR/Bt
- Soja RR/no Bt
- Margen de chacra de soja RR/Bt
- Margen de chacra de soja RR/no Bt

La unidad de muestreo consistió en un punto georreferenciado en el margen o chacra de cada sitio, en el cual se realizó la colecta de insectos mediante red entomológica, tomando 2 muestras de 15 redadas cada una, las cuales se sumaron para el análisis estadístico.

La variable analizada fue la abundancia de artrópodos, que se evaluó agrupando las especies encontradas en:

- Arañas
- Hemípteros predadores
- Coccinélidos
- Otros predadores
- Chinchas fitófagas
- Parasitoides de huevos de chinche
- Lepidópteros

Se realizó un análisis con los valores acumulados de los seis momentos de muestreo y otro utilizando medidas repetidas, observando los efectos para cada fecha de muestreo. Se utilizaron contrastes ortogonales para evaluar efectos principales (margen

vs. cultivo). Las diferencias entre las medias obtenidas en cada tratamiento fueron evaluadas mediante test de Tukey con un nivel de significancia de $p\text{-valor} < 0,05$.

3.3 EVALUACIONES EN CAMPO

En cada una de las chacras se realizaron 7 momentos de muestreos durante todo el ciclo del cultivo de soja, con una frecuencia de 3 semanas. En cada uno de los puntos georreferenciados el muestreo consistió en 30 golpes con red entomológica, tomando 2 sub muestras de 15 redadas cada una. El procedimiento se repitió en el área delimitada en el margen de chacra. En todos los casos, las muestras fueron depositadas en bolsas de nylon identificadas con la fecha y sitio del muestreo. Las mismas fueron llevadas al laboratorio y conservadas en freezer hasta su posterior procesamiento. Se utilizó el método de muestreo mediante red entomológica, ya que la misma permite recolectar insectos aún cuando la vegetación presenta escasa altura (ver Figura No. 3).



Figura No. 3. Colecta de insectos con red entomológica

3.4 PROCESAMIENTO DE MUESTRAS EN LABORATORIO

Para la identificación en laboratorio de los artrópodos colectados a campo se utilizó: lupa binocular, lupa de mano, pinzas, fuente de luz y placas de Petri. En el caso de especies desconocidas, se recurrió a claves de reconocimiento.

Para cada muestra obtenida, se determinó el número y estado de desarrollo de artrópodos predadores, pentatómidos fitófagos, lepidópteros y otros fitófagos. En el caso

de los insectos, se procuró que la identificación alcance el mayor nivel de especificidad, llegando a especie en la mayoría de los casos. Por el contrario, en el caso de arácnidos, los mismos fueron clasificados 3 grupos de acuerdo al tamaño (menor a 0,5 cm, entre 0,5 y 1 cm y mayor a 1 cm).

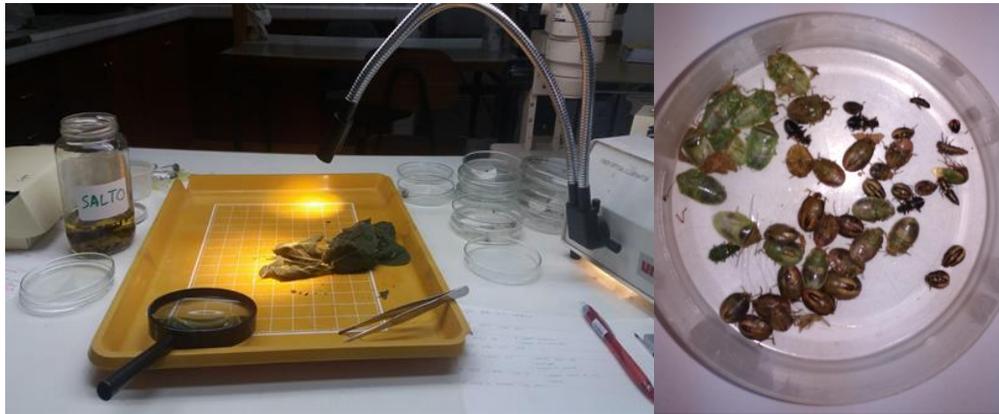


Figura No. 4. Reconocimiento de especies en laboratorio

3.5 COMPOSICIÓN FLORÍSTICA

A mediados de febrero se caracterizó la composición florística espontánea predominante en los márgenes de soja RR/Bt y RR/no Bt de cada punto de muestreo. La caracterización se realizó mediante una adaptación del método de muestreo Botanal (Tohill et al., 1992) para determinar las especies dominantes, en el cual se identificaron las 5 (en el caso que las hubiera) especies con mayor cobertura. Las especies vegetales identificadas fueron clasificadas en: monocotiledóneas/dicotiledóneas, estivales/invernales y anuales/perennes.

3.6 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

3.6.1 Análisis estadístico

Los datos se analizaron estadísticamente ajustando modelos lineales generalizados de medidas repetidas en el tiempo, asumiendo que los conteos tienen distribución binomial negativa.

Se usó el procedimiento Glimmix del paquete estadístico SAS versión 9.4. Las comparaciones de los efectos significativos se hicieron utilizando el test de Tukey con un nivel de significancia de $p\text{-valor} < 0,05$ y contrastes ortogonales.

El modelo a utilizar fue el siguiente:

$$\text{Ln}(\mu) = \beta_o + \delta_i + M_j + (\delta M)_{ij} + S_k$$

Donde

μ = Media general

β_o = Intercepto

δ_i = Efecto de la i – ésima situación, combinación de tecnología por margen o cultivo (Bt, no Bt)

M_j = Efecto del j - ésimo muestreo (Fechas de muestreos)

$(\delta M)_{ij}$ = Interacción situación por muestreo

S_k = Efecto del k - ésimo sitio (Lugar de muestreos)

3.6.2 Composición florística

Con el objetivo de determinar si la composición florística del margen de chacra estaba asociada a la abundancia de predadores registrados en los mismos, se realizaron agrupamientos de los sitios tanto por similitud de especies vegetales como por abundancia de artrópodos.

El análisis se realizó utilizando la metodología de Cluster análisis. En el caso de la composición florística se usó el índice de similitud de Jaccard y el dendograma fue realizado por el método de Ward. Para la abundancia de predadores se usó la distancia euclideana y para el dendograma también se utilizó el método de Ward. Luego se compararon visualmente los grupos de sitio formados, analizando la coincidencia entre los agrupamientos obtenidos.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

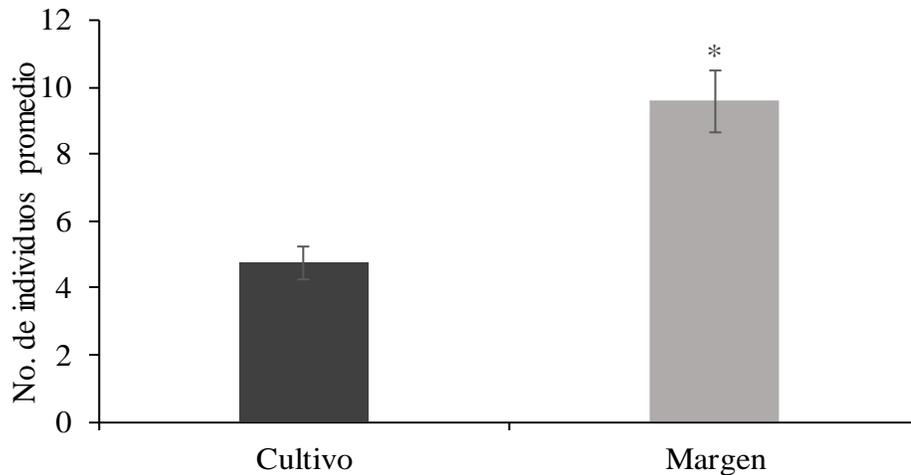
4.1 ABUNDANCIA DE LOS DISTINTOS GRUPOS FUNCIONALES DE INSECTOS

En el caso de los grupos parasitoides de huevos de chinches y lepidópteros, si bien se analizaron estadísticamente, no se abordaron debido a que el modelo propuesto no convergía para dichas variables. Esto fue asociado a que el método de muestreo no fue el adecuado para estos dos grupos. En trabajos paralelos; el grupo de parasitoides será analizado con trampas amarillas, en cambio el grupo de lepidópteros será abordado con el método de muestreo de paño vertical.

4.1.1 Arañas

Las arañas fueron el grupo de predadores más importante, teniendo en cuenta los valores acumulados obtenidos en la suma de los siete relevamientos en todos los sitios y todas las fechas de muestreo. Los arácnidos representaron el 56% del total de artrópodos registrados en las chacras de soja (sin discriminar por tecnología) y el 83,2% en los márgenes. Si bien las arañas registradas en las muestras no fueron identificadas a nivel de especie, la mayoría de los individuos encontrados pertenecían a las familias Araneidae, Salticidae, Thomisidae y Oxyopidae.

La abundancia de arañas promedio obtenidas en todas las fechas de muestreo fue mayor en los márgenes en comparación con lo registrado dentro de las chacras de soja (p -valor < 0,0001, ver Figura No. 5, Anexo No. 1), esto podría deberse a la permanente cobertura del suelo, la cual provee refugio y disponibilidad de alimento para este grupo de artrópodos. La importancia de estas áreas ha sido evaluada por varios autores que confirman que los márgenes de vegetación espontánea, funcionarían como sitio preferencial para el establecimiento de predadores y área de hibernación de los mismos (Duffey, 1978). Nyffeler et al. (1992), sostienen que la vegetación espontánea existente en los márgenes de los cultivos, es un reservorio natural para las arañas y otros predadores generalistas y es el área desde donde ciertas especies colonizan los cultivos. Lesar y Unzicker (1978) han propuesto el establecimiento de franjas de gramíneas o leguminosas a lo largo de los márgenes del cultivo para favorecer la colonización de los campos de soja por arañas.

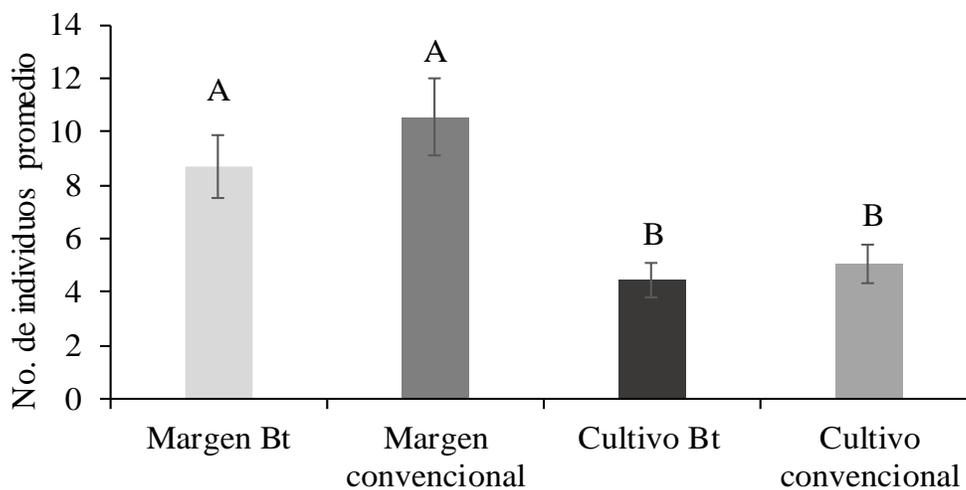


*Diferencia estadística por contraste ortogonal p-valor < 0.05

Figura No. 5. Abundancia (30 redadas) de arañas relevadas en márgenes y cultivos de soja, en promedio de todas las fechas y sitios de muestreo

Al discriminar los datos según la tecnología utilizada (RR/Bt vs. RR/no Bt), se puede apreciar que el número total acumulado de arañas en chacras de soja no difirió debido a la presencia del evento transgénico Cry1A(c). La mayor abundancia de arañas en los márgenes sigue siendo significativamente mayor al discriminar según chacras RR/Bt y RR/no Bt, test de Tukey (p-valor < 0,05, ver Figura No. 6, Anexo No. 2). Estos resultados indicarían que la proteína Cry1A(c) no afectaría este grupo de artrópodos benéficos.

En estudios realizados en algodón por Almada et al. (2012), hallaron diferencias significativas asociadas a la tecnología Bt, registrando mayor número de arañas en algodón Bt con respecto a chacras de algodón no Bt (ya sea sin o con control químico), atribuyendo las diferencias encontradas entre el cultivo Bt y el control químico al efecto de los insecticidas, sin argumentar los motivos por los cuales existe menor abundancia en algodón convencional sin control químico. Estos mismos autores registraron mayor diversidad en algodón convencional sin tratamiento químico, mientras que la mayor riqueza específica se registró en el algodón Bt (Almada et al., 2012).

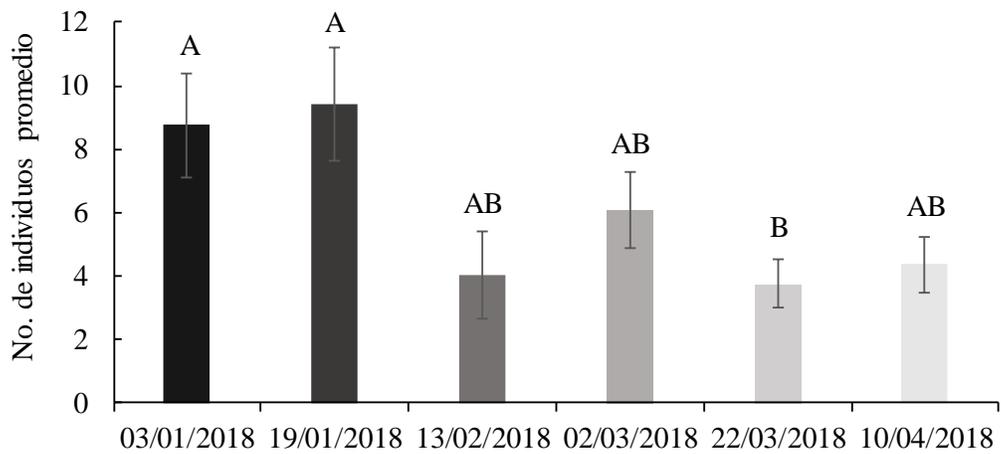


Letras diferentes entre columnas significan diferencias estadísticas, Tukey (p-valor < 0,05)

Figura No. 6. Abundancia promedio (30 redadas) de arañas relevadas en márgenes y cultivos de soja, en todas las fechas y sitios de muestreo, según tecnología utilizada

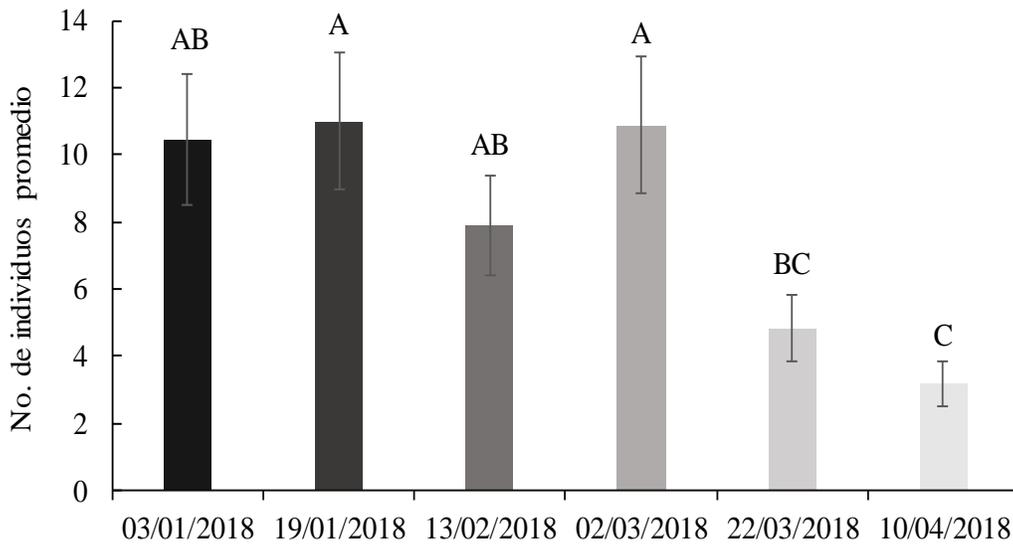
Al analizar los datos obtenidos según tecnología (RR/Bt vs. RR/no Bt) y discriminando la fecha de muestreo, se observa que la abundancia de arañas en las chacras de soja comenzó siendo alta y disminuyó a fines de marzo, ver Figuras No. 7 y No. 8. Lo cual podría estar explicado por diversos factores, ya sean disponibilidad de presas, climáticos o aplicación de insecticidas de amplio espectro.

Estudios realizados por Beltramo et al. (2006), en soja, indican que la capacidad de colonización de las arañas alcanzó el 55% en el segundo mes después de la implantación y el 100% en el tercer mes posterior a la misma. Durante el período de emergencia, las plantas apenas cubren el suelo y un alto porcentaje de arañas todavía se encuentra en los márgenes. Duffey (1978), registró que casi la totalidad de especies de arañas están presentes a partir del segundo mes de implantación del cultivo de soja. Beltramo et al. (2006), atribuyen la caída en el número de arañas observada a fines de febrero y marzo en el cultivo de soja a las aplicaciones de insecticidas, llegando a valores de abundancia prácticamente nulos. En este período del año, los márgenes actuarían como áreas de refugio amortiguando el efecto de los productos químicos (Nyffeler y Benz 1987, Heidger y Nentwing 1989). La cosecha del cultivo también provoca la emigración de artrópodos, los cuales recolonizan los márgenes en este momento para mantenerse en ese sitio hasta la colonización del nuevo cultivo (Minervino 1996, Liljestrom et al. 2002).



Letras diferentes entre columnas significan diferencias estadísticas, Tukey (p-valor < 0,05)

Figura No. 7 Abundancia promedio (30 redadas) de arañas relevadas en cultivos de soja RR/Bt, en todas las fechas y sitios de muestreo

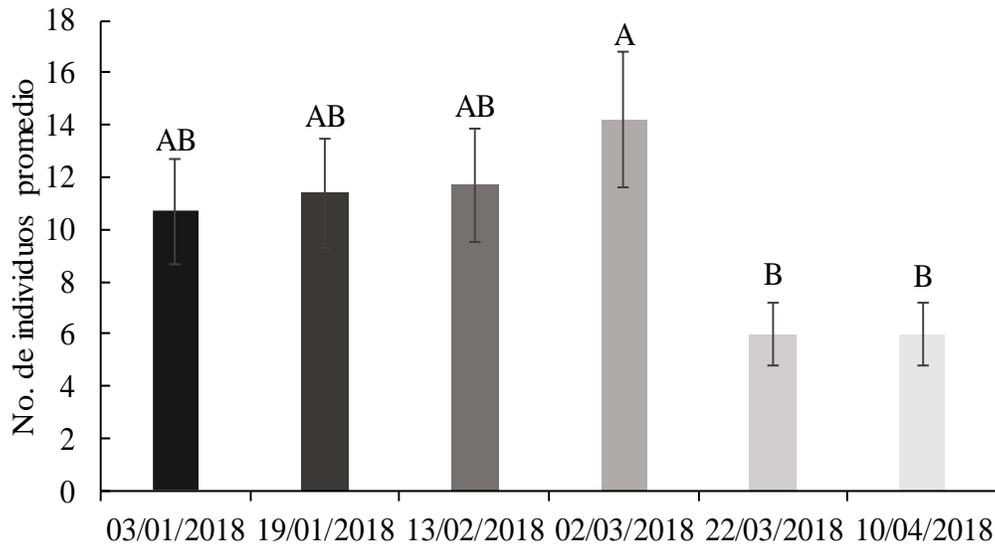


Letras diferentes entre columnas significan diferencias estadísticas, Tukey (p-valor < 0,05)

Figura No. 8. Abundancia promedio (30 redadas) de arañas relevadas en cultivos de soja RR/no Bt, en todas las fechas y sitios de muestreo

La dinámica de arañas en las diferentes fechas de muestreo de los márgenes de chacra presenta la misma tendencia observada dentro del cultivo (ver Figura No. 9). Estos resultados podrían explicarse por un descenso de la disponibilidad de presas debido a la disminución de temperatura hacia fines de marzo y abril. Sin embargo, la

densidad de este grupo de predadores en las zonas de vegetación espontánea, aún cuando descende, no llega a valores nulos, indicando que estas áreas actúan como refugio de estas especies.



Letras diferentes entre columnas significan diferencias estadísticas, Tukey (p-valor < 0,05)

Figura No. 9. Abundancia promedio (30 redadas) de arañas relevadas en márgenes en todos los sitios de muestreo según fecha

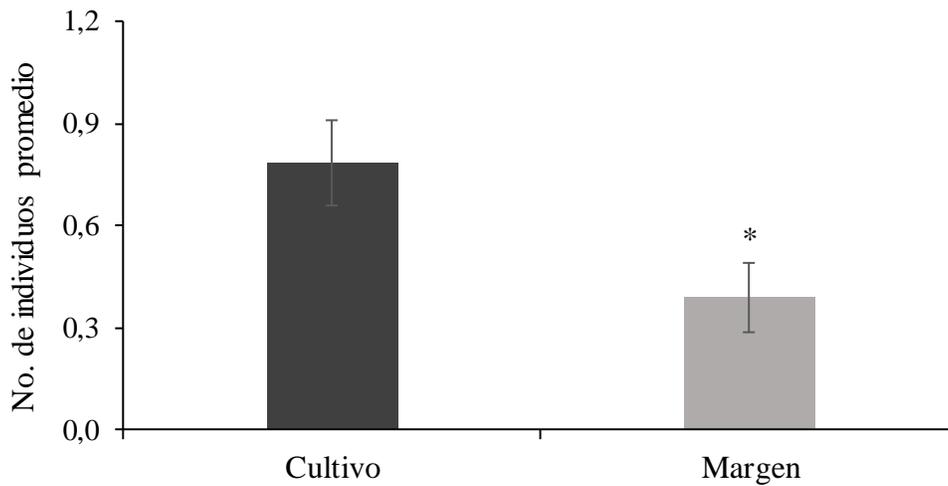
4.1.2 Coccinélidos

Los coccinélidos fueron el tercer grupo en importancia en el total de predadores registrados en promedio dentro del cultivo de soja (10,1%). Las especies registradas más frecuentemente fueron: *Eriopis connexa*, *Scymnus loewii*, *Coccinella ancoralis*, *Harmonia axyridis*, *Cycloneda sanguinea* e *Hyperaspis festiva*.

Promediando los valores obtenidos en todos los sitios y fechas de muestreo, la abundancia de los coccinélidos fue estadísticamente mayor dentro del cultivo de soja en comparación con los márgenes (p-valor < 0,016, ver Figura No. 10, Anexo No. 3). La mayor abundancia de coccinélidos encontrada en chacras de soja en el presente trabajo podría estar asociada a una mayor disponibilidad de insectos de tamaño pequeño, como trips y arañuelas.

En diversos estudios sobre el movimiento de coleópteros se ha observado movimiento entre los márgenes y los cultivos adyacentes. Chiverton y Sotherton (1991) estudiaron los efectos de la exclusión del uso de herbicidas en los márgenes de cultivos de cereales y constataron que, en los mismos, existe una gran abundancia de artrópodos

no plaga los cuales constituyen una importante fuente de presas para los predadores. Altieri y Nicholls (1994) también estudiaron la abundancia de coccinélidos registrando mayor presencia de los mismos en áreas agrícolas, cuando estaban próximos de bordes de plantas forestales y de cercas de arbustos, los cuales actuarían como lugares de hibernación. En Inglaterra, se han encontrado altas poblaciones de coccinélidos en parcelas de frijoles rodeados de ortigas, en comparación con parcelas de frijoles rodeados de árboles y edificios (Burn, 1987).



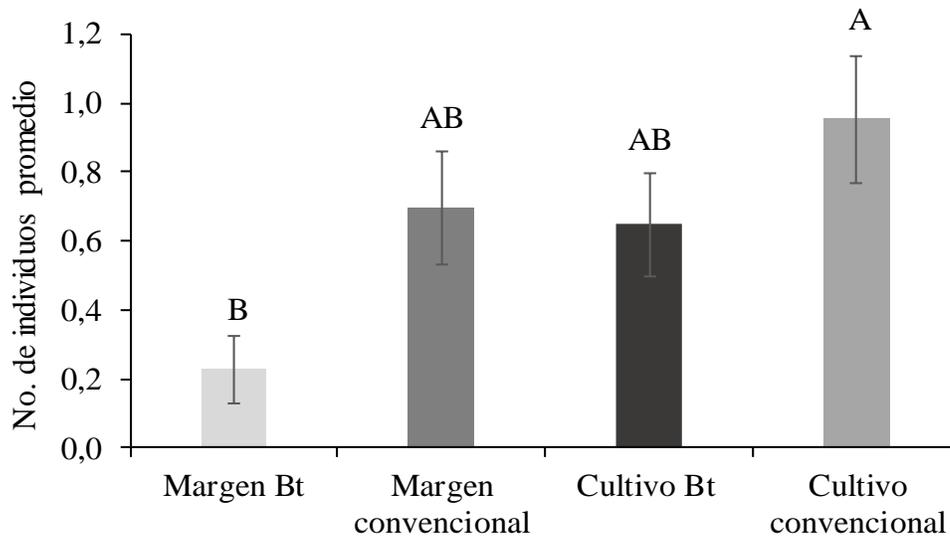
*Diferencia estadística por contraste ortogonal p-valor < 0.05

Figura No. 10. Abundancia promedio (30 redadas) de coccinélidos relevadas en márgenes y cultivos de soja, en todas las fechas y sitios de muestreo

Analizando los datos relevados según tecnología utilizada en la chacra (RR/Bt vs. RR/no Bt), se observa que los coccinélidos totales tuvieron significativamente mayor número de individuos acumulados en soja RR/no Bt y menor en margen Bt, siendo margen convencional y chacra RR/Bt estadísticamente igual al resto y no encontrándose diferencias estadísticas entre cultivos de soja Bt y no Bt, test de Tukey (p-valor < 0,05, ver Figura No. 11, Anexo No. 4). Las diferencias encontradas en la abundancia de coccinélidos entre el margen y el cultivo (realizada sobre el total de los datos sin discriminar por tecnología y al trabajar considerando un n mayor) logra detectar diferencias significativas, las cuales se diluyen al particionar según Bt o no Bt.

La tendencia no significativa que registra mayor abundancia de coccinélidos en cultivos de soja RR/no Bt, podría asociarse a una mayor cantidad de insectos presa, en particular de larvas de lepidópteros, las cuales no logran desarrollarse ante la presencia de la proteína Cry1A(c). Probablemente esta tendencia no se puede detectar estadísticamente, debido a que en las chacras RR/Bt los coccinélidos pudieron

alimentarse de otras fuentes, como huevos de pequeños insectos, trips y arañuelas, los cuales forman parte de la dieta de este grupo de predadores (Sarwar, 2006).

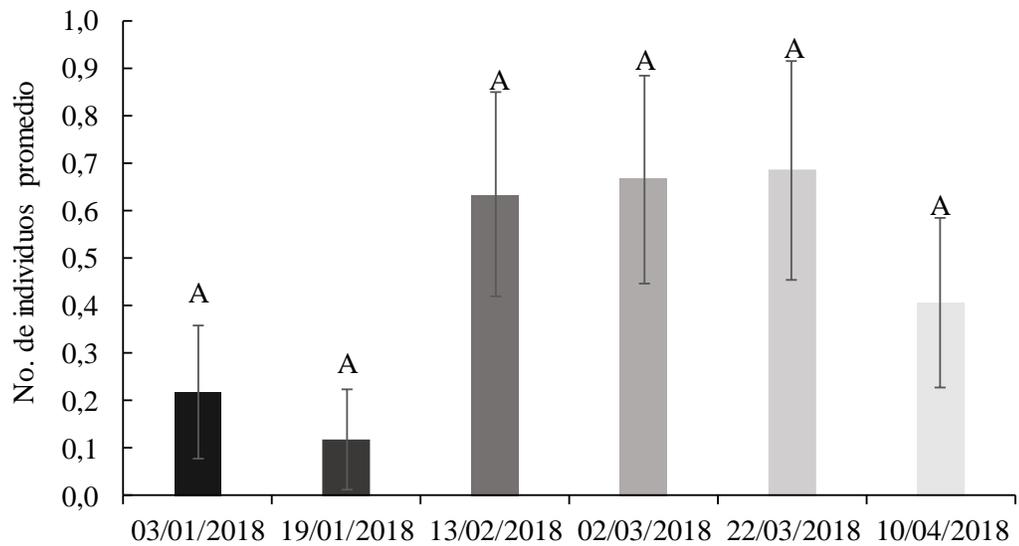


Letras diferentes entre columnas significan diferencias estadísticas, Tukey (p-valor < 0,05)

Figura No. 11. Abundancia promedio (30 redadas) de coccinélidos relevadas en márgenes y cultivos de soja, en todas las fechas y sitios de muestreo

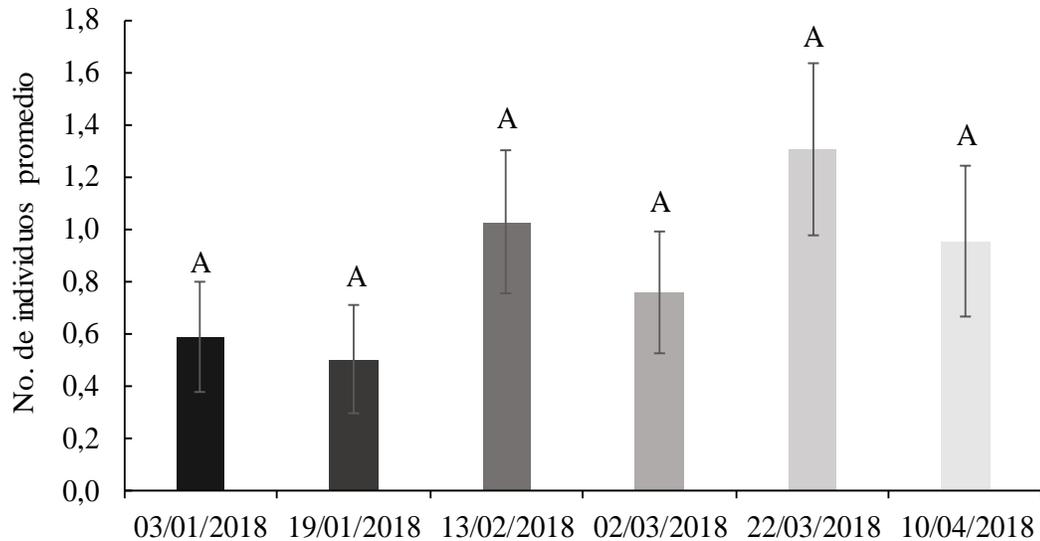
La menor cantidad de predadores registrados en márgenes de chacras RR/Bt en comparación con chacras de soja RR/no Bt, podría asociarse a una menor abundancia de insectos presa y no a un efecto de la tecnología. En este sentido, Álvarez-Alfageme et al. (2008), determinaron que los coccinélidos tienen la capacidad de ingerir y activar la proteína Cry1ab al consumir presas alimentadas con un cultivo de maíz Bt, sin que esto afecte el desarrollo, la supervivencia ni la fecundidad del coccinélido.

Al discriminar según tecnología (RR/Bt vs. RR/no Bt) y fecha de muestreo, no se observaron diferencias significativas en cuanto a la abundancia de coccinélidos (larva + adulto) a lo largo del ciclo de la soja, test de Tukey (p-valor < 0,05, ver Figuras No. 12 y No. 13). Ribeiro et al. (2010) relevaron poblaciones de insectos en diversos cultivos, entre ellos soja, desde noviembre a junio (2004-2005), constatando que las larvas de *Eriopis connexa* (Coleoptera: Coccinellidae) estuvieron presentes desde el inicio de los muestreos con un máximo a fines de marzo.



Letras diferentes entre columnas significan diferencias estadísticas, Tukey (p-valor < 0,05)

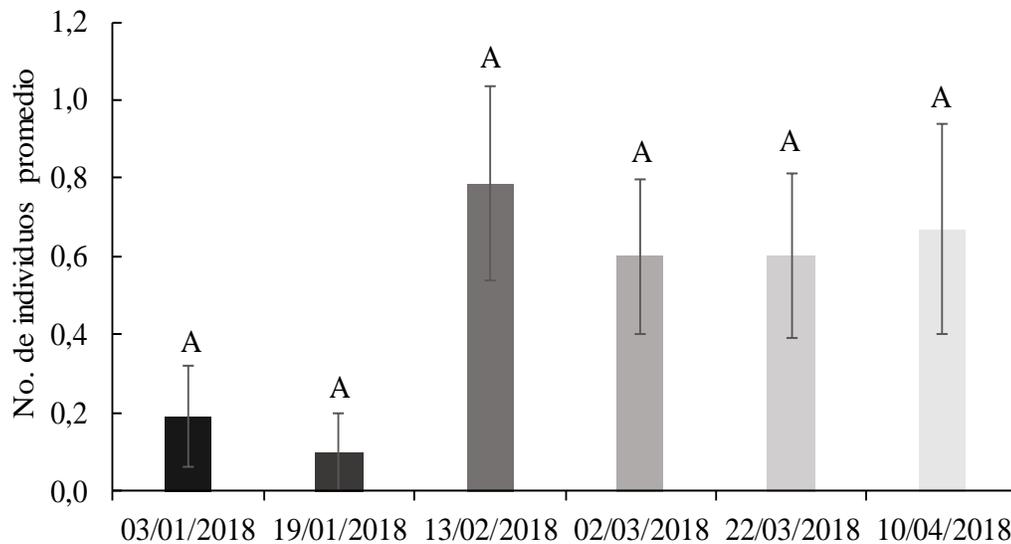
Figura No. 12. Abundancia promedio (30 redadas) de coccinélidos relevados en cultivos de soja RR/BT, en todas las fechas y sitios de muestreo



Letras diferentes entre columnas significan diferencias estadísticas, Tukey (p-valor < 0,05)

Figura No. 13. Abundancia promedio (30 redadas) de coccinélidos relevados en cultivos de soja RR/no Bt en todos los sitios de muestreo según fecha

La abundancia de coccinélidos en los márgenes según fecha de muestreo tampoco se encontraron diferencias significativas, comportándose de forma similar que dentro del cultivo (ver Figura No. 14). Esto podría explicarse por la capacidad de este grupo de alimentarse de fuentes diversas. La disponibilidad de recursos es un importante factor que influye en la movilidad de estos enemigos naturales, parches ricos en alimento y refugio favorecen conductas de movimiento que llevan al individuo a inmigrar más a ese tipo de parches y a permanecer por más tiempo dentro de ellos (Romero et al., 2010). La principal dieta de los coccinélidos son los áfidos, pero también incluyen en su dieta una variedad de insectos pequeños como adélgidos, ácaros, huevos de insectos y larvas pequeñas, además se alimentan de polen que puede constituir hasta el 50% de sus alimentos, néctar, agua y ligamaza (Sarwar, 2006). Los coccinélidos oviponen comúnmente en malezas nativas, por lo que la presencia de las mismas en márgenes de cultivos determinó mayor abundancia de larvas en el cultivo que cuando estas estaban ausentes (Sarwar, 2006).



Letras diferentes entre columnas significan diferencias estadísticas, Tukey (p-valor < 0,05)

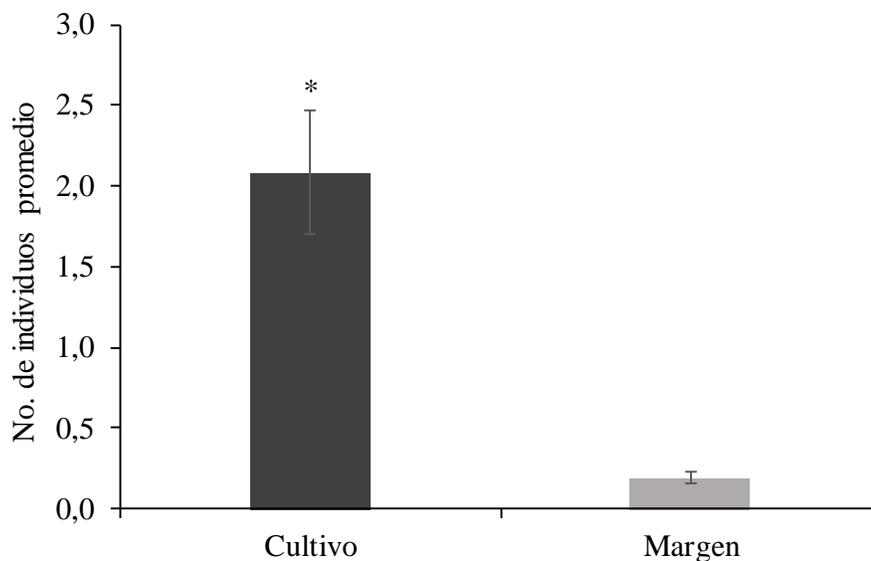
Figura No. 14. Abundancia promedio (30 redadas) de coccinélidos relevados en márgenes en todos los sitios de muestreo según fecha

4.1.3 Hemípteros predadores

Los hemípteros predadores fueron el segundo grupo en términos de importancia en relación a la abundancia registrada en promedio en los cultivos de soja, representando el 25% de la totalidad de predadores en promedio de todos los sitios y fechas de

muestreo. Las especies que se encontraron con mayor frecuencia fueron: *Nabis capsiformis*, *Orius insidiosus*, *Orius tristicolor*, *Geocoris pallipes*, Redúvidos sp.

A lo largo de todo el ciclo de la soja, se obtuvo mayor abundancia de hemípteros predadores dentro del cultivo en comparación a los márgenes (p-valor < 0,001, ver Figura No. 15, Anexo No. 7). Esto podría deberse a que, si bien los márgenes de chacras proporcionan presas y hábitat a los enemigos naturales, este grupo de insectos benéficos tendría mayor disponibilidad de presas dentro del cultivo. Muchos predadores se alimentan de muchas especies diferentes y se distribuyen en la vegetación en respuesta a la disponibilidad de presa, más que a la presencia de plantas (Root, citado Altieri y Nicholls, 1994) por lo que estos resultados señalarían que este grupo de insectos benéficos se encontrarían dentro del cultivo debido a una mayor abundancia de presas, mientras que los márgenes podrían ocupar un rol de refugio temporal hacia el fin del ciclo de la soja.



*Diferencia estadística por contraste ortogonal p-valor < 0.05

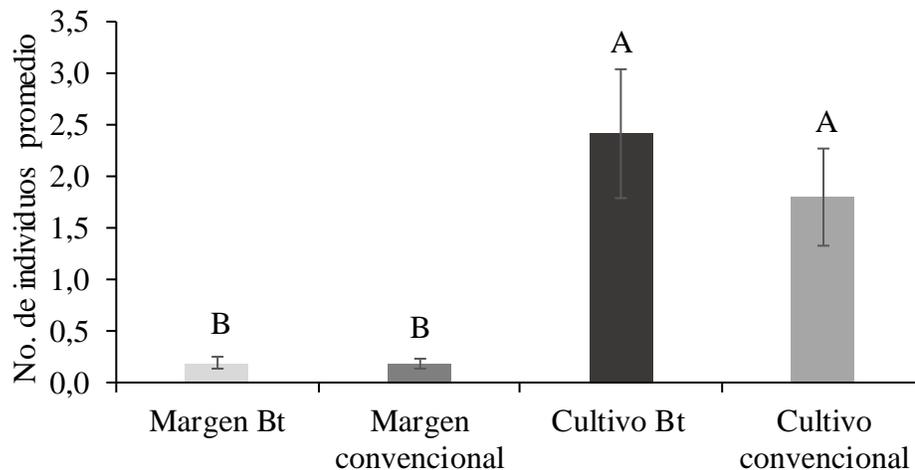
Figura No. 15. Abundancia promedio (30 redadas) de hemípteros relevados en márgenes y cultivos de soja, en todas las fechas y sitios de muestreo

No se hallaron diferencias significativas entre los cultivos y los márgenes según la tecnología utilizada, test de Tukey (p-valor < 0,05, ver Figura No. 16, Anexo No. 8). La falta de diferencias entre cultivo RR/Bt y RR/noBt, coinciden con estudios realizados por Pilcher et al. (2005), Eizaguirre et al. (2006), quienes estudiaron diversos insectos benéficos, entre los cuales se encontraba *Orius sp.* en cultivos de maíz RR/Bt y RR y no obtuvieron diferencias estadísticas en cuanto a la abundancia en ambos tipos de cultivos. En contraposición, Torres y Ruberson (2005), encontraron que el algodón convencional

favorece las poblaciones de *Geocoris uliginosus* (Say) en comparación con el algodón Bt.

En cambio, Hagerty et al. (2005), obtuvieron como resultado que las poblaciones de los predadores, incluyendo *Geocoris sp.*, *Orius sp.*, *Nabis sp.*, entre otros, fueron consistentemente más altos en lotes de algodón Bt. Este hecho lo atribuyeron los autores, a que estos predadores son generalistas y no solamente dependen de presas compuestas por poblaciones de insectos plagas controladas por las toxinas de cultivos Bt.

La falta de diferencias en la abundancia de los hemípteros predadores entre soja Bt y convencional, podría explicarse por diferentes motivos. Por un lado y teniendo en cuenta que la soja Bt posee menor abundancia de lepidópteros defoliadores, podría indicar que este grupo de insectos no son la única fuente de alimento disponible en la soja. Otra posible razón que explicaría los resultados, es que en las chacras no Bt, los bajos umbrales de acción que utilizan los productores para tomar la decisión de realizar un control químico, determinarían que la disponibilidad de larvas de lepidópteros en chacras convencionales (RR), no sea significativamente mayor que en las chacras Bt. En el presente trabajo no se pudo constatar si la abundancia de lepidópteros variaba según la tecnología utilizada, ya que la red entomológica no se considera un método adecuado de muestreo de larvas de lepidópteros.



Letras diferentes entre columnas significan diferencias estadísticas, Tukey (p-valor < 0,05)

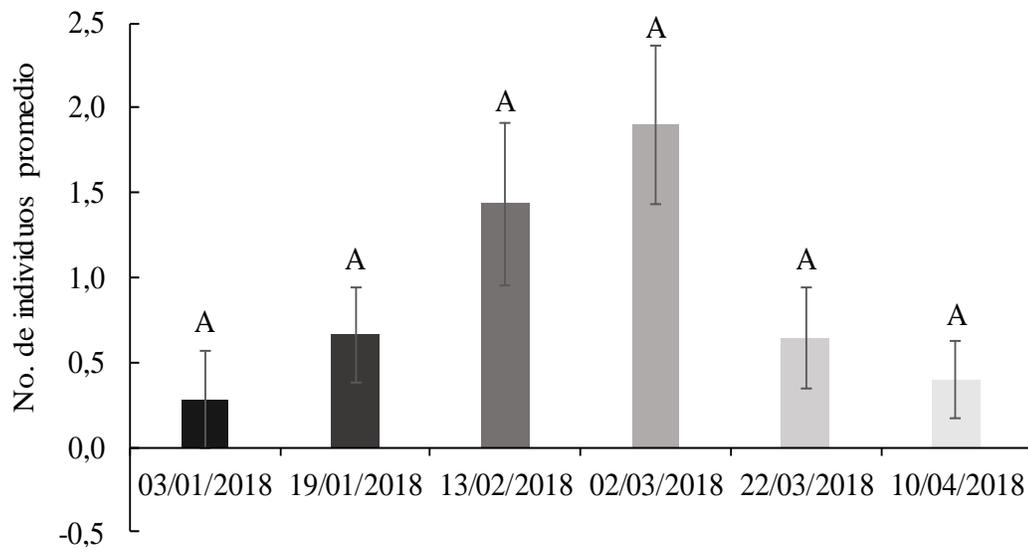
Figura No. 16. Abundancia promedio (30 redadas) de hemípteros relevados en márgenes y cultivos de soja, en todas las fechas y sitios de muestreo

La abundancia de hemípetos predadores no varió significativamente a lo largo de las fechas de muestreo ni en los cultivos de soja (RR/Bt o RR/no Bt), ni en los

márgenes de chacra, test de Tukey (p -valor < 0,05, ver Figuras No. 17, No. 18 y No. 19), pero se observa una tendencia que demuestra mayor abundancia hacia mediados de febrero y principios de marzo, lo cual podría explicarse por un aumento en la disponibilidad de presas, tanto de huevos y larvas de lepidópteros como de posturas de pentatómidos fitófagos.

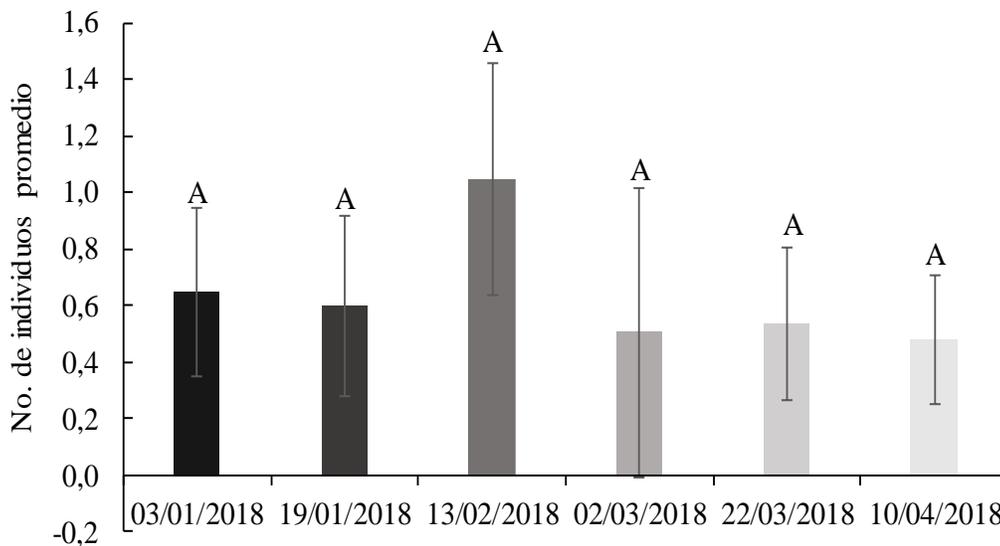
Los resultados encontrados en los cultivos de soja en el presente trabajo son similares a lo encontrado por Ribeiro (2007), quien registró que la población de ninfas y adultos de *Geocoris sp.* fue máxima entre mediados de febrero y principio de marzo. Moreira y Becker (1986) encontraron que la mortalidad de huevos de *Nezara viridula* por predadores, entre el que se encuentra *Geocoris sp.*, es mayor hacia el final del ciclo del cultivo de soja. La predación fluctuó en forma ascendente a lo largo del ciclo del cultivo, a medida que incrementó el número de posturas.

En este estudio la abundancia máxima registrada de hemípteros predadores en soja RR/Bt (2 de marzo) se da cuando hay un incremento en la abundancia de chinches, pero no coincide con el máximo de esta que se registró el 22 de marzo. Este pico se debió posiblemente a que los hemípteros predadores encontraron fuente de alimento como lo son posturas y ninfas en estadios tempranos de chinches.



Letras diferentes entre columnas significan diferencias estadísticas, Tukey (p -valor < 0,05)

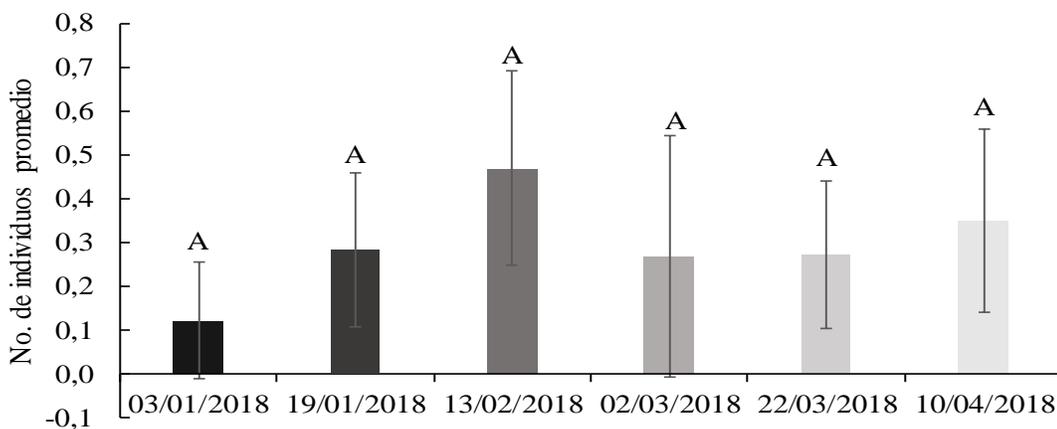
Figura No. 17. Abundancia promedio (30 redadas) de hemípteros predadores relevados en cultivos de soja RR/Bt, en todas las fechas y sitios de muestreo



Letras diferentes entre columnas significan diferencias estadísticas, Tukey (p-valor < 0,05)

Figura No. 18. Abundancia promedio (30 redadas) de hemípteros predadores relevados en cultivos de soja RR/no Bt, en todas las fechas y sitios de muestreo

Como se puede apreciar en la Figura No. 24, el pico máximo de hemípteros predadores en los márgenes se da el 13 de febrero, luego disminuye. Por lo que se podría inferir que estos artrópodos benéficos se trasladaron al cultivo donde hay más fuente de alimento.



Letras diferentes entre columnas significan diferencias estadísticas, Tukey (p-valor < 0,05)

Figura No. 19. Abundancia promedio (30 redadas) de hemípteros predadores relevados en márgenes en todos los sitios de muestreo según fecha

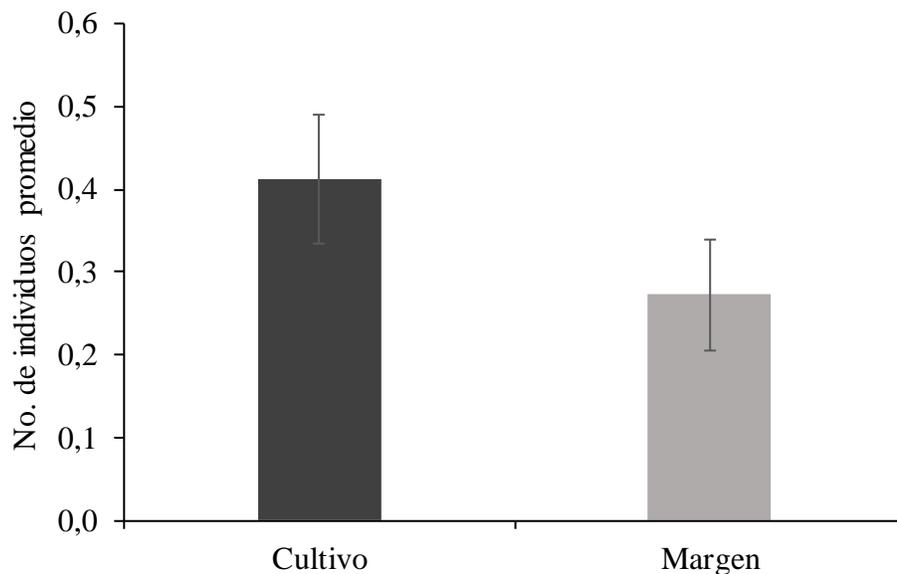
4.1.4 Otros predadores

El grupo otros predadores incluyó las siguientes familias: crisopas (*Chrysoperla externa*), mantídeos, carábidos (*Lebia concinna* y *callida sp.*) y asílidos, representando en promedio de todos los sitios de muestreo un 8,9% del total de predadores registrados en soja.

Por medio de contrastes ortogonales, no se encontraron diferencias estadísticas en la abundancia de estos predadores entre los márgenes y el cultivo de soja (p -valor < 0,1214, ver Figura No. 20, Anexo No. 9). La agrupación de diversas especies dentro de este grupo pudo haber enmascarado alguna diferencia en la abundancia entre cultivo y margen, además la amplia dieta de estos predadores determinaría que encuentren alimentos tanto en el cultivo como en el margen.

La bibliografía disponible en este tema, sugiere que los márgenes sirven de refugio de actividades agrícolas adversas, hibernación de varias especies de carábidos, sitios de conservación e incremento de poblaciones, y actúan como fuente de estos insectos para colonizar el cultivo (Holland y Luff 2000, Benjamin et al. 2008, Madeira y Pons 2016). El hábitat proporcionado por la vegetación de los márgenes actúa como receptor/donante y refugio de artrópodos benéficos y puede contribuir a la eficacia de control biológico (Madeira y Pons, 2016).

Relevamientos realizados por Ribeiro (2010), señalan que *Chrysoperla externa*, se puede mantener en primavera como adulto y larvas en cultivos de avena y alfalfa, además las larvas se encontraron en cebada; en verano y otoño puede desarrollar sus poblaciones en alfalfa, soja y en la vegetación espontánea del margen de chacras. En el citado trabajo, se capturaron individuos en los márgenes de chacra en los meses de noviembre-diciembre, coincidiendo los picos poblacionales con el momento de floración de *Paspalum dilatatum* en los meses de febrero-abril. Ribeiro asocia los picos de población de adultos a la posible alimentación de los mismos de la mielecilla que segregan las inflorescencias de *Paspalum dilatatum* cuando está afectado por *Claviceps spp.* Teniendo en cuenta que *Chrysoperla externa* es predador en el estado larval y en estado adultos se alimentan de néctar y polen (Bentancourt y Scatoni, 2001), los márgenes de cultivo de soja permitirían mantener la población de estos.



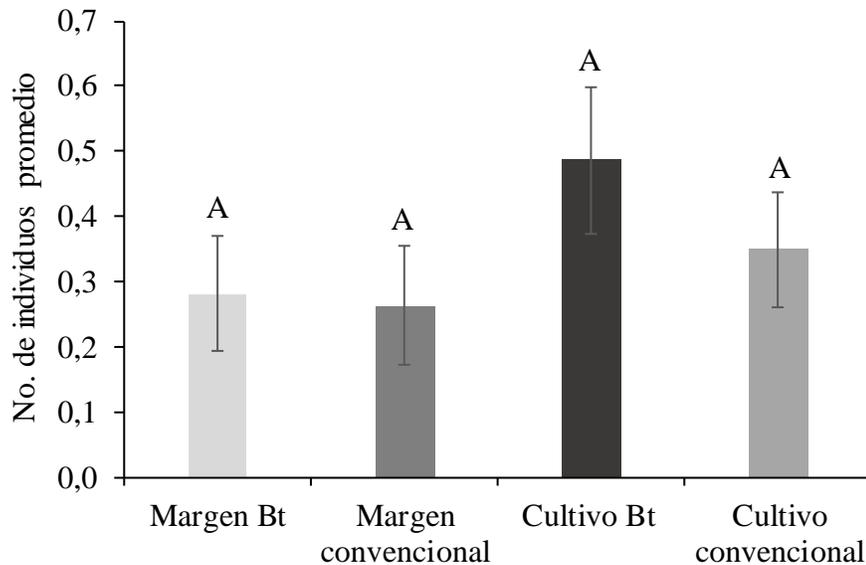
*Diferencia estadística por contraste ortogonal p-valor < 0.05

Figura No. 20. Abundancia promedio (30 redadas) de otros predadores relevados en márgenes y cultivos de soja, en todas las fechas y sitios de muestreo

Al estudiar por separado el efecto de la tecnología Bt, no se encontraron diferencias significativas, test de Tukey (p-valor < 0,05, ver Figura No. 21, Anexo No. 10). Estos resultados podrían deberse a que son predadores generalistas y tienen una amplia gama de presas, por ende, no se verían afectados por una menor disponibilidad de lepidópteros defoliadores en la tecnología Bt. Similar resultado obtuvo Curis (2014), quien no encontró diferencias al comparar la abundancia de carábidos en maíz Bt y convencional, en concordancia con otros autores que concluyen que la toxina Bt no genera efectos en estos predadores (Lozzia et al. 1998, Álvarez-Alfageme et al. 2009).

Los datos obtenidos por Sánchez et al. (2018) en algodón, contrastan con el presente trabajo, ya que ellos encontraron diferencias en cuanto a la tecnología utilizadas, siendo el cultivo transgénico quien tuvo mayor abundancia de carábidos, el cual atribuyeron al menor uso de insecticidas y herbicidas comparados con el cultivo convencional, hecho que favorece a la diversidad de artrópodos en su desarrollo y comportamiento natural en el cultivo transgénico. En concordancia con Sánchez et al. (2018), diversos autores argumentan que la aplicación de insecticidas de amplio espectro para el caso del cultivo convencional ejerce un efecto negativo sobre la disminución de la diversidad en poblaciones de artrópodos (Durán et al. 2000, Pérez-Guerrero et al. 2009, Benamú 2010). En este sentido, Whitehouse et al. (2005), al comparar comunidades entre algodón Bt y convencional, demuestran que los cultivos Bt generan efectos indirectos debido a la reducción de aplicaciones de insecticida de amplio

espectro que permiten la presencia de enemigos naturales y estos controlan las plagas que puedan aparecer. Numerosos estudios afirman que la reducción de insecticidas favorece la diversidad de artrópodos, pero también reportan que una mayor abundancia de especies asociadas al cultivo depende en gran medida de la estructura de la vegetación y de la que se encuentra alrededor (Romeis et al., 2004).



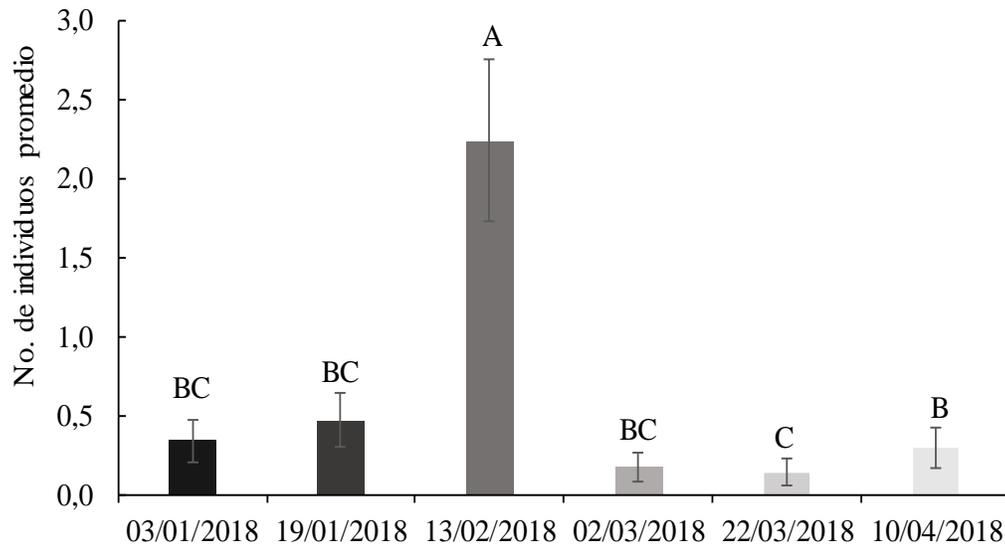
Letras diferentes entre columnas significan diferencias estadísticas, Tukey (p-valor < 0,05)

Figura No. 21. Abundancia promedio (30 redadas) de otros predadores relevados en márgenes y cultivos de soja, en todas las fechas y sitios de muestreo, según tecnología utilizada

Si se discrimina la abundancia de estos insectos según la fecha de muestreo, se observa que ambas tienen fluctuaciones similares, presentando un pico el 13 de febrero, test de Tukey (p-valor < 0.05, ver Figuras No. 22 y No. 23). En concordancia con las tendencias obtenidas en los otros grupos de artrópodos predadores estudiados, se podría en este caso también asociar la mayor abundancia registrada con una mayor disponibilidad de presas.

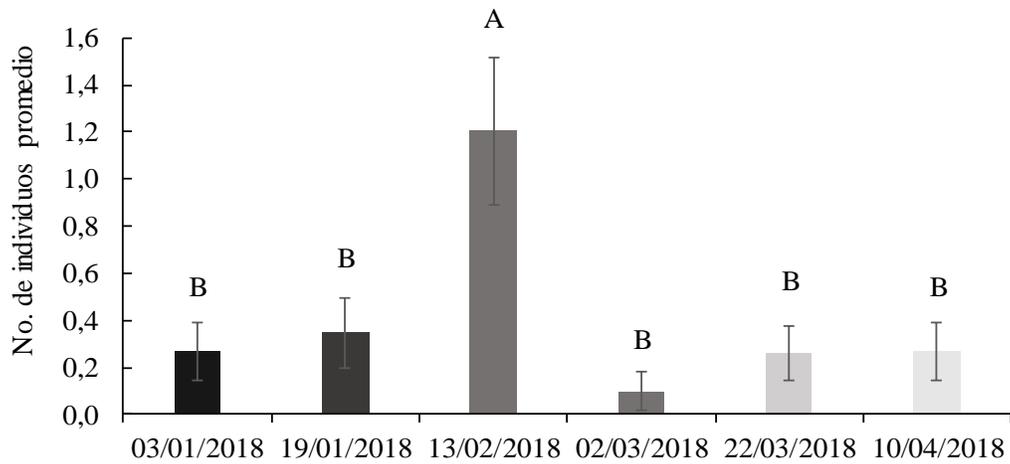
En cultivos de soja, Thomazini y Thomazini (2001) constataron la ocurrencia de *Lebia concinna*, *Callida sp.* y *Nabis sp.*, desde el período vegetativo de la soja hasta final de llenado de grano, siempre en niveles de población reducidos (menos de dos adultos en dos metros).

En los márgenes, la distribución fue similar a dentro de la chacra (ver Figura No. 24), probablemente indicando una gran movilidad de las especies de este grupo.



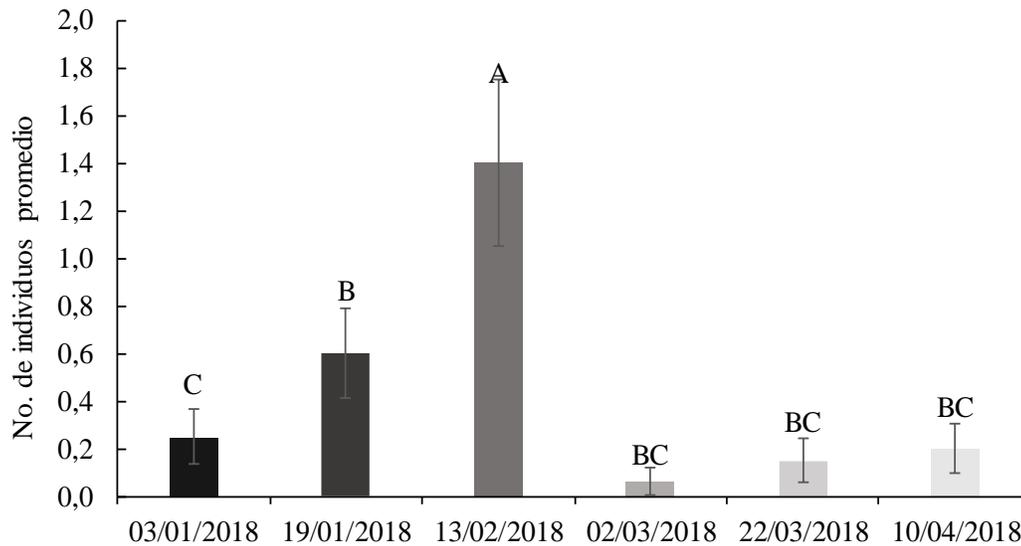
Letras diferentes entre columnas significan diferencias estadísticas, Tukey (p-valor < 0,05)

Figura No. 22. Abundancia promedio (30 redadas) de otros predadores relevados en cultivos de soja RR/Bt, en todas las fechas y sitios de muestreo



Letras diferentes entre columnas significan diferencias estadísticas, Tukey (p-valor < 0,05)

Figura No. 23. Abundancia promedio (30 redadas) de otros predadores relevados en cultivos de soja RR/no Bt, en todas las fechas y sitios de muestreo



Letras diferentes entre columnas significan diferencias estadísticas, Tukey (p-valor < 0,05)

Figura No. 24. Abundancia promedio (30 redadas) de otros predadores relevados en márgenes en todos los sitios de muestreo según fecha

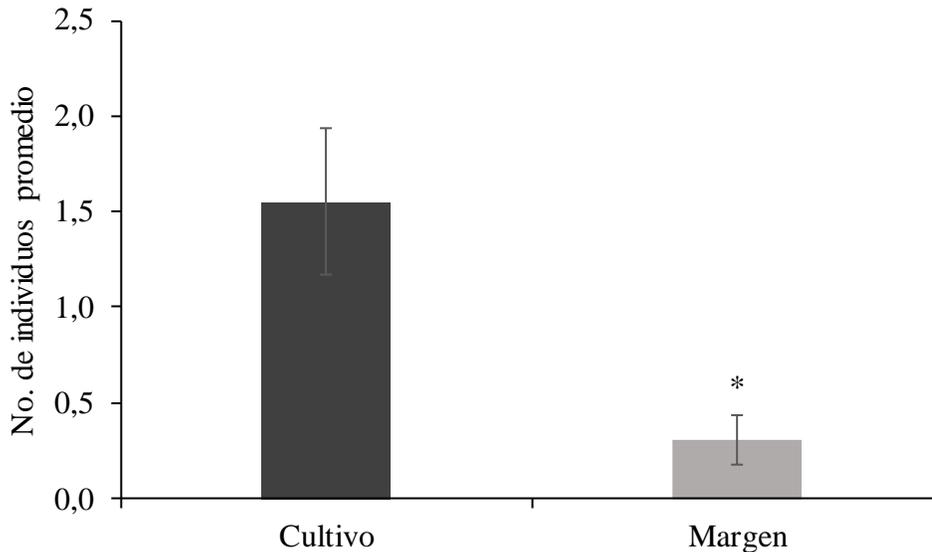
4.1.5 Pentatómidos fitófagos

La especie registrada en mayor abundancia y frecuencia a lo largo de los muestreos fue *Piezodrus guildinii*, considerada la especie predominante y con mayor capacidad de daño en soja en Uruguay (Zerbino y Alzugaray 2003, Ribeiro et al. 2009). También se registraron *Dichelops furcatus*, *Edessa meditabunda*, *Nezara viridula* y *Edessa rufomarginata*.

La abundancia de pentatómidos fitófagos promedio de todas las fechas evaluadas a lo largo de todo el ciclo del cultivo y teniendo en cuenta los estados inmaduros y adultos en conjunto, resultó mayor dentro de las chacras de soja en relación a los márgenes (p-valor < 0,0001, ver Figura No. 25, Anexo No. 5), lo cual se explicaría por la preferencia de alimentación de éstos insectos hacia las vainas de soja.

En base a los resultados obtenidos se podría concluir que la vegetación nativa de los márgenes de chacra, sin ser un sitio preferido por las chinches, presenta un efecto importante en la dinámica de dispersión de las mismas hacia el cultivo de soja (Panizzi 1997, Ribeiro y Castiglioni 2009, Zerbino et al. 2012). Las especies nativas espontáneas del margen no ofrecen una fuente de alimentación adecuada para las chinches (Liljestrom y Coviella, 1999), como sí resultan las leguminosas forrajeras como alfalfa y trébol rojo (Liljestrom y Coviella 1999, Zerbino et al. 2012). Según Ribeiro et al. (2008), quienes encontraron menor cantidad de huevos de *Piezodorus guildinii* en el

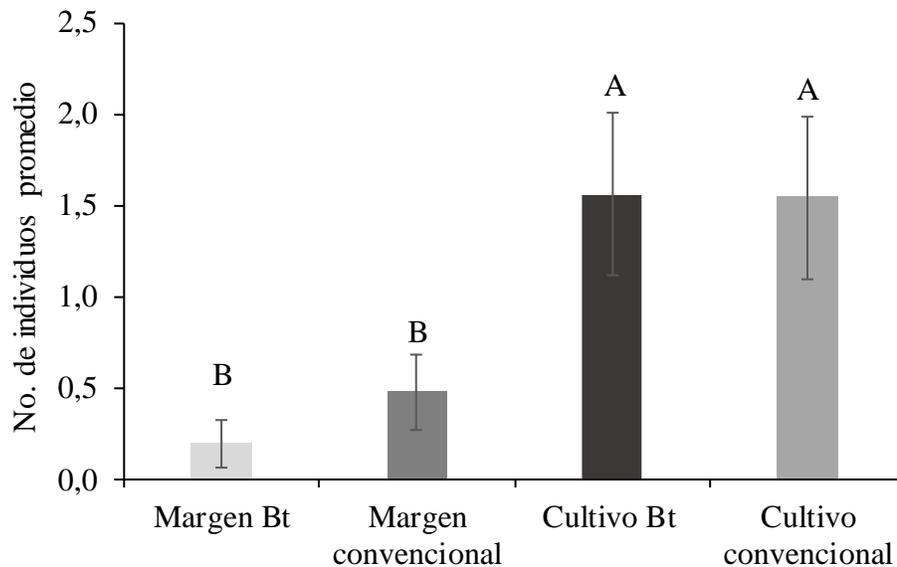
borde de campo natural en comparación al borde de alfalfa, afirman que probablemente el menor número de adultos que ingresan al cultivo de soja desde el campo natural se deba a que en el mismo no existan huéspedes adecuados para dicha especie.



*Diferencia estadística por contraste ortogonal p-valor < 0.05

Figura No. 25. Abundancia promedio (30 redadas) de pentatómidos fitófagos relevados en márgenes y cultivos de soja, en todas las fechas y sitios de muestreo

En cuanto a la tecnología utilizada no se encontraron diferencias significativas en el número total acumulado de chinches adultas y ninfas en cultivos de soja RR/Bt y RR/no Bt, test de Tukey (p-valor < 0,05, ver Figura No. 26 y Anexo No. 6). Esto podría deberse a que los umbrales de acción son iguales para ambas tecnologías, además la toxina Bt no afecta el desarrollo y la reproducción de pentatómidos fitófagos. Esto concuerda con un estudio realizado en soja en Argentina por Massoni et al. (2015), donde no se encontraron diferencias en la abundancia de *Piezodorus guildinii*, *Nezara viridula*, *Dichelops furcatus* y *Edessa meditabunda* determinadas por la tecnología Bt. En concordancia con estos resultados, estudios realizados por Olson et al. (2011) determinaron que *Nezara viridula* y *Euschistus servus* (Say) no presentaban diferencias en la preferencia entre algodón Bt y no Bt, igual fue el resultado para *Euschistus heros* en soja (Schünemann et al., 2018). La abundancia de ambas especies registradas en chacras comerciales de algodón no difirió entre cultivos Bt y no Bt (Greene et al., 2001), en contraste con los estudios de dinámica de plagas de Pons et al. (2005), que registraron mayor número y abundancia de áfidos y cicadélidos en maíz Bt en comparación con chacras no Bt.



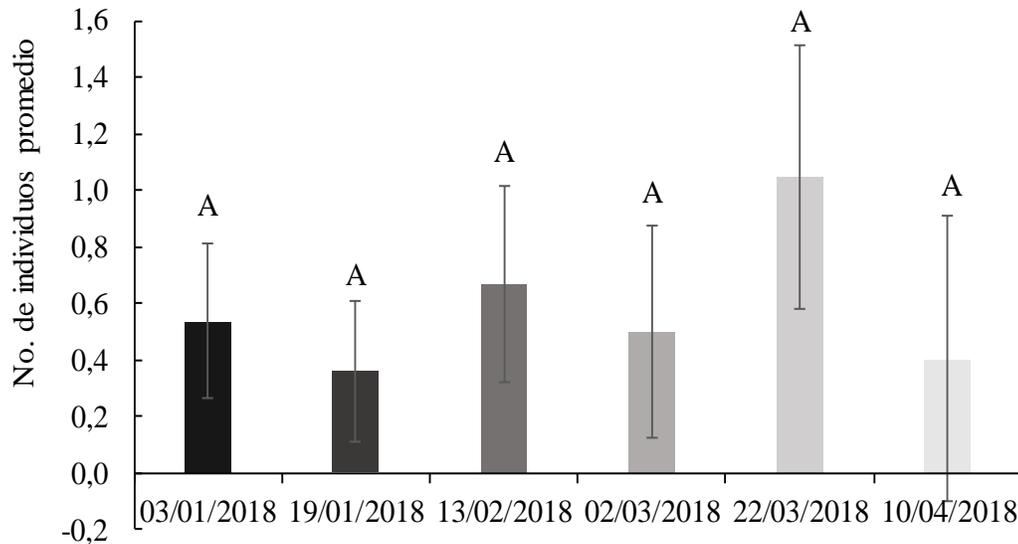
Letras diferentes entre columnas significan diferencias estadísticas, Tukey (p-valor < 0,05)

Figura No. 26. Abundancia promedio (30 redadas) de pentatómidos fitófagos relevadas en márgenes y cultivos de soja, en todas las fechas y sitios de muestreo, según tecnología utilizada

Los datos obtenidos dentro del cultivo de soja disgregados según la fecha de muestreo no presentaron diferencias significativas, test de Tukey (p-valor < 0,05, ver Figuras No. 27 y No. 28), pero se puede observar una tendencia que indica mayor abundancia a partir de cuando el cultivo entra en fase reproductiva y desarrolla primordios florales y vainas, las cuales son el alimento preferido por pentatómidos fitófagos. Datos similares hallaron Ribeiro y Castiglioni (2009), quienes determinaron que *Piezodorus guildinii* presentó los máximos picos de población durante los estadios R5-R6 de soja (mediados de marzo), disminuyendo al final del ciclo (cuando el cultivo ya no fue apto para la alimentación de ninfas). Estos resultados concuerdan también con los reportados por Schumann y Todd (1982) para *Nezara viridula* y Luna y Novoa (1993) quienes concluyeron que los hemípteros realizan una colonización progresiva del cultivo desde principio de febrero, alcanzando el máximo a mediados de marzo. Liljestrom y Coviella (1999) encontraron que *Nezara viridula* y *Piezodorus guildinii* alcanzaron la mayor densidad de población en el estadio R4 (mediados de febrero).

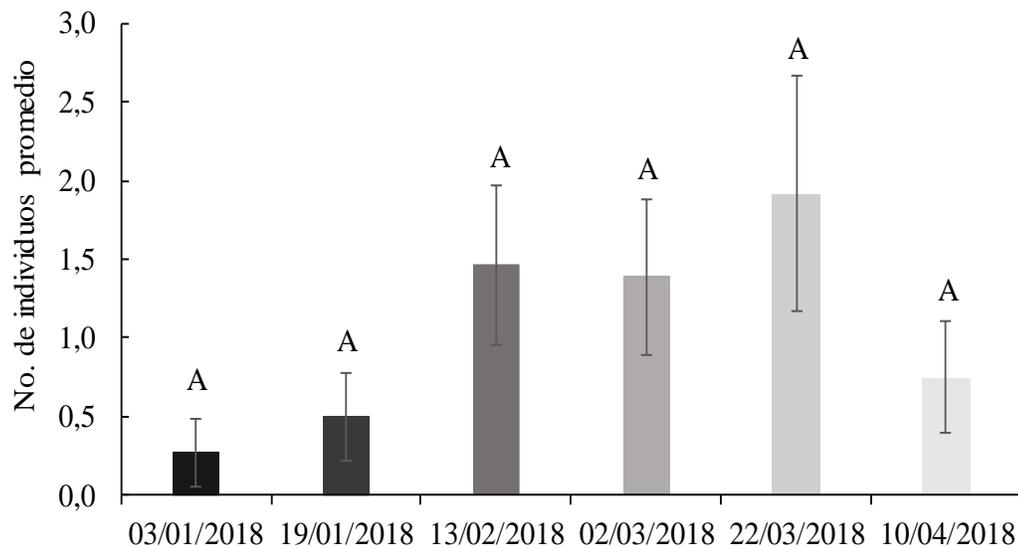
Praderas constituidas por leguminosas, y áreas de vegetación nativa albergan a un número importante de adultos post-invernantes de hemípteros fitófagos permitiendo que ovipongan y se alimenten (Liljestrom 1988, Ribeiro y Castiglioni 2009), luego emigran al cultivo de soja cuando tienen formadas vainas para su alimentación (Liljestrom y Coviella, 1999). Las ninfas de *Piezodorus guildinii* necesitan alimentarse

de semillas inmaduras, por lo que las vainas de los estadios R5 y R6 serían las más apropiadas para la alimentación de ninfas en comparación a las de estadios anteriores o posteriores (Ribeiro, 2007). De forma similar, los adultos de *Nezara viridula* se trasladan desde las sojas más maduras a las que se encuentran en estadios más convenientes para su desarrollo (Schumann y Todd 1982, McPherson 1996).



Letras diferentes entre columnas significan diferencias estadísticas, Tukey (p-valor < 0,05)

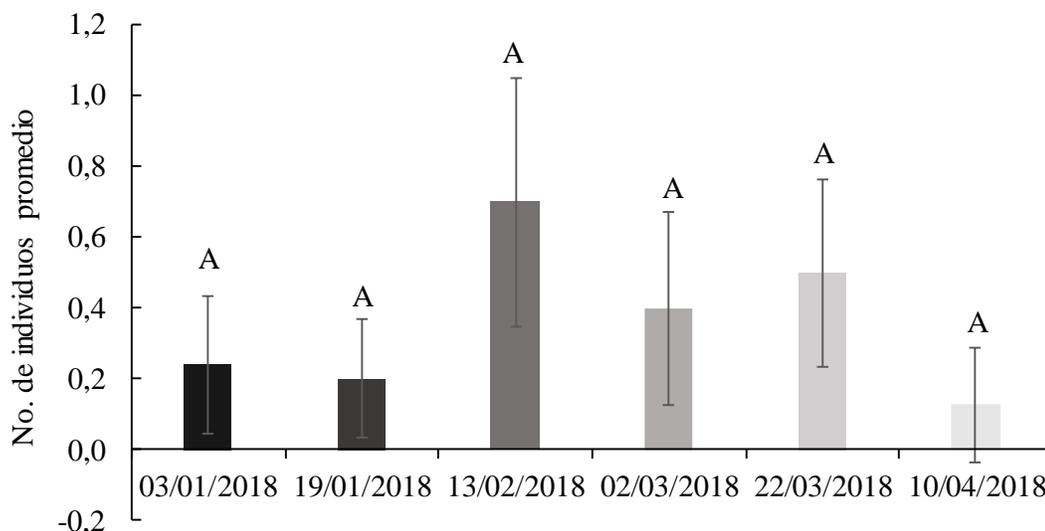
Figura No. 27. Abundancia promedio (30 redadas) de pentatómidos fitófagos relevadas en cultivos de soja RR/Bt, en todas las fechas y sitios de muestreo



Letras diferentes entre columnas significan diferencias estadísticas, Tukey (p-valor < 0,05)

Figura No. 28. Abundancia promedio (30 redadas) de pentatómidos fitófagos relevadas en cultivos de soja RR/no Bt, en todas las fechas y sitios de muestreo

La fluctuación de chinches fitófagas en los márgenes del cultivo, a lo largo del ciclo del cultivo, no presentó diferencias significativas entre fechas de muestreo, test de Tukey (p-valor < 0,05, ver Figura No. 29), acompañando la misma tendencia observada dentro del cultivo, pero siempre en menor número. Esta información podría afirmar la idea de que estos insectos no usan los márgenes de cultivos como hospederos alternativos en momentos en que el cultivo no sea apto para su alimentación, y que solo están presentes en los márgenes, en los momentos que colonizan o emigran del cultivo de soja.



Letras diferentes entre columnas significan diferencias estadísticas, Tukey (p-valor < 0,05)

Figura No. 29. Abundancia promedio (30 redadas) de pentatómidos fitófagos en márgenes en todos los sitios de muestreo según fecha

Según la dinámica poblacional de los hemípteros fitófagos, estos son polífagos y se nutren de una variedad de plantas huéspedes dentro y entre generaciones. En verano colonizan al cultivo de soja cuando este inicia la formación de vainas (Panizzi et al. 1980, Zerbino et al. 2010), primero por adultos y más tarde por las ninfas (Costa y Link 1982, Zerbino et al. 2010). Cuando el grano está maduro, se movilizan en busca de otras fuentes de alimento, cultivadas o naturales, que sin bien no son las preferidas, resultan fuentes de nutrientes alternativos (Panizzi, 2000), pero en los cuales no logran completar su ciclo biológico (Montero, 2008). Por último, durante el invierno cuando los factores abióticos son desfavorables, pueden permanecer en esos hábitats o ir a ocupar sitios de hibernación, donde generalmente no se reproducen debido a que poseen su sistema reproductivo inmaduro (Panizzi 2000, Panizzi y Parra 2009, Zerbino et al. 2012).

4.2 ABUNDANCIA DE ARTRÓPODOS PREDADORES EN FUNCIÓN DE LA COMPOSICIÓN BOTÁNICA DE LOS MÁRGENES DE CHACRAS DE SOJA

4.2.1 Abundancia de artrópodos según sitio

La abundancia total de artrópodos registrada en los márgenes de chacras de cada uno de los 32 sitios evaluados, acumulada en las 7 fechas de muestreo, presentó una predominancia de las arañas (83,2 %), seguido de coccinélidos (6,3 %), otros predadores (5,7%) y por último hemípteros predadores (4,8%). La composición de grupos de predadores por sitio de muestreo se detalla en la Figura No. 30 (1 al 32).

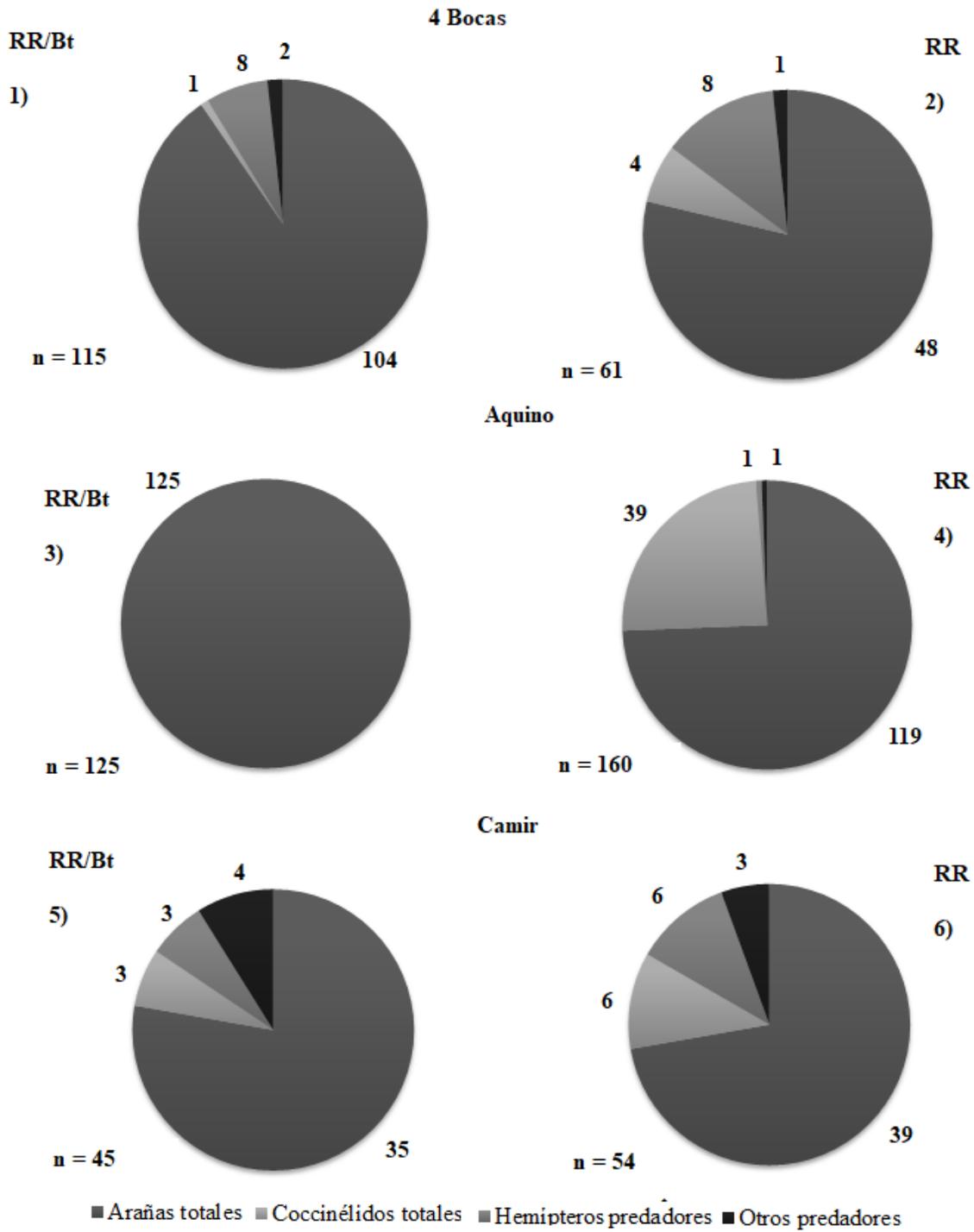
El sitio que presentó mayor número de predadores totales fue Ruta 3 RR/Bt (n=220), en el cual se registró una amplia presencia de arañas. En el extremo opuesto, el sitio que presentó el menor n fue Porvenir RR/Bt (n=8), lo cual podría estar explicado por la escasa altura de la vegetación presente (Cuadro No. 1) y Lagunitas RR/Bt (n=211) quien presentó una mayor abundancia de todos los artrópodos.

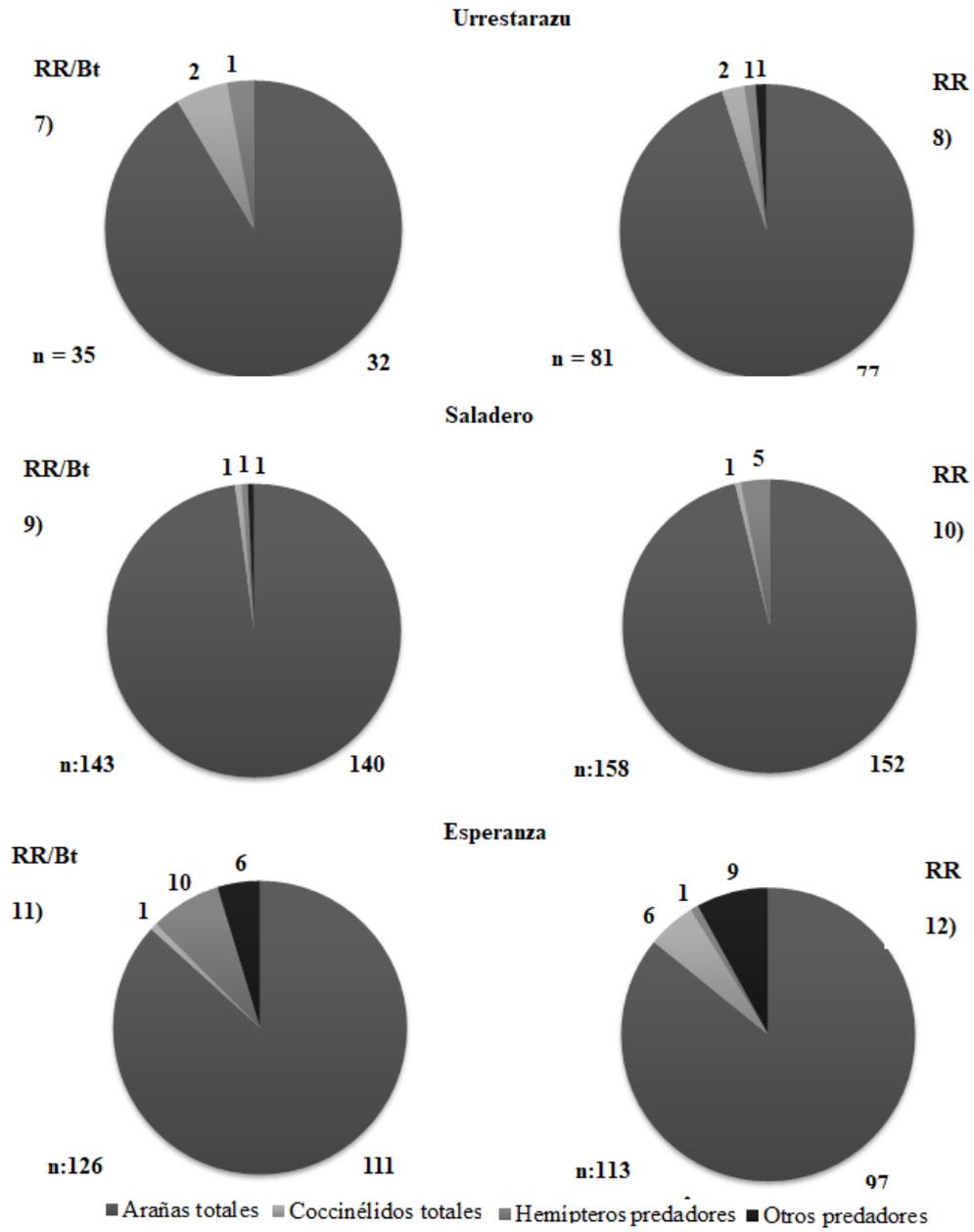
En los márgenes de todos los sitios de muestreo, las arañas ocuparon el mayor porcentaje de abundancia acumulada en todas las fechas de muestreo. Se observó que 10 chacras tuvieron un total mayor a 100 individuos, lo que describe que en pocas chacras se encuentra la mayor abundancia de arañas y que Aquino RR/Bt fue el único sitio en donde se relevó solo arañas en el total de sus muestreos, ver Figura No. 30 (1).

Aquino RR/no Bt fue la chacra que presentó la mayor abundancia de coccinélidos (39 individuos) seguido de Lagunitas RR/Bt (35 individuos), ver Figura No. 30 (3 y 18), por lo que la tecnología no estaría influyendo en la abundancia de este grupo.

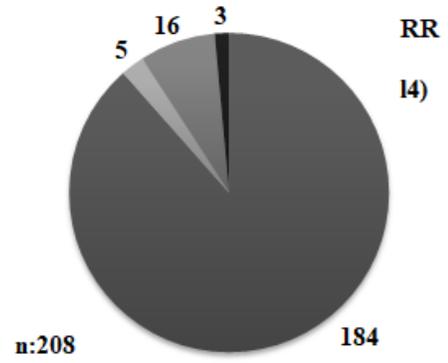
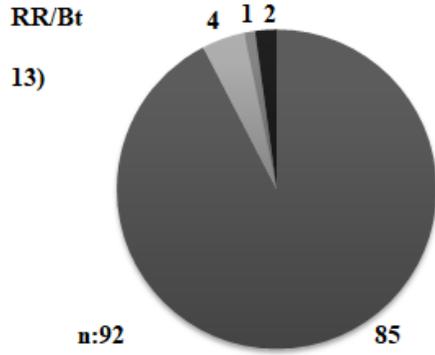
En el caso de los hemípteros predadores se observó que 18 de las 32 chacras solo se colectaron 1 o ningún individuo y que Lagunitas RR/Bt fue el sitio que tuvo la mayor abundancia de este grupo (32 individuos).

Los otros predadores (*Chrysoperla externa*, mántidos, *Lebia concinna*, *Callida sp.*, asílidos), tuvieron resultado similar a los hemípteros en donde la mayoría de las chacras se registró poca abundancia en el valor acumulado de todas las fechas de muestreo.

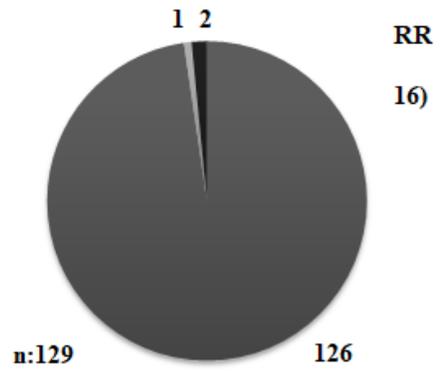
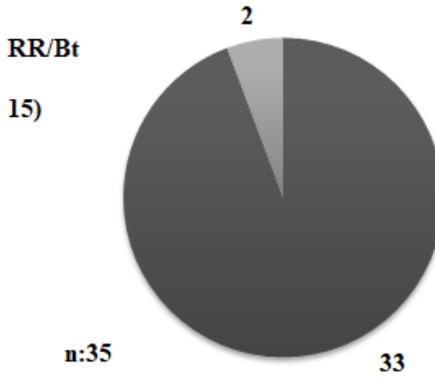




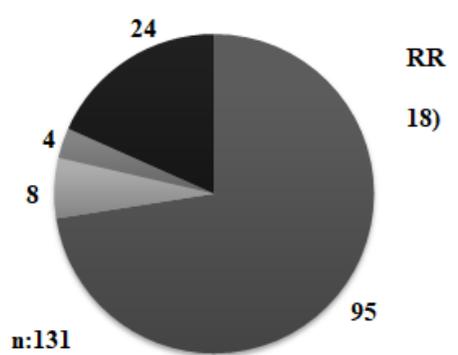
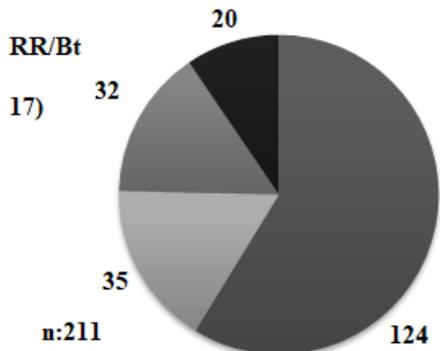
La Curva



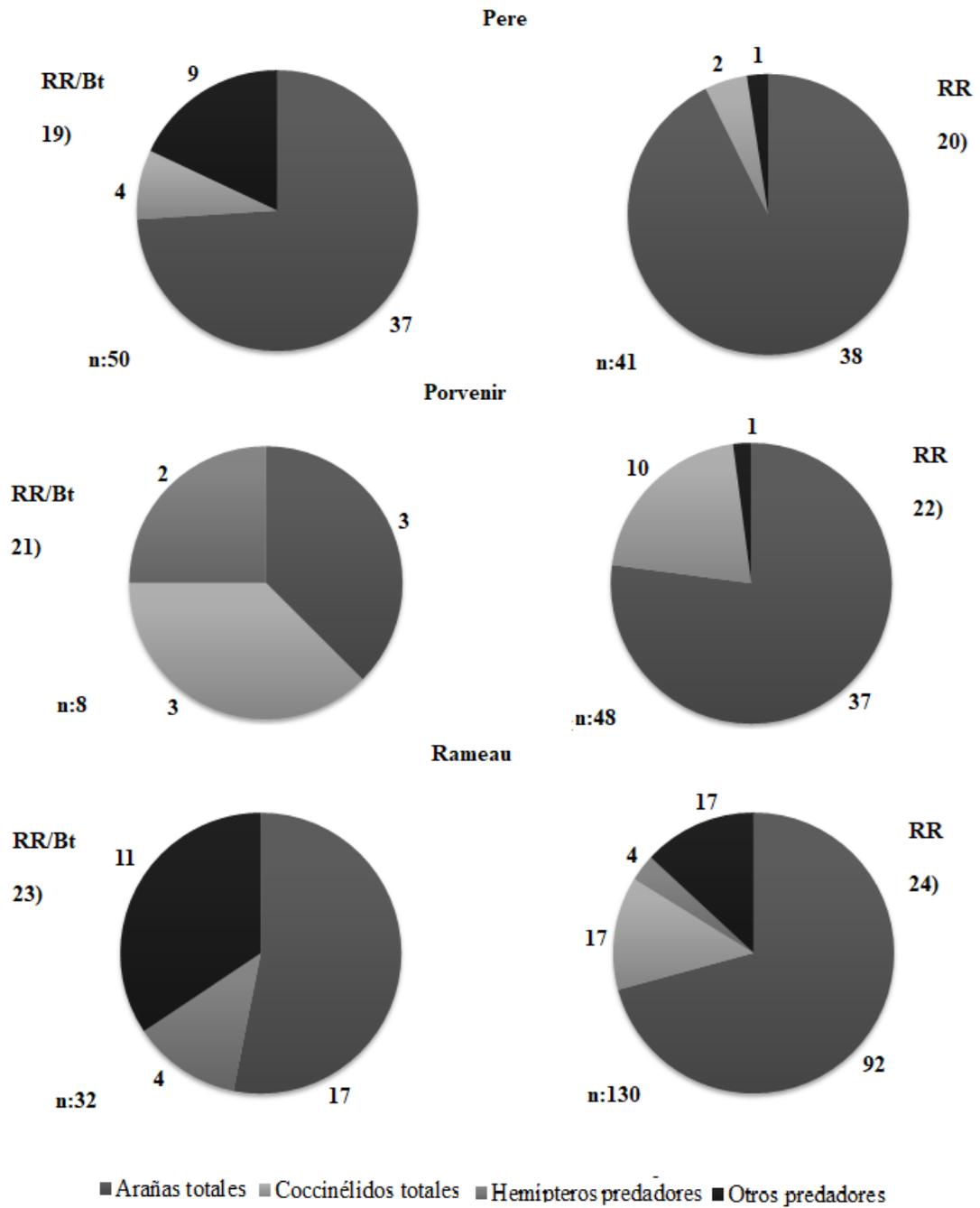
La Palma

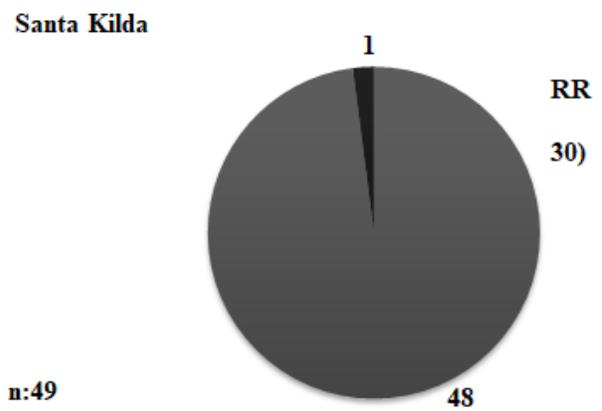
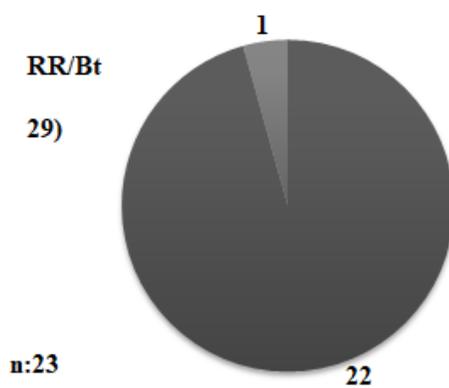
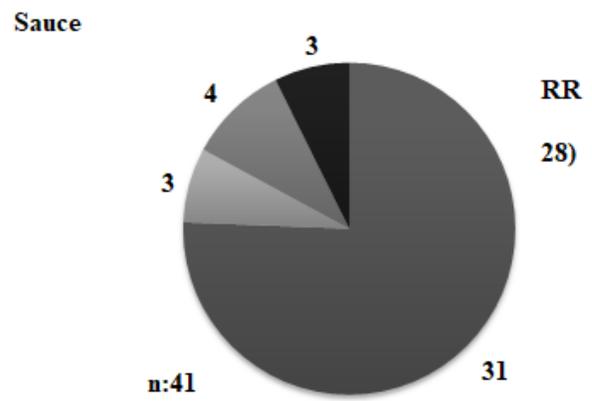
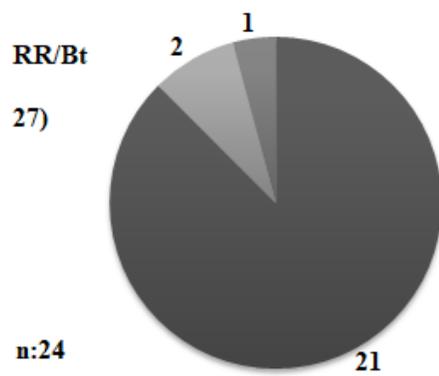
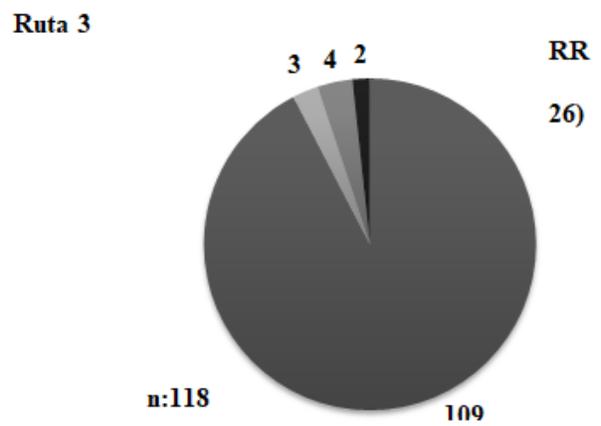
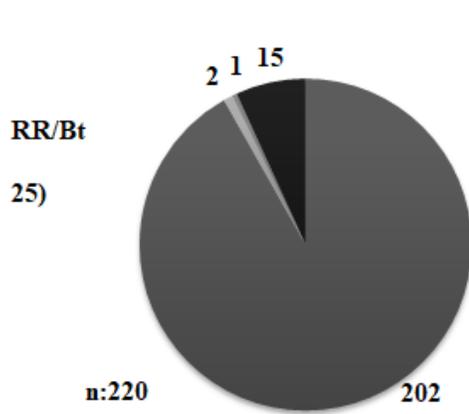


Lagunitas



■ Arañas totales ■ Coccinélidos totales ■ Hemipteros predadores ■ Otros predadores





■ Arañas totales ■ Coccinélidos totales ■ Hemipteros predadores ■ Otros predadores

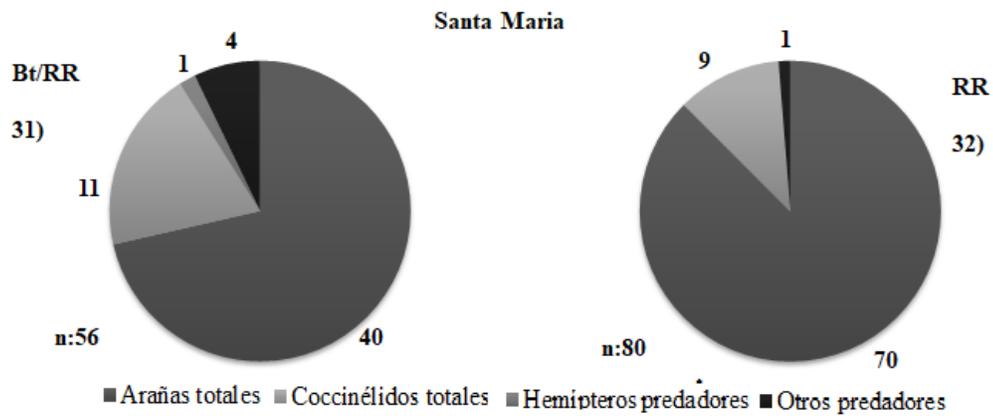


Figura No. 30. Porcentaje de la abundancia acumulada de insectos en los márgenes en todas las fechas de muestreo en los 32 sitios

4.3 COMPOSICIÓN FLORÍSTICA

La diversidad de las especies vegetales predominantes registradas en los márgenes de chacras de los 32 sitios de evaluación, fueron clasificados según la emergencia desde su embrión (monocotiledóneas y dicotiledóneas), su ciclo productivo y hábito de vida.

A modo de simplificación de los datos se presenta los siguientes cuadros donde se agrupan las especies colectadas en los distintos lugares de muestreo.

Cuadro No. 1. Composición florística de las especies predominantes (hasta 5) de los márgenes de cultivos de soja RR/Bt y RR/no Bt de Esperanza, Provenir y Ruta 3

Sitios	Esperanza		Porvenir		Ruta 3	
	Soja RR/Bt	Soja RR/no Bt	Soja RR/Bt	Soja RR/no Bt	Soja RR/Bt	Soja RR/no Bt
						
Especies dominante	1- <i>Cynodon dactylon</i> (a) 2- <i>Lolium multiflorum</i> (b) 3- <i>Sida Rhombifolia</i> (c) 4- <i>Conyza Bonariensis</i> (d) 5- <i>Acacia caven</i> (n)	1- <i>Cynodon dactylon</i> (a) 2- <i>Sorghum halepense</i> (a) 3- <i>Lolium multiflorum</i> (b) 4- <i>Baccharis spicata</i> (e) 5- <i>Solidago Chilensis</i> (f)	1- <i>Cynodon Dactylon</i> (a) 2- <i>Bothriochloa laguroides</i> (a) 3- <i>Medicago lupulina</i> (g)	1- <i>Cynodon dactylon</i> (a) 2- <i>Lolium multiflorum</i> (b) 3- <i>Digitaria sanguinalis</i> (h) 4- <i>Echinochloa colona</i> (h) 5- <i>Amaranthus quitensis</i> (d)	1- <i>Cynodon dactylon</i> (a) 2- <i>Echinochloa colona</i> (h) 3- <i>Setaria geniculata</i> (a) 4- <i>Lolium multiflorum</i> (b) 5- <i>Baccharis spicata</i> (e)	1- <i>Cynodon dactylon</i> (a) 2- <i>Digitaria sanguinalis</i> (h) 3- <i>Eragrostis lugensv</i> (a) 4- <i>Setaria geniculata</i> (a) 5- <i>Lotus sp.</i> (g)

a. gramínea perenne estival, b. gramínea anual invernol, c. maleza dicotiledónea subarbustivo estival, d. maleza dicotiledónea anual estival, e. maleza dicotiledónea arbustivo estiva, f. maleza dicotiledónea perenne estival, g. leguminosa perenne estival, h. gramínea anual estival, i. ciperácea perenne estival, j. gramínea perenne invernol, k. maleza dicotiledónea subarbustiva estival, l. maleza monocotiledónea anual invernol, m. maleza monocotiledónea perenne estival, n. arbusto mimosoideae.

Cuadro No. 2. Composición florística de las especies predominantes (hasta 5) de los márgenes de cultivos de soja RR/Bt y RR/no Bt de Lagunitas, Santa Kilda y La curva.

Sitios	Lagunitas		Santa kilda		La curva	
	Soja RR/Bt	Soja RR/no Bt	Soja RR/Bt	Soja RR/no Bt	Soja RR/Bt	Soja RR/no Bt
						
Especies dominantes	1- <i>Bidens pilosa</i> (d) 2- <i>Sida rhombifolia</i> (e) 3- <i>Sorghum halepense</i> (a) 4- <i>Echinochloa colona</i> (h)	1- <i>Cynodon Dactylon</i> (a) 2- <i>Digitaria sanguinalis</i> (h) 3- <i>Bothriochloa laguroides</i> (a) 4- <i>Eragrostis lugens</i> (a) 5- <i>Sida rhombifolia</i> (c)	1- <i>Sporobolus indicus</i> (a) 2- <i>Cynodon dactylon</i> (a) 3- <i>Bouteloua megapotamica</i> (a) 4- <i>Eleusine tristachya</i> (a)	1- <i>Cynodon Dactylon</i> (a) 2- <i>Paspalum urvilley</i> (a) 3- <i>Paspalum notatum</i> (a) 4- <i>Paspalum dilatatum</i> (a) 5- <i>Eupatorium buniifolium</i> (e)	1- <i>Cynodon dactylon</i> (a) 2- <i>Paspalum notatum</i> (a) 3- <i>Sporobolus indicus</i> (a) 4- <i>Conyza bonarinsis</i> (d) 5- <i>Amaranthus quitensis</i> (d)	1- <i>Cynodon dactylon</i> (a) 2- <i>Cyperus eragrostis</i> (i) 3- <i>Eragrostis lugens</i> (a) 4- <i>Acacia caven</i> (n)

a. gramínea perenne estival, b. gramínea anual invernal, c. maleza dicotiledónea subar busto estival, d. maleza dicotiledónea anual estival, e. maleza dicotiledónea arbustivo estiva, f. maleza dicotiledónea perenne estival, g. leguminosa perenne estival, h. gramínea anual estival, i. ciperácea perenne estival, j. gramínea perenne invernal, k. maleza dicotiledónea subar bustiva estival, l. maleza monocotiledónea anual invernal, m. maleza monocotiledónea perenne estival, n. arbusto mimosoideae.

Cuadro No. 3. Composición florística de las especies predominantes (hasta 5) de los márgenes de cultivos de soja RR/Bt y RR/no Bt de Saladero, La Palma y Santa María

Sitios	Saladero		La palma		Santa María	
	Soja RR/Bt	Soja RR/no Bt	Soja RR/Bt	Soja RR/no Bt	Soja RR/Bt	Soja RR/no Bt
						
Especies dominantes	1- <i>Cynodon dactylon</i> (a) 2- <i>Panicum miliodes</i> (a) 3- <i>Chloris grandiflora</i> (a) 4- <i>Stipa charruana</i> (a) 6- <i>Acacia caven</i> (n)	1- <i>Cynodon dactylon</i> (a) 2- <i>Paspalum notatum</i> (a) 3- <i>Eleusine tristachya</i> (a) 5- <i>Acacia caven</i> (n)	1- <i>Lolium multiflorum</i> (b) 2- <i>Cynodon dactylon</i> (a) 3- <i>Paspalum dilatatum</i> (a) 4- <i>Bromus mollis</i> (b)	1- <i>Cynodon dactylon</i> (a) 2- <i>Paspalum notatum</i> (a) 3- <i>Sorghum halepense</i> (a) 4- <i>Conyza bonariensis</i> (d)	1- <i>Lolium multiflorum</i> (b) 2- <i>Avena sp</i> (b) 3- <i>Cynodon dactylon</i> (a) 4- <i>Bromus catharticus</i> (j)	1- <i>Cynodon dactylon</i> (a) 2- <i>Bouteloua megapotamica</i> (a) 3- <i>Baccharis puctulata</i> (d) 4- <i>Conyza bonariensis</i> (d)

a. gramínea perenne estival, b. gramínea anual invernala, c. maleza dicotiledónea subarbutosa estival, d. maleza dicotiledónea anual estival, e. maleza dicotiledónea arbustivo estiva, f. maleza dicotiledónea perenne estival, g. leguminosa perenne estival, h. gramínea anual estival, i. ciperácea perenne estival, j. gramínea perenne invernala, k. maleza dicotiledónea subarbutosa estival, l. maleza monocotiledónea anual invernala, m. maleza monocotiledónea perenne estival, n. arbusto mimosoideae.

Cuadro No. 4. Composición florística de las especies predominantes (hasta 5) de los márgenes de cultivos de soja RR/Bt y RR/no Bt Sauce, Aquino y Urrestarazú

Sitios	Sauce		Aquino		Urrestarazú	
	Soja RR/Bt	Soja RR/no Bt	Soja RR/Bt	Soja RR/no Bt	Soja RR/Bt	Soja RR/no Bt
						
Especies dominantes	1- <i>Avena sp</i> (b) 2- <i>Lolium multiflorum</i> (b) 3- <i>Cynodon dactylon</i> (a) 4- <i>Conyza Bonar</i> (a)	1- <i>Cynodon dactylon</i> (a) 2- <i>Conyza bonariensis</i> (d) 3- <i>Sida rhombifolia</i> (c) 4- <i>Senecio vulgaris</i> (k) 5- <i>Brisa subaristata</i> (j)	1- <i>Cynodon dactylon</i> (a) 2- <i>Conyza bonariensis</i> (d) 3- <i>Sida rhombifolia</i> (c) 4- <i>Baccharis puctulata</i> (e) 5- <i>Setaria geniculata</i> (a)	1- <i>Cynodon Dactylon</i> (a) 2- <i>Lolium multiflorum</i> (b) 3- <i>Bromus cathariticus</i> (j) 4- <i>Soliva sterosperma</i> (l) 5- <i>Verbena litoralis</i> (m)	1- <i>Cynodon dactylon</i> (a) 2- <i>Lolium multiflorum</i> (b) 3- <i>Paspalum dilatatum</i> (a) 4- <i>Lotus sp</i> (g)	1- <i>Cynodon dactylon</i> (a) 2- <i>Lolium multiflorum</i> (b) 3- <i>Brisa subaristata</i> (j) 4- <i>Carduus</i> (k) 5- <i>Sorghum halepense</i> (a)

a. gramínea perenne estival, b. gramínea anual invernal, c. maleza dicotiledónea subarbusto estival, d. maleza dicotiledónea anual estival, e. maleza dicotiledónea arbustivo estiva, f. maleza dicotiledónea perenne estival, g. leguminosa perenne estival, h. gramínea anual estival, i. ciperácea perenne estival, j. gramínea perenne invernal, k. maleza dicotiledónea subarbastiva estival, l. maleza monocotiledónea anual invernal, m. maleza monocotiledónea perenne estival, n. arbusto mimosoideae.

Cuadro No. 5. Composición florística de las especies predominantes (hasta 5) de los márgenes de cultivos de RR/Bt y RR/no Bt Perú, 4 Bocas y La Choza

Sitios	Peré		4 Bocas		La Choza	
	Soja RR/Bt	Soja RR/no Bt	Soja RR/Bt	Soja RR/no Bt	Soja RR/Bt	Soja RR/no Bt
						
Especies dominantes	1- <i>Ipomoea grandifolia</i> (n) 2- <i>Lolium multiflorum</i> (b) 3- <i>Cyperus eragrostis</i> (i) 4- <i>Cynodon dactylon</i> (a)	1- <i>Cynodon dactylon</i> (a) 2- <i>Lolium multiflorum</i> (b) 3- <i>Avena</i> (b) 4- <i>Stipa charruana</i> (a) 5- <i>Solanum sisymbriifolium</i> (e)	1- <i>Cynodon dactylon</i> (a) 2- <i>Conyza bonariensis</i> (d) 3- <i>Eryngium horridum</i> (o)	1- <i>Cynodon dactylon</i> (a) 2- <i>Xanthium spinosum</i> (d) 3- <i>Avena sp</i> (b) 4- <i>Bromus catharticus</i> (j) 5- <i>Eryngium horridum</i> (o)	1- <i>Cynodon dactylon</i> (a) 2- <i>Eleusine tristachya</i> (a) 3- <i>Paspalum dilatatum</i> (a) 4- <i>Conyza bonariensis</i> (d)	1- <i>Cynodon dactylon</i> (a) 2- <i>Digitaria sanguinalis</i> (h) 3- <i>Echinochloa colona</i> (h) 4- <i>Lolium multiflorum</i> (b) 5- <i>Sida rhombifolia</i> (c)

a. gramínea perenne estival, b. gramínea anual invernol, c. maleza dicotiledónea subarbusto estival, d. maleza dicotiledónea anual estival, e. maleza dicotiledónea arbustivo estiva, f. maleza dicotiledónea perenne estival, g. leguminosa perenne estival, h. gramínea anual estival, i. ciperácea perenne estival, j. gramínea perenne invernol, k. maleza dicotiledónea subarbusitiva estival, l. maleza monocotiledónea anual invernol, m. maleza monocotiledónea perenne estival, n. arbusto mimosoideae.

Cuadro No. 6. Composición florística de las especies predominantes (hasta 5) de los márgenes de cultivos de soja RR/Bt y RR/no Bt de Romeau

Sitios	Romeau	
	Soja RR/Bt	Soja RR/no Bt
		
Especies dominantes	1- <i>Cynodon Dactylon</i> (a) 2- <i>Coryza bonariensis</i> (d) 3- <i>Stipa hialina</i> (j) 4- <i>Eragrostis lugens</i> (a) 5- <i>Lolium multiflorum</i> (j)	1- <i>Cynodon Dactylon</i> (a) 2- <i>Paspalum dilatatum</i> (a) 3- <i>Paspalum natatum</i> (a) 4- <i>Eragrostis lugens</i> (a) 5- <i>Sida spinosa</i> (j)

a. gramínea perenne estival, b. gramínea anual invernal, c. maleza dicotiledónea subarbusto estival, d. maleza dicotiledónea anual estival, e. maleza dicotiledónea arbustivo estiva, f. maleza dicotiledónea perenne estival, g. leguminosa perenne estival, h. gramínea anual estival, i. ciperácea perenne estival, j. gramínea perenne invernal, k. maleza dicotiledónea subarbusativa estival, l. maleza monocotiledónea anual invernal, m. maleza monocotiledónea perenne estival, n. arbusto mimosoideae.

4.3.1 Agrupamiento de sitios según similitud en la composición florística y la abundancia de artrópodos

Mediante el análisis de Cluster se obtuvieron 3 grupos, de acuerdo a la similitud en la abundancia de artrópodos de los mismos (grupo 1, grupo 2 y grupo 3) y 3 grupos de especies vegetales con semejanzas en la composición florística (grupo a, grupo b y grupo c), ver Figura No. 31. Posteriormente se realizó un análisis visual para identificar coincidencias y discrepancias entre los grupos.

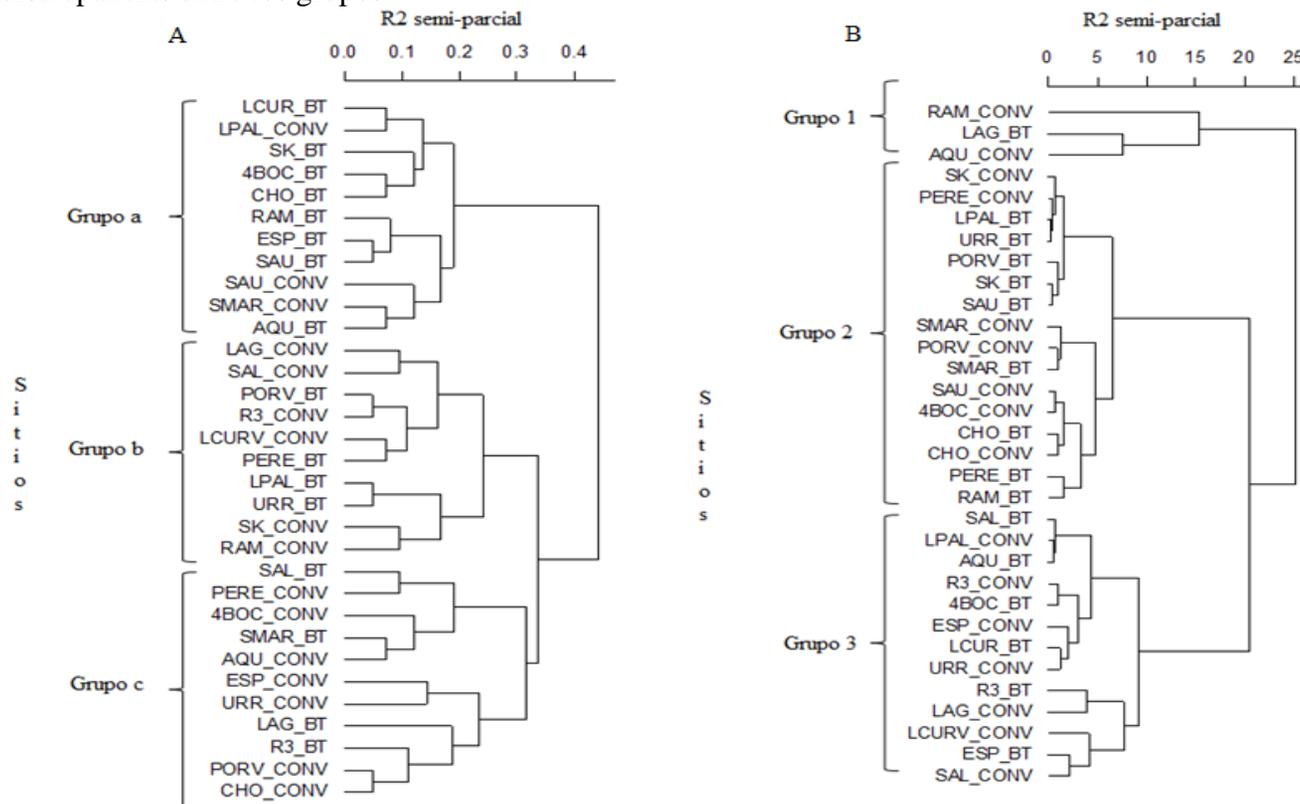


Figura No. 31. Grupos de especies vegetales (A) y grupo de artrópodos (B)

4.3.1.1 Caracterización de cada grupo de especies vegetales

Todos los grupos de especies vegetales tuvieron una vegetación espontánea diversificada, con la presencia de varias especies de las familias Poáceas (en su mayoría), Asteráceas, Fabáceas, Malváceas, Apiáceas, Solanáceas y Convolvuláceas.

En el grupo a se encuentran diversas especies pertenecientes a las familias: Asteráceas (*Coniza bonaeriensis*), Apiáceas (*Eryngium horridum*) y Malváceas (*Sida sp.*), las cuales podrían favorecer la presencia de enemigos naturales y otras especies plagas como fuente de alimentación para estos.

Los grupos b y c se diferencian del grupo a, por la presencia de *Digitaria sanginalis* y *Bothriochloa laguroides*, ambas gramíneas estivales que podrían tener una relación con la abundancia de artrópodos. Además, en estos grupos se encuentran especies de la familia Fabáceas *Lotus sp.* (grupo b) y *Medicago lopulina* (grupo c), las cuales podrían asociarse a la abundancia de chinches.

4.3.1.2 Caracterización de cada grupo de artrópodos

El grupo 1 de artrópodos se caracterizó por presentar un elevado porcentaje de coccinélidos, chinches fitófagas, hemípteros predadores y otros predadores. El grupo 2 presentó en general los porcentajes más bajos de artrópodos y el grupo 3 se caracterizó por presentar mayor porcentaje de arañas (Cuadro No. 7).

Cuadro No. 7. Distribución de abundancia porcentual según grupos de artrópodos

	Grupo 1	Grupo 2	Grupo 3
Arañas	41,4	12,8	45,9
Coccinélidos	82,0	10,5	7,5
Chinches fitófagas	82,4	5,0	12,6
Hemípteros predadores	59,0	13,8	27,2
Otros predadores	62,2	11,7	26,1

*los valores son % de individuos

4.3.2 Caracterización de cada grupo de artrópodos en relación a la composición florística del margen

4.3.2.1 Grupo 1 de artrópodos

Los sitios que se clasificaron en el grupo 1 de artrópodos, correspondieron al grupo b y c de composición florística (Anexo No. 11). Ambos grupos presentaron dos

especies de gramíneas estivales: *Digitaria sanguinalis* y *Bothriochloa laguroides*, las cuales podrían tener una relación con la abundancia de artrópodos predadores de este grupo. En la bibliografía disponible no se encuentra trabajos que asocien los predadores con la composición florística de un determinado tapiz vegetal, pero si se encuentra asociaciones con fitófagos que se alimentan de esas plantas. Vieira (1989), cita a *Digitaria sanguinalis* y como una de las especies más preferidas y consumidas por los ortópteros *Aiolopus strepens* (Latreille) y *Chorthippus parallelus* (Zetterstedt), incluso en aquellas zonas donde no eran las gramíneas más abundantes. En cuanto a la relación de *Bothriochloa laguroides* con las especies de artrópodos es escasa la información disponible, pero Ronderos et al. (1981), mencionan a *Bothriochloa laguroides* como una de las especies ingeridas en otoño por el ortóptero *Laplatacris dispar* (Rehn).

El grupo 1 de artrópodos (formado por sitios pertenecientes a los grupos florísticos b y c), presentó notoriamente más chinches fitófagas que los demás grupos, probablemente esto esté asociado a la presencia de *Lotus sp.* (grupo botánico b) y de *Medicago lupulina* (grupo botánico c). En Uruguay Ribeiro et al. (2009), registraron que los pentatómidos fitófagos cumplen su primera generación en las leguminosas forrajeras como *Lotus sp.* y alfalfa (*Medicago sativa*) y luego se trasladan a los cultivos de soja. Madeira et al. (2014), consideran a la alfalfa como una fuente de predadores que colonizan cultivos anuales cercanos en estos paisajes. En sus estudios Massoni y Frana (2005) encontraron que *Nezara viridula* antes de colonizar el cultivo, se alimenta de malezas primaverales y de praderas de alfalfa, usándolos como hospedantes temporales.

En sus estudios en Illinois, Price (1978), encontró que en cultivos de soja el número medio de insectos por superficie de hábitat, tanto de especies fitófagas como de especies de parasitoides y predadores, fue mayor en los bordes de chacra que en el centro del cultivo; estos resultados estuvieron mayormente determinado por la presencia de vegetación relativamente compleja en los bordes del cultivo. Hay numerosos estudios que señalan la importancia de las malezas que crecen en los márgenes de los cultivos, ya que estas incrementan el parasitismo y la predación de plagas dentro de los cultivos, tal es el caso de las flores de algunas malezas que actúan como fuente de alimento proporcionando polen y néctar para algunas especies de insectos en estado inmaduro y adultos (Dyk y Neser 2000, Altieri et al. 2005).

Varios autores constataron que adultos de muchas especies de artrópodos benéficos se alimentan de polen y néctar, preferiblemente de las familias de Asteráceas (*Coniza bonaeriensis* grupo a de especies vegetales), Apiáceas (*Eryngium horridum* grupo a y c) y Fabáceas (*Medicago lupulina* y *Lotus sp.* grupo b y c respectivamente), dado que estas familias tienen la característica de presentar el polen expuesto (Altieri y Letourneau 1982, Nicholls 2006). Además, según Montero (2008), estas inflorescencias constituyen sitios de captura de presas para varias familias de insectos (Coccinellidae, Anthocoridae y Mantispidae) y arañas (Thomisidae y Salticidae). Las secreciones de nectarios contienen azúcares (glucosa, sacarosa y fructosa) y algunos aminoácidos

esenciales (Baker y Baker, 1973), en tanto que el polen es rico en aminoácidos y ambos forman parte fundamental de la dieta de algunos insectos (Altieri y Whitcomb, 1979). Por otra parte, los adultos de diversas especies predatoras y parasitoides pueden sobrevivir alimentándose de exudados, savia, polen o néctar cuando sus presas u hospedantes no están disponibles (Vázquez et al., 2008). De esta forma, la vegetación espontánea puede actuar como “puente” entre las plagas y sus enemigos naturales (Altieri, 1999).

La incorporación de especies nativas en las áreas de cultivo, no solo incrementa la abundancia de especies predatoras, sino que estas se transforman, en centros de dispersión de enemigos naturales durante el período primaveral (Landis y Wratten, 2000). Hay una clara evidencia que las plantas alrededor de los cultivos aportan importantes recursos para incrementar la abundancia y el impacto de los enemigos naturales, los cuales no están a disposición de los artrópodos benéficos en el hábitat de cultivo, pudiendo proporcionar no solo alimento, agua y hospedadores, sino también protección frente a los insecticidas (Dennis y Fry, 1992).

4.3.2.2 Grupo 2 de artrópodos

Los sitios pertenecientes (por abundancia de artrópodos) al grupo 2, se caracterizaron por presentar menor abundancia de arañas, hemípteros predatoras y pentatómidos fitófagos. Dentro de este grupo, los sitios fueron clasificados entre los 3 grupos vegetales (a, b y c), habiendo igual cantidad de sitio en las distintas combinaciones (2 con a, 2 con b y 2 con c; ver Anexo No. 11).

La baja abundancia de artrópodos del grupo 2 podría estar explicada por distintos factores como control químico en márgenes, control químico durante el ciclo del cultivo, paisaje circundante, entre otros. En relación al manejo químico, son diversos los estudios que han demostrado que los insecticidas y fungicidas sintéticos son los principales agroquímicos que afectan a los enemigos naturales en los agroecosistemas (Foster et al., 1997). El movimiento de los insectos entre áreas no cultivadas y los cultivos puede estar relacionado con la dispersión natural de la plaga, la falta de alimento adecuado en uno de los hábitats, modificación de la planta hospedadora o la aplicación de herbicidas (Lewis, 1965). Chiverton y Sotherton (1991) estudiaron los efectos de la exclusión del uso de herbicidas en los bordes de cultivos de cereal, llegaron a demostrar que estos bordes tienen gran abundancia de artrópodos que no son plagas y que proporcionan abundantes presas a los predatoras. En el presente trabajo no se contó con la información relacionada al manejo químico de los márgenes de chacra, por lo cual una posible razón de la menor presencia de artrópodos en este grupo es atribuida a una mayor utilización de insecticidas o herbicidas en dichos sitios de muestreo. Esto explicaría porque la menor abundancia de insectos, se dio independiente de la composición botánica.

4.3.2.3 Grupo 3 de artrópodos

Los sitios clasificados en el grupo 3 de artrópodos, presentaron un elevado porcentaje de arañas e incluyeron los tres grupos de composición botánica (a, b y c). Esta falta de asociación a una especie botánica determinada, podría explicarse por tres motivos, entre los cuales se puede mencionar que las arañas no tienen etapa fitófaga y presentan períodos de tiempo en los cuales pueden no estar alimentándose, siendo el margen para este grupo un lugar transitorio o de refugio y no un sitio que les proporcione alimento.

Dentro de este grupo se encontraron sitios con elevada presencia de artrópodos predadores: Saladero RR/Bt (n= 143), Saladero RR/no Bt (n=158), Esperanza RR/Bt (n=128) y La curva RR/no Bt (n=208) que tuvieron en común la presencia de *Acacia caven* (espinillo) en los márgenes, la cual podría tener influencia en la abundancia de artrópodos. Fenny (1976) en sus estudios indica que los árboles presentes en los márgenes sostienen mayores poblaciones de insectos que las plantas herbáceas comparadas en un mismo período de tiempo y espacio.

Además de existir asociaciones entre los artrópodos y la composición botánica, se debe considerar que la actividad de los predadores del suelo como arañas y carábidos puede ser limitado por las altas temperaturas del suelo durante el día. Los cultivos estivales presentan ambientes que están sujetos a grandes fluctuaciones térmicas e hídricas durante la estación de crecimiento, a diferencia de los bordes herbáceos, que presentan microambientes con características intermedias, donde generalmente se conserva mayor humedad en comparación con las áreas de cultivo (Montero, 2008). Considerando las características climáticas del año en evaluación, en el cual ocurrió una sequía histórica con alta frecuencia de días con temperaturas extremas y baja humedad relativa, sería factible que las arañas hayan encontrado en los márgenes ambientes más favorables.

Dado los distintos grupos de artrópodos y sus diversas asociaciones, es de consideración destacar que una vegetación espontánea diversificada como es el caso de todos los grupos de especies vegetales (a, b y c), con predominio de Asteráceas (*Conyza Bonariensis*, *Baccharis spicata*, *Solidago Chilensis*, *Bidens pilosa*, *Baccharis puctulata*, *Senecio vulgaris*, *Soliva sterosperma*, *Cardus sp.*, *Xanthium spinosum*, grupos a, b y c), Apiáceas (*Eryngium horridum*, grupo a y c), Malváceas (*Sida sp.* grupo a, b y c,) y Convolvuláceas (*Ipomoea grandifolia* grupo b), no sólo favorece la presencia de adultos de parasitoides y predadores de plagas agrícolas, sino que permite el mantenimiento de otras especies de insectos que pueden actuar como fuente de alimentación alternativa para los enemigos naturales de las especies plaga (Montero, 2008). Además, es de relevancia destacar que en este estudio no se tuvieron en cuenta determinadas características de la vegetación espontánea de los márgenes que podrían influir en la abundancia de enemigos naturales como el tamaño de la planta, el hábito de crecimiento

de las plantas que lo integran, la distribución espacial del follaje, el desarrollo estacional y persistencia de sus partes vegetativas (Lawton, 1989). Además de la estructura y disposición espacial de dichos márgenes.

5. CONCLUSIONES

Los resultados obtenidos en el presente trabajo permiten sugerir ciertas conclusiones:

- Los artrópodos predadores en el cultivo de soja RR/Bt, no son afectados por la tecnología Bt, probablemente debido a que los predadores generalistas cuentan con presas alternativas de las cuales pueden alimentarse en el cultivo de soja y por la falta de un efecto directo negativo de la proteína sobre su biología y/o reproducción.

- La abundancia de pentatómidos fitófagos no varió según la tecnología utilizada (RR/Bt y RR/no Bt), probablemente porque la proteína Cry1A(c) no tiene efecto directo sobre la biología y/o desarrollo en este grupo de insectos, ni afecta sus principales controladores naturales.

- Las arañas son el grupo de artrópodos que presentó mayor abundancia tanto en los márgenes como en los cultivos de soja, determinando la importancia de la conservación de este grupo de artrópodos.

- La vegetación espontánea de los márgenes de chacra actuarían como fuente de arañas y podrían ser refugio temporal de coccinélidos y hemípteros predadores hacia el fin del ciclo del cultivo de soja.

- La abundancia de artrópodos predadores en los márgenes de chacra no puede asociarse directamente con la composición florística de los mismos, si en cambio los insectos fitófagos.

- Los márgenes con presencia de leguminosas hospedan pentatómidos fitófagos.

- Resulta fundamental realizar prácticas de manejo agronómico sustentable en el cultivo de soja que incluya la preservación de la vegetación espontánea de los márgenes de chacra, evitando o excluyendo la utilización de agroquímicos en los mismos.

- Para poder confirmar algunas hipótesis propuestas, los resultados obtenidos deberían complementarse con ensayos de condiciones controladas de laboratorio para especies determinadas. Dos ensayos importantes a realizar serían, evaluar el efecto directo e indirecto de la toxina Bt sobre artrópodos benéficos; por un lado, alimentar los enemigos naturales con presas que se hallan alimentado de soja RR/Bt y, por otro lado, criar algunas especies de enemigos naturales que frente a ciertas condiciones se alimentan directamente de la soja RR/Bt ya sea consumiendo su polen como es el caso de *Orius sp.* y coccinélidos.

- Sería de importancia realizar una caracterización del paisaje circundante en las chacras de soja RR/Bt y RR/ no Bt, para evaluar el efecto de la complejidad del mismo en la abundancia de chinches fitófagas y sus enemigos naturales.

6. RESUMEN

Sudamérica es la región que aporta aproximadamente el 50% de la producción mundial de soja (*Glycine max*). A partir del 2012, en Uruguay se aprobó la siembra de soja transgénica resistente a ciertos lepidópteros (Bt) portadora del evento MON87701 que codifica la endoproteína Cry1A(c). En la campaña 2017/18 la soja Bt representó el 25% de la superficie total sembrada de soja. Dada su creciente adopción en el país y su elevada eficiencia de control sobre los lepidópteros defoliadores más frecuentes en el cultivo, surge la interrogante del posible impacto sobre la dinámica de los enemigos naturales, los cuales podrían incrementarse debido al menor uso de insecticidas, o descender a causa de la falta de presas disponibles. La vegetación espontánea de los márgenes de chacra podría cumplir un importante rol proporcionando alimento alternativo o refugio a los artrópodos benéficos; además la abundancia de estos podría estar relacionados a la composición florística presente en los márgenes. Este trabajo tuvo por objetivos: determinar si la abundancia de artrópodos fitófagos y benéficos en soja varía según la tecnología utilizada (RR/Bt y RR/ no Bt); evaluar el rol funcional de la vegetación espontánea de los márgenes de chacra y la relación que ellos tienen con la composición florística. En el período 2017/18 se realizaron muestreos en 32 chacras comerciales de soja de primera (16 RR/Bt y 16 RR/no Bt) ubicadas en los departamentos de Río Negro y Paysandú. Las chacras fueron muestreadas, durante todo el ciclo del cultivo, con una frecuencia de 21 días; se realizaron 30 pases de red entomológica dentro de las chacras y en la vegetación de los márgenes de las mismas. Los datos fueron analizados estadísticamente utilizando prueba de Tukey (p-valor <0,05) y contrastes ortogonales. En cuanto a la relación existente entre la composición florística y la abundancia de insectos se utilizó la metodología de Cluster análisis. Las especies de artrópodos predadores colectados con red entomológica fueron agrupadas en diferentes categorías: arañas, hemípteros predadores, coccinélidos y otros predadores. Presentando mayor abundancia de arañas (p-valor <0,001) en los márgenes de chacra en relación al número registrado en el interior del cultivo. En cambio, los coccinélidos y hemípteros predadores resultaron más abundantes dentro de las chacras de soja. Para cada uno de los grupos estudiados, el número de predadores acumulados durante todo el ciclo del cultivo no presentó diferencias debidas a la tecnología Bt (p-valor <0,05). Mediante el Cluster se identificaron 3 grupos de insectos (grupos 1, 2 y 3) y 3 grupos de especies vegetales (grupos a, b y c). No se encontró una relación clara entre la abundancia de artrópodos predadores en los márgenes de chacra, no puede asociarse directamente con la composición florística de los mismos, si en cambio los insectos fitófagos. Los resultados obtenidos en el presente trabajo señalarían la importancia de realizar prácticas de manejo agronómico que preserven la vegetación de los márgenes de chacra, los cuales cumplirían un rol de fuente de arañas (grupo más abundante de predadores de soja y además podrían ser el refugio temporal de coccinélidos y hemípteros predadores hacia el fin del ciclo del cultivo de soja). También señalarían que los productos utilizados para control de lepidópteros en chacras RR/no Bt no afectaría drásticamente la conservación

de enemigos naturales, y que los predadores generalistas cuentan con presas alternativas en chacras de soja RR/Bt.

Palabras clave: *Glycine max*; Enemigos naturales; Vegetación espontánea; Márgenes.

7. SUMMARY

South America is the region that contributes approximately 50% of world soy (*Glycine max*) production. As of 2012, in Uruguay the planting of transgenic soybeans resistant to certain lepidoptera (Bt) carrying the MON87701 event that encodes the Cry1A(c) endo protein was approved. In the 2017/18 campaign, Bt soybean represented 25% of the total area planted with soybeans. Given its increasing adoption in the country and its high efficiency controlling the most frequent defoliating lepidoptera in the crop, the question of the possible impact on the dynamics of natural enemies arises, which could increase due to the lower use of insecticides, or descend because of the lack of prey available. The spontaneous vegetation of the margins of the crop could play an important role by providing alternative food or shelter for beneficial arthropods; In addition, the abundance of these could be related to the floristic composition present in the margins. This work had the following objectives: determine whether the abundance of phytophagous and beneficial arthropods in soybeans varies according to the technology used (RRBt and RR / no Bt) and evaluate the functional role of the spontaneous vegetation of the margins of the crop, and the relationship they have with the floristic composition. In the 2017/18 period, sampling was carried out in 32 commercial first class soybean crops (16 RR / Bt and 16 RR / no Bt) located in the Departments of Río Negro and Paysandú. The crops were sampled throughout the crop cycle, with a frequency of 21 days; 30 passes with entomology nets were made within the crops and in the vegetation of their margins. Data was statistically analyzed using Tukey test (p-value <0,05) and orthogonal contrasts. Regarding the relationship between the floristic composition and the abundance of insects, the Cluster analysis methodology was used. The species of predatory arthropods collected with an entomology net were grouped into different categories: spiders, predatory hemiptera, coccinellidae and other predators. Presenting greater abundance of spiders (p-value <0,001) in the margins of the crop in relation to the number registered inside the crop. On the other hand, predatory coccinellidae and hemiptera were more abundant in soybean crops. For each of the groups studied, the number of predators accumulated throughout the crop cycle did not show differences due to Bt technology (p-value <0,05). The Cluster identified 3 groups of insects (group 1, 2 and 3) and 3 groups of plant species (groups a, b and c). A clear relationship was not found between the abundance of predatory atrophies on the margins of the crop, it cannot be directly associated with their floristic composition, if instead the phytophagous insects. The results obtained in this work would indicate the importance of carrying out agronomic management practices that preserve the vegetation of the margins of the crop, which would act as a source of spiders (more abundant group of soybean predators and could also be the temporary refuge of coccinellidae and predatory hemiptera towards the end of the soybean crop cycle). They would also point out that the products used to control lepidoptera in RR / non Bt crops would not drastically affect the conservation of natural enemies, and that generalist predators have alternative prey in RR / Bt soybean crops.

Keywords: *Glycine max*; Natural enemies; Spontaneous vegetation; Margins.

8. BIBLIOGRAFÍA

1. Akahond, M.; Machray, G. C. 2009. Biotech crops: technologies, achievements and prospects. *Euphytica*. 166(1): 47-59.
2. Almada, S.; Sosa, A. M.; González, A. 2012. Araneofauna (Arachnida: Araneae) en cultivos de algodón (*Gossypium hirsutum*) transgénicos y convencionales en el norte de Santa Fe, Argentina. *Revista de Biología Tropical*. 60(2): 611-623.
3. Altieri, M. A.; Whitcomb, W. H. 1979. The potential use of weeds in the manipulation of beneficial insects. *Horticultural Science*. 14: 12-18.
4. _____.; _____. 1980. Weed manipulation for insect management in com. *Environmental Management*. 4: 483-489.
5. _____.; Letourneau, D. L. 1982. Vegetation management and biological control in agroecosystems. *Crop Protection*. 1: 405-430.
6. _____.; Nicholls, C. 1994. Biodiversidad, agroecología y manejo de plagas. Valparaíso, Icaria. 248 p.
7. _____. 1999. The ecological role of biodiversity in agroecosystems. *Agriculture, Ecosystems and Environment*. 74:19-31.
8. _____.; Ponti, L.; Nicholls, C. I. 2005. Manipulating Vineyard biodiversity for improved insect pest management: case studies from northern California. *Journal of Biodiversity Science and Management*. 1(4): 191-203.
9. Alvarez-Alfageme, F.; Ferry, N.; Castanera, P.; Ortego, F.; Gatehouse, A. M. 2008. Prey mediated effects of Bt maize on fitness and digestive physiology of the red spider mite predator *Stethorus punctillum* Weise (Coleoptera: Coccinellidae). *Transgenic Research*. 17(5): 943.
10. _____.; Ortego, F.; Castañera, P. 2009. Bt maize fedprey mediated effect on fitness and digestive physiology of the ground predator *Poecilus cupreus* L. (Coleoptera: Carabidae). *Journal of Insect Physiology*. 55: 143-149.
11. Andow, D. A. 1991. Vegetational diversity and arthropod population response. *Annual Review of Entomology*. 36: 561-586.

12. Armer, C. A.; Wiedenmann, R. N.; Bush, D. R. 1998. Plant feeding site selection on soybean by the facultatively phytophagous predator *Orius insidiosus*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*. 86: 109-118.
13. Austin, A. D.; Johnson, N. F.; Dowton, M. 2005. Systematics, evolution and biology of scelionid and platygastriid wasps. *Annual Review of Entomology*. 50: 553-582.
14. Badii, M. H.; Flores, A. E.; Quiroz, H.; Foroughbakhch, R.; Torres, R. 2000. Depredación y control biológico. In: Badii, M. H. A. E.; Flores; L. J.; Galán, W. eds. *Fundamentos y Perspectivas de control biológico*. México, s.e. pp. 53-60.
15. Baker, H. G.; Baker. I. 1973. Aminoacids in nectar and their evolutionary significance. *Nature*. 241: 543- 545.
16. Barboza, E.; Ibarra, J. E. 1998. Proteínas insecticidas de *Bacillus thuringiensis*. *Boletín de Educación Bioquímica*. 17(1): 3-9.
17. 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: 29-41.
18. Benamú, P. M. A. 2010. Composición y estructura de la comunidad de arañas en el sistema de cultivo de soja transgénica. Tesis Doctoral. Buenos Aires, Argentina. Universidad Nacional de la Plata. 218 p.
19. Benjamin, J. G.; Mikha, M. M.; Vigil, M. F. 2008. Organic carbon effects on soil physical and hydraulic properties in a semi-arid climate. *Soil Science Society of America Journal*. 72: 1357-1362.
20. Bentancourt, C.; Scatoni, I. 2001. Enemigos naturales: manual ilustrado para la agricultura y la forestación. Montevideo, Hemisferio Sur. 169 p.
21. _____.; _____. 2010. Guía de insectos y ácaros de importancia agrícola y forestal. 3a. ed. Montevideo, Hemisferio Sur. 582 p.
22. 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: 1074-1079.

23. Boethel, D. J.; Russin, J. S.; Wier, A. T.; Layton, M. B.; Mink, J. S.; Boyd, M. L. 2000. Delayed maturity associated with southern green stink bug (Heteroptera: Pentatomidae) injury at various soybean phenological stages. *Journal of Economic Entomology*. 93(3): 707-712.
24. Borsani, O.; Castiglioni, E.; Chiappe, M.; Ferenczi, B.; García, M.; Pritsch, C.; Speranza, P. 2010. Biotecnología moderna, cultivares transgénicos y proceso de adopción en Uruguay. *In*: Préchac, F.; Ernst, O.; Arbeletche, P.; Pérez, M.; Pritsch, C.; Ferenczi, A.; Rivas, M. eds. *Intensificación agrícola: oportunidades y amenazas para un país productivo y natural*. Montevideo, Tradinco. pp. 29-66.
25. Bozzo, A. 2010. Persistencia del glifosato y efecto de sucesivas aplicaciones en el cultivo de soja en agricultura continúa en siembra directa sobre parámetros biológicos del suelo. Tesis de Maestría. Montevideo, Uruguay. Universidad de la República. Facultad de Ciencias. 51 p.
26. Brookes, G.; Barfoot, P. 2006. Global impact of biotech cops: socio-economic and environmental effects in the first ten years of commercial use. *AgBioForum*. 9: 139-151.
27. Burn, A. J. 1987. Cereal crops. *In*: Bum, A. J.; Coaker, T. H.; Jepson, P. C. eds. *Integrated Pest management*. London, s.e. pp. 209-256.
28. Cantos-Silva, C. R.; Romanowsky, H. O. 2003. Population fluctuation, immature mortality and adult longevity of *Spartocera dentiventris* (Berg) (Hemiptera: Coreidae) on *Nicotiana tabacum* (solanacea). *Neotropical Entomology*. 32: 399- 406.
29. Carvalho, C. F.; Sousa, B. 2002. Potencial de insetos predadores no controle biológico aplicado. *In*: Parra, J. R. P.; Botelho, P. S. M.; Corrêa-Ferreira, B. S.; Bento, J. M. S. eds. *Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores*. São Paulo, Manole. pp. 191-208.
30. Castiglioni, E.; Ribeiro, A.; Alzugaray, R.; Silva, H; Ávila, I.; Loiácono, M. 2010. Prospección de parasitoides de huevos de *Piezodorus guildinii* (Westwood) (Hemiptera: Pentatomidae) en el litoral Oeste de Uruguay. *Agrociencia* (Uruguay). 14(2): 22-25.
31. Castro, A. J. 2017. Bases para la interacción de los transgénicos con el sistema agrícola. *In*: Simposio Nacional de Agricultura (5°, 2017, Paysandú). *Al futuro no se alcanza con llegar*. Montevideo, Hemisferio Sur. pp. 3-9.

32. Chiaravalle, W. 1996. *Rachiplusia nu* (Guenée). Lagarta del girasol. In: Bentancourt, C. M.; Scatoni, I. B. eds. Lepidópteros de importancia económica: reconocimiento, biología y daño de las plagas agrícolas y forestales. Montevideo, Hemisferio Sur. pp. 99-106.
33. _____. 2000. Control biológico en el manejo de plagas. In: Zerbino, M. S.; Ribeiro, A. eds. Manejo de plagas en pasturas y cultivos. Montevideo, INIA. pp. 91-95 (Serie Técnica no. 112).
34. Chiverton, P.; Sotherton, N. 1991. The effects of beneficial arthropods of the exclusion of herbicides from cereal crop edges. *Journal of Applied Ecology*. 28: 1027-1039.
35. Cingolani, M. F. 2011. Parasitismo de huevos de *Piezodorus guildinii* (Hemiptera: Pentatomidae) por *Trissolcus basalus* y *Telenomus podisi* (Hymenoptera: Scelionidae) en el noreste de la provincia de Buenos Aires. Tesis Doctoral. Buenos Aires, Argentina. Universidad Nacional de La Plata. Facultad de Ciencias Naturales y Museo. 144 p.
36. Cividanes, F. J.; Athayde, M. L. F.; Sabugosa, E. T. 1995. Observações sobre o parasitismo em ovos de *Piezodorus guildinii* (Westwood). *Revista de Agricultura (Piracicaba)*. 70(1): 131-137.
37. _____. 2002. Efeitos do sistema de plantio e da consorciação soja-milho sobre artrópodes capturados no solo. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*. 37: 15-23.
38. Coll, M.; Ridgway, R. L. 1995. Functional and numerical responses of *Orius insidiosus* (Heteroptera: Anthracoridae) to its prey in different vegetable crops. *Annals of the Entomological Society of America*. 88: 732-738.
39. Comas, C.; Lumbierres, B.; Pons, X.; Albajes, R. 2014. No effects of *Bacillus thuringiensis* maize on nontarget organisms in the field in southern Europe: a meta-analysis of 26 arthropod taxa. *Transgenic Research*. 23: 135-143.
40. Corrêa-Ferreira, B. S. 1986. Ocorrência natural do complexo de parasitoides de ovos de percevejos da soja no Paraná. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*. 15(2): 189-199.
41. _____.; Pollato, S. L. B. 1989. Biología e consumo do predador *Callida* sp. (Coleoptera: Carabidae) criado em *Anticarsia gemmatalis* (Hübner, 1818). *Pesquisa Agropecuária Brasileira*. 24: 923-927.

42. _____; Moscardi, F. 1994. Temperature effect on the biology and reproductive performance of the egg parasitoid *Trissolcus basalis* (Wollaston). *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*. 23(3): 399-408.
43. _____. 2002. *Trissolcus basalis* para o controle de percevejos da soja. In: Parra, J. R. P.; Botelho, P. S. M.; Corrêa-Ferreira, B. S.; Bento, J. M. eds. *Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores*. São Paulo, Manole. pp. 449-476.
44. Costa, A. S.; Lima Neto, V. da C. 1970. Transmissão do vírus da necrose branca do fumo por *Frankliniella* sp. In: Congresso Brasileiro de Fitopatologia (9º, 1970, Pernambuco). Resumos. Campinas, Sociedade Brasileira de Fitopatologia. s.p.
45. _____.; Berti Filho, E.; Sato, M. E. 2006. Parasitoides e predadores no controle de pragas. In: Pinto, A. S.; Nava, D. E.; Rossi, M. M.; Malerbo - Souza, D. T. eds. *Controle biológico de pragas na prática*. Piracicaba, s.e. pp. 25-34.
46. Costa, E. C.; Link, D. 1982. Dispersão de adultos de *Piezodorus guildinii* e *Nezara viridula* (Hemiptera: Pentatomidae) em soja. *Revista do Centro de Ciências Rurais*. 12: 51-57.
47. Curis, M. C. 2014. Efecto de los maíces Bt sobre las plagas claves, secundarias y los enemigos naturales. Tesis Doctoral. Esperanza, Argentina. Universidad Nacional del Litoral. Facultad de Ciencias Agrarias. 218 p.
48. De Freitas Bueno, A.; Sosa-Gómez, D.; Spalding, B.; Moscardi, F; Oliveira de Freitas, R. 2012. Soja: manejo integrado de insetos e outros artrópodes-praga. Brasília, EMBRAPA. 504 p.
49. De la Poza, M.; Pons, X.; Farinós, G. P.; López, C.; Ortego, F.; Eizaguirre, M.; Castañera, P.; Albajes, R. 2005. Impact of farm-scale Bt maize on abundance of predatory arthropods in Spain. *Crop Protection*. 24(7): 677-684.
50. Deloitte. 2018. Observatorio de oleaginosos Uruguay: situación y perspectivas para el complejo oleaginoso. (en línea). In: Encuentro Nacional de la Mesa Tecnológica de Oleaginoso (7º., 2018, Montevideo). Observatorio de oleaginosos Uruguay: situación y perspectivas para el complejo oleaginoso. Montevideo. s.p. Consultado dic. 2018. Disponible en

https://www.objetiva.com.uy/sites/default/files/informecomplejooleaginoso_2017-2018.pdf

51. Dennis, P.; Fry, G. L. A. 1992. Field margins: can they enhance natural enemy population densities and general arthropod diversity on farms? *Agriculture, Ecosystems y Environment*. 40: 95-115.
52. Durán, J. M.; Alvarado, M.; Ortiz, E.; De la Rosa, A.; Ruiz, J. A.; Sánchez, A.; Serrano, A. 2000. Contribución al conocimiento de *Earias insulana* (Boisduval) (Lepidoptera, Noctuidae), la oruga espinosa del algodónero, en Andalucía occidental. *Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas*. 26: 215-228.
53. Duffey, E. 1978. Ecological strategies in spiders including some characteristics of species in pioneer and nature habitats. *Symposia of the Zoological Society of London*. 42: 109-123.
54. Dyk, E.; Naser, S. 2000. The spread of weeds into sensitive areas by seeds in horse faeces. *Journal of the South African Veterinary Association*. 71(3): 173-174.
55. Eizaguirre, M.; Albajes, R.; López, C.; Eras, J.; Lumbierres, B.; Pons, X. 2006. Six years after the commercial introduction of Bt maize in Spain: field evaluation, impact and future prospects. *Transgenic Research*. 15: 1-12.
56. FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, IT). 2018. FAOSTAT Agriculture data. (en línea). Rome. s.p. Consultado may. 2018. Disponible en <http://www.fao.org/faostat/en/#home>
57. Feitelson, J. S.; Payne J.; Kim, L. 1992. *Bacillus thuringiensis*: insects and beyond. *Biotechnology*. 10: 271-276.
58. Fenny, P. 1976. Plant apparency and chemical defense. *Recent Advances in Phytochemistry*. 10: 1-40.
59. Foster, R. U. Heimbach, C.; Zwerger, P. 1997. Effects of plant protection products on non- target organisms. A contribution to the discussion on risk assessment and riskmitigation for terrestrial non- target organisms (flora and fauna). *Plant Research and Development*. 45: 89-100.

60. Gallo, D.; Nakano, O.; Wiendl, F.; Silveira Neto, S.; Carvalho, R. P. L. 1970. Manual de entomologia: pragas das plantas e seu controle. São Paulo, Agronômica Ceres. 858 p.
61. Gamundi, J. C.; Perotti, E.; Molinari, A. M.; Diz, J. 2006. Control y evaluación de daños de *Caliothrips phaseoli* (Hood) en cultivos de soja. INTA. Para Mejorar la Producción. no. 33: 77-80.
62. Godoy, K. B.; Ávila, C. J. 2000. Parasitismo natural em ovos de dois percevejos da soja, na região de Dourados, MS. Revista de Agricultura. 75 (2): 271-279.
63. _____; Galli, J.; Ávila, C. 2005. Parasitismo em ovos de percevejos da soja *Euschistus heros* (Fabricius) e *Piezodorus guildinii* (Westwood) (Hemiptera: Pentatomidae) em São Gabriel do Oeste, MS. Ciência Rural (Santa Maria). 35 (2): 455-458.
64. González, R.; Volosky, C. 2006. Desarrollo estacional y estrategias de manejo de chanchitos blancos, *Pseudococcus spp.*, en pomáceas, uvas de mesa y vid vinífera (Hemiptera: Pseudococcidae). Revista Frutícola. 27: 37-47.
65. Greene, J. K.; Turnipseed, S. G.; Sullivan, M. J.; May, O. L. 2001. Treatment thresholds for stink bugs (Hemiptera: Pentatomidae) in cotton. Journal of Economic Entomology. 94(2): 403-409.
66. Hagerty, A. M.; Kilpatrick, A. L.; Turnipseed, S. G.; Sullivan, M. J. 2005. Predaceous arthropods and lepidopteran pests on conventional, Bollgard, and Bollgard II cotton under untreated and disrupted conditions. Environmental Entomology. 34: 105-114.
67. Heidger, C.; Nentwing, W. 1989. Augmentation of beneficial arthropods by strip-management. 3. Artificial introduction of a spider species which preys on wheat pest species. Entomophaga. 34: 511-522.
68. Hoffmann-Campo, C. B.; Moscardi, F.; Corrêa-Ferreira, B. S.; Oliveira, L. J.; Sosa-Gómez, D. R.; Panizzi, A. R.; Corso, I.; Gazzoni, D. L.; Oliveira, E. B. 2000. Pragas da soja no Brasil e seu manejo integrado. EMBRAPA. Circular Técnica no. 30. 70 p.
69. Hofmann, C.; Luethy, P.; Huetter, R.; Pliska, V. 1988. Binding of the delta endotoxin from *Bacillus thuringiensis* to brush border membrane vesicles of the cabbage butterfly (*Pieris brassicae*). European Journal of Biochemistry. 173: 85-91.

70. Holland, J. M.; Luff, M. L. 2000. The effects of agricultural practices on Carabidae in temperate agroecosystems. *Integrated Pest Management Reviews*. 5:109-129.
71. Igarzábal, D.; Fichetti, P.; Gálvez, M. C.; Laguzzi, M. A.; Lábaque M.; Weissbein, A. 2009. Reconocimiento y manejo práctico de plagas. *In*: García, F.; Ciampitti, I. A.; Baigorri, H. E. eds. *Manual de manejo del cultivo de soja*. Buenos Aires, International Plant Nutrition Institute. pp. 129-150.
72. ISAAA (International Service For The Acquisition Of Agri-Biotech Applications, US). 2016. Global status of commercialized Biotech/GM crops: 2016. (en línea). New York. s.p. Consultado jun. 2018. Disponible en <http://www.isaaa.org/resources/publications/briefs/52/default.asp>
73. Kromp, B. 1999. Carabid beetles in sustainable agriculture: a review on pest control efficacy, cultivation impacts and enhancement. *Agriculture, Ecosystems and Environment*. 74: 187-228.
74. 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: 409-416.
75. _____.; Wratten, G. A. 2000. Habitat management to conserve natural enemies of arthropod pests in agriculture. *Annual Review of Entomology*. 45: 175-201.
76. Lawton, J. 1989. Plant architecture and diversity of phytophagous insects. *Annual Review of Entomology*. 28: 23-39.
77. Leite, L. G.; Lara, F. M. 1985. Flutuação populacional de insetos e inimigos naturais associados à cultura da soja em Jaboticabal. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*. 14: 45-57.
78. Lesar, C. D.; Unzicker, J. D. 1978. Soybean spiders: species composition, population densities and vertical distribution. (en línea). *Illinois Natural History Survey Biological*. 107: 14. Consultado 18 jun. 2019. Disponible en <https://www.ideals.illinois.edu/bitstream/handle/2142/17115/soybeanspiderssp107lesa.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

79. Lewis, T. 1965. The effects of shelter on the distribution of insect pests. *Scientific Horticulture*. 17: 74-84.
80. Liljestrom, G. 1988. Aspectos de la heterogeneidad espacial en relación a la dinámica poblacional de *Nezara viridula* (L.) (Hemiptera: Pentatomidae). *Revista Sociedad Entomológica Argentina*. 47(1-4): 109-114.
81. _____; Coviella, C. 1999. Aspectos de la dinámica poblacional de las chinches *Nezara Viridula* y *Piezodorus guildinni* e implicancias con relación a su manejo en el cultivo de soja. *Revista Sociedad Entomológica Argentina*. 58(3-4): 141-149.
82. _____; Minervino, D.; Castro, A.; González, A. 2002. La comunidad de arañas del cultivo de soja en la Provincia de Buenos Aires, Argentina. *Neotropical Entomology*. 31(2): 197-210.
83. Lozzia, G.; Furlanis, C.; Manachini, B.; Rigamonti, I. 1998. Effects of Bt corn on *Rhopalosiphum padi* L. (Rhynchota, Aphididae) and on its predators *Chrysoperla carnea* (Neuroptera, Chrysopidae). *Bollettino di Zoologia Agraria e Bachicoltura*. 30(2): 153-164.
84. Lumbierres, B.; Albajes, X; Pons, X. 2012. Positive effect of Cry1Ab-expressing Bt maize on the development and reproduction of the predator *Orius majusculus* under laboratory conditions. *Biological Control*. 63: 150-155.
85. Luna, M. A.; Novoa, M. C. 1993. Descripción preliminar de la presencia estacional de lepidopteros defoliadores de soja y sus parasitoides. In: Reunión Argentina de Ecología (16ª., 1993, Puerto Madryn). Resúmenes. Puerto Madryn, s.e. s.p.
86. McCaffrey, J. P.; Horsburgh, R. L. 1986. Biology of *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae): a predator in Virginia apple orchards. *Environmental Entomology*. 15: 984-988.
87. McPherson, R. M.; Newsom, L. D.; Farthing, B. F. 1979. Evaluation of four stink bug species from the genera affecting soybean yield and quality in Louisiana. *Journal of Economic Entomology*. 72: 188-194.
88. _____; Smith, J. C.; Allen, W. A. 1982. Incidence of arthropod predators in different soybean cropping systems. *Environmental Entomology*. 11(3): 685-589.

89. _____. 1996. Relationship between soybean maturity group and the phenology and abundance of stink bugs (Heteroptera: Pentatomidae): Impact on yield and quality. *Journal of Entomological Science*. 31(2): 199-208.
90. Madeira, F.; di Lascio, A.; Carlino, P.; Costantini, M. L.; Rossi, L.; Pons, X. 2014. Stable carbon and nitrogen isotope signatures to determine predator dispersal between alfalfa and maize. *Biological Control*. 77: 66-75.
91. _____.; Pons, X. 2016. Rubidium marking reveals different patterns of movement in four ground beetle species (Col., Carabidae) between adjacent alfalfa and maize. *Agricultural and Forest Entomology*. 18(2): 99-107.
92. Martin-Park, A.; Carmen, M. D. 2011. Assassin bugs (Hemiptera: Heteroptera: Reduviidae) of Uruguay: a synoptic catalogue as a contribution to the study of Austral biodiversity. *Zootaxa*. 3006 (1): 50-62.
93. Massoni, F.; Frana, J. 2005. Abundancia de pentatómidos fitófagos en cultivos de alfalfa. *In*: Congreso Argentino de Entomología (6°. , 2005, San Miguel de Tucuman). Libro de resúmenes. San Miguel de Tucuman, s.e. s.p.
94. _____.; Schlie, G.; Frana, J. E. 2015. Cultivo de soja Bt (RR2 PRO) y convencional (RR1) expuestos a poblaciones naturales de organismos plaga y depredadores. (en línea). s.l., Engormix. Consultado 22 may. 2018. Disponible en <https://www.engormix.com/agricultura/articulos/cultivo-soja-rr2-pro-t32447.htm>
95. Medeiros, M. A.; Loíacono, M. S.; Borges, M.; Guilherme, F. V. 1998. Incidencia natural de parasitoides em ovos de percevejos (Hemiptera: Pentatomidae) encontrados na soja no Distrito Federal. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*. 33: 1431-1435.
96. MGAP. OPYPA (Ministerio de Ganadería Agricultura y Pesca. Oficina de Programación y Política Agropecuaria, UY). Resultados del monitoreo de producción de soja 2018 refleja fuerte caída de rendimientos por sequía. (en línea). Montevideo. s.p. Consultado abr. 2019. Disponible en <http://www.mgap.gub.uy/unidad-organizativa/oficina-de-programacion-y-politicas-agropecuarias/resultados-del-monitoreo-de-produccion-de-soja-2018>

97. Minervino, E. 1996. Estudio biológico y ecobiológico de arañas depredadoras de plagas de la soja. Tesis Ing. Agr. La Plata, Argentina. Universidad Nacional de La Plata. 84 p.
98. Molinari, A. M. 1990. Conceptos y descripción de especies entomófagas asociadas a insectos plaga del cultivo de soja. INTA. Publicación Miscelánea. no. 19. 13 p.
99. Montero, G. 2008. Comunidades de artrópodos en vegetación de áreas no cultivadas del sudeste de Santa Fé, Rosario, Argentina. Tesis de Maestría. Universidad Nacional de Rosario. Facultad de Ciencias Agrarias. 225 p.
100. Monsanto, AR. 2018. INTACTA RR PRO. (en línea). Buenos Aires. s.p. Consultado may. 2018. Disponible en <https://www.intactarr2pro.com.ar/control-plagas>
101. Moraes, R.; Loeck, A. E.; Belarmino, L. 1991. Inimigos naturais de *Rachiplusia nu* (Guenée) e de *Pseudoplusia includens* (Walker) (Lepidoptera: Noctuidae) em soja no Rio Grande do Sul. Pesquisa Agropecuária Brasileira. 26: 57-64.
102. Moreira, G. R. P.; Becker, M. 1986. Mortalidade de *Nezara viridula* (Linnaeus) (Heteroptera: Pentatomidae) no estágio de ovo na cultura de soja: II- Parasitoides. Anais da Sociedade Entomológica do Brasil. 15(2): 291-308.
103. Morse, D. G.; Hoddle, M. S. 2006. Invación biology of thrips. Annual Review of Entomology. 51(1): 67-89.
104. Naranjo, S. 2005. Long-Term Assessment of the Effects of Transgenic Bt Cotton on the Abundance of Nontarget Arthropod Natural Enemies. Environmental Entomology. 34(5): 1193-1210.
105. Neal, T. M. 1974. Predaceous arthropods in the Florida soybean agroecosystem. Thesis of Master. Gainesville, Florida, USA. University of Florida. 194 p.
106. Nicholls, C. 2006. Bases agroecológicas para diseñar e implementar una estrategia de manejo de hábitat para control biológico de plagas. Revista Agroecología. 1: 37-48.
107. Nyffeler, M.; Benz, G. 1987. Spiders in natural pest control: a review. Journal of Applied Entomology. 103: 321-339.

108. _____.; Dean, D. A.; Sterling, W. L. 1992. Diets, feeding specialization and predatory role of two lynx spiders, *Oxyopes salticus* and *Peucetia viridans* (Araneae: Oxyopidae), in a Texas cotton agroecosystem. *Environmental Entomology*. 21: 1457-1465.
109. Obrycki, J. J.; Kring, T. J. 1998. Predaceous Coccinellidae in biological control. *Annual Review of Entomology*. 45: 295-321.
110. Olson, D. M.; Ruberson, J. R.; Zeilinger, A. R.; Andow, D. A. 2011. Colonization preference of *Euschistus servus* and *Nezara viridula* in transgenic cotton varieties, peanut, and soybean. *Entomologia Experimentalis et Applicata*. 139: 161–169.
111. Orr, D. B.; Boethel, J.; Jones, W. 1985. Development and emergence of *Telenomus chloropus* and *Trissolcus basalus* (Hymenoptera: Scelionidae) at various temperatures and relative humidities. *Annals of the Entomological Society of America*. 78: 615-619.
112. Pacheco, D. J. P.; Corrêa-Ferreira, B. S. 2000. Parasitismo de *Telenomus podisi* (Ashmead) (Hymenoptera: Scelionidae) em populações de percevejos pragas da soja. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*. 29: 295-302.
113. Palma, L.; Hernández-Rodríguez, C. S.; Maeztu, M.; Hernández-Martínez P.; Ruiz de Escudero, I.; Escriche, B.; Muñoz, D.; Van Rie, J.; Ferré, J.; Caballero, P. 2012. Vip3C, a novel class of vegetative insecticidal proteins from *Bacillus thuringiensis*. *Applied and Environmental Microbiology*. 78: 7163-7165.
114. Panizzi, A. R.; Smith, J. G. 1976. Observações sobre inimigos naturais de *Piezodorus guildinii* (Westwood) (Hemiptera, Pentatomidae) em soja. *Anais de Sociedade Entomológica do Brasil*. 5(1): 11-17.
115. _____.; _____.; Pereira, L. A. G, Yamashita, J. 1979. Efeito dos danos de *Piezodorus guildinii* (Westwood) no rendimento e qualidade da soja. In: *Seminário Nacional de Pesquisa Agropecuária (1º., 1978, Londrina)*. *Trabalhos apresentados*. Londrina, EMBRAPA. pp. 59-78.
116. _____.; Galileo, M. H. M.; Gastal, H. A. O.; Toledo, J. F. F.; Wild, D. C. H. 1980. Dispersal of *Nezara viridula* and *Piezodorus guildinii* nymphs in soybeans. *Environmental Entomology*. 9: 293-297.

117. _____.; Slansky, J. 1985. Review of phytophagous pentatomids (Hemiptera: Pentatomidae) associated with soybean in Americas. Florida Entomologist. 68(1): 184-214.
118. _____. 1997. Wild hosts of Pentatomids: ecological significance and role in their pest status on crops. Annual Review of Entomology. 42: 99-122.
119. _____. 2000. Suboptimal nutrition and feeding behavior of hemipterans on less preferred plant food sources. Anais da Sociedade Entomológica do Brasil. 29: 1-12.
120. _____.; Parra, J. R. P. 2009. A bioecologia e a nutrição de insetos como base para o manejo integrado de pragas. In: Panizzi, A. R.; Parra, J. R. P. eds. Bioecologia e nutrição de insetos: base para o manejo de pragas. Brasília, EMBRAPA Informação Tecnológica. pp. 1107-1139.
121. Parra, J. R. P.; Botelho, P. S. M.; Corrêa-Ferreira, B. S.; Bento, J. M. S. 2002. Controle biológico: terminología. In: Parra, J. R. P.; Botelho, P. S. M.; Botelho, B. S.; Bento, J. M. S. eds. Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores. São Paulo, Manole. pp. 1-16.
122. Pauletti, M. 2016. Arañuelas una plaga presente en años secos. (en línea). Revista del Plan Agropecuario. no. 157: 52-53. Consultado jul. 2018. Disponible en https://www.planagropecuario.org.uy/publicaciones/revista/R157/R_157_52.pdf
123. Pellegrino, E.; Bedini, S.; Nuti, M.; Ercoli, L.; 2018. Impact of genetically engineered maize on agronomic, environmental and toxicological traits: a meta-analysis of 21 years of field data. Nature. Scientific Reports. 8(1): 3113.
124. Pérez-Guerrero, S.; Tamajón, R.; Aldebis, H. K.; Vargas, O. E. 2009. Comunidad de arañas en cultivos de algodón ecológico en el Sur de España. Revista Colombiana de Entomología. 35:168-172.
125. Pilcher, C. D; Rice, M. E.; Obrycki, J. J. 2005. Impact of transgenic *Bacillus thuringiensis* corn and crop phenology on five nontarget arthropods. Environmental Entomology. 34: 1302-1316.
126. Pons, X.; Starý, P. 2003. Spring aphid-parasitoid (Hom., Aphididae, Hym., Braconidae) associations and interactions in a Mediterranean arable crop ecosystem, including Bt maize. Pest Science. 76: 133-138.

127. _____; Lumbierres, B.; López, C.; Albajes, R. 2005. Abundance of non-target pest in transgenic Bt maize: a farm scale study. *European Journal of Entomology*. 102: 73-79.
128. Powell, J. E.; Shepard, M. 1982. Biology of Australian and United States strains of *Trissolcus basalis*, a parasitoid of the green vegetable bug, *Nezara viridula*. *Australian Journal Ecology*. 7: 181-186.
129. Prado, P. C. N.; Cunha, H. F.; Silva, A. L.; Corrêa-ferreira, B. S. 1981. Ocorrência dos principais insetos-pragas da soja e seus inimigos naturais, em Santa Helena de Goiás. *Anais da Escola de Agronomia e Veterinária*. 2(15): 17.
130. _____; _____; _____. 1982. Ocorrência dos principais insetospragas da soja e seus inimigos naturais em Santa Helena de Goiás. *Anais da Escola de Agronomia e Veterinária*. 12: 31-44.
131. Price, P. W. 1978. Seasonal development of soybean arthropod communities in east central Illinois. *Agroecosystems*. 4: 387-405.
132. Punzo, F. 2002. Early experience and prey preference in the lynx spider, *Oxyopes salticus* (Hentz) (Araneae: Oxyopidae). *Journal of the New York Entomological Society*. 110(2): 255-259.
133. Rebolledo, R.; Villegas, R.; Klein, K.; Aguilera, P. 2005. Fluctuación poblacional, capacidad depredadora y longevidad de *Nabis punctipennis* (Blanchard) (Hemiptera: Nabidae). *Agricultura Técnica*. 65(4): 422-446.
134. Ribeiro, A. 2007. Fluctuaciones de poblaciones de *Piezodorus guildinii* (Westwood) (Hemiptera: Pentatomidae) y caracterización de sus enemigos naturales en soja y alfalfa. Tesis Maestría. Montevideo, Uruguay. Universidad de la República. Facultad de Agronomía. 70 p.
135. _____; Castiglioni, E. 2008a. Caracterización de las poblaciones de enemigos naturales de *Piezodorus guildinii* (Westwood) (Hemiptera: Pentatomidae). *Agrociencia* (Uruguay). 12: 48-56.
136. _____; _____; Silva, H. 2008b. Insectos de la soja en Uruguay: manual ilustrado de reconocimiento de plagas y enemigos naturales. Montevideo, Hemisferio Sur. 82 p.

137. _____.; _____. 2009. Fluctuaciones de poblaciones de *Piezodorus guildinii* (Westwood) (Hemiptera: Pentatomidae) en soja y alfalfa en Paysandú, Uruguay. *Agrociencia* (Uruguay). 13(2): 30-34.
138. _____. 2010. Prospección de agentes de control natural de plagas en sistemas agrícola- pastoriles. In: Altier, N.; Rebuffo, M.; Cabrera, K. eds. *Enfermedades y plagas en pasturas*. Montevideo, INIA. pp. 105-110 (Serie Técnica no. 183).
139. Riechert, S. E.; Lockley, T. 1984. Spiders as biological control agents. *Annual Review of Entomology*. 29: 294-320.
140. Romeis, J.; Dutton, A.; Bigler, F. 2004. *Bacillus thuringiensis* toxin (Cry1Ab) has no direct effect on larvae of the green lacewing *Chrysoperla carnea* (Stephens) (Neuroptera: Chrysopidae). *Journal of Insect Physiology*. 50: 175-183.
141. _____.; Meissle, M.; Bigler, F. 2006. Transgenic crops expressing *Bacillus thuringiensis* toxins and biological control. *Nature Biotechnology*. 24: 63-71.
142. Romero, S.; Campbell, J.; Nechols, J.; With, K. 2010. Movement behavior of a red flour beetle: response to habitat cues and patch boundaries. *Environmental Entomology*. 39: 919-929.
143. Ronderos, R.; Arriaga, M.; Sanchez, N. 1981. Estudio preliminar sobre la selectividad alimentaria en especies de acrídidos de la provincia de Buenos Aires (Argentina). (en línea). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*. 40 (1-4): 73-82. Consultado 17 jun. 2019. Disponible en <https://www.biotaxa.org/RSEA/article/view/40647/34624>
144. Rutlidge, 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: 240-248.
145. Salvadori, J. R.; Gomez, S. A. 1982. Abundancia estacional de insectos pragada da soja e seus inimigos naturais em Dourados, MS. In: Seminario Nacional de Pesquisa de Soja (2º., 1981, Londrina). *Trabalhos apresentados*. Londrina, EMBRAPA. pp. 17-50.

146. Sánchez, M. L.; Linares, J. C.; Fernández C.; Pérez, K. D. 2018. Análisis de la entomofauna benéfica en cultivos de maíz transgénico y convencional, Córdoba-Colombia. *Temas Agrarios*. 23(2): 121-130.
147. Sarwar, M. 2006. Biological Control to Maintain Natural Densities of Insects and Mites by Field Releases of Lady Beetles (Coleoptera: Coccinellidae). *International Journal of Entomology and Nematology*. 2(1): 21-26.
148. Schumann, F. W.; Todd, J. W. 1982. Population dynamics of the southern green stink bug (Heteroptera: Pentatomidae) in relation to soybean phenology. *Journal of Entomological Science*. 75(4): 748-753.
149. Schünemann, R.; Roggia, S.; Muraro, D. S.; Knaak, N.; Fiuza, L. M. 2018. Insecticidal potential of *Bacillus thuringiensis* for the biological control of neotropical brown stink bug. *Entomologia Experimentalis et Applicata*. 166(2): 131-138.
150. Sisterson, M. S.; Carrière, Y.; Dennehy, T. J.; Tabashnik, B. E. 2007. Effects of the transgenic cotton on insecticide use and abundance of two generalist predators. *Entomologia Experimentalis et Applicata*. 124: 305-311.
151. Thies, C.; Tscharntk, T. 1999. Landscape structure and biological control in agroecosystems. *Science*. 285: 893-395.
152. Thomazini, M. J.; Thomazini, A. P. 2001. Pragas e inimigos naturais associados á cultura da soja no Estado do Acre. EMBRAPA. Boletim de Pesquisa. no. 32. 22 p.
153. Torres, J. B.; Ruberson, J. R. 2005. Canopy- and Ground-Dwelling Predatory Arthropods in Commercial *Bt* and non-*Bt* Cotton Fields: patterns and Mechanisms. *Environmental Entomology*. 34(5): 1242-1256.
154. _____.; _____.; Adang, M. J. 2006. Expression of *Bacillus thuringiensis* Cry1A protein in cotton plants, acquisition by pests and predators: a tritrophic analysis. *Agricultural and Forest Entomology*. 8: 191-202.
155. Tothill, J. C.; Hargreaves, J. N. G.; Jones, R. M.; McDonald, C. K. 1992. BOTANAL - A comprehensive sampling and computing procedure for estimating pasture yield and composition. *Tropical Agronomy Technical Memorandum*. no. 78: 11- 12.

156. Vázquez, L. L.; Matienzo, Y.; Veitía, M.; Alfonso, J. 2008. Conservación y manejo de enemigos naturales de insectos fitófagos en los sistemas agrícolas de Cuba. La Habana, CIDISAV. 202 p.
157. Vieira, R. 1989. Régimen alimenticio y consumo de gramíneas y brezos en adultos de *Aiolopus strepens* (Latreille) y *Chorthippus parallelus* (Zetterstedt) (Orthoptera: Acrididae): un estudio comparado. Boletín Asociación Española de Entomología. 13: 343-352.
158. Whitehouse, M.; Wilson, L. J.; Fitt, G. P. 2005. A comparison of arthropod communities in transgenic Bt and conventional cotton in Australia. Environmental Entomology. 34: 1224-1241.
159. Williamson, E. 1992. Environmental risks from the release of genetically modified organisms (GMOS) - the need for molecular ecology. Molecular Ecology. 1: 3-8.
160. Wright, B. 1994. Know your friends: minute pirate bugs. (en línea). Midwest Biological Control News Online. 1(1): s.p. Consultado 12 dic. 2018. Disponible en <http://www.entomology.wisc.edu/mbcn/kyf101.html>
161. Yu, C. G.; Mullins, M. A.; Warren, G. W.; Koziel, M. G.; Estruch, J. J. 1997. The *Bacillus thuringiensis* vegetative insecticidal protein Vip3A lyses midgut epithelium cells of susceptible insects. Applied Environment Microbiology. 63: 532-536.
162. Zerbino, M. S.; Alzugaray, R. 2003. *Piezodorus guildinii* (Westwood). In: Bentancourt, C. M.; Scatoni, I. B. eds. Guía de insectos y ácaros de importancia agrícola y forestal en el Uruguay. Montevideo, Uruguay, Facultad de Agronomía. 1 disco compacto.
163. _____. 2010a. Avances en el conocimiento para el manejo de chinches en soja. Revista INIA. no. 23: 24-27.
164. _____.; Silva, F. A. C; Panizzi, A. R. 2010b. Avanços recentes sobre a interação plantas hospedeiras/percevejos no Uruguay. In: Congresso Brasileiro de Entomologia (23º., 2010, Natal). Trabajos presentados. Natal, Sociedade Brasileira de Entomologia. s.p.
165. _____.; Panizzi, A.; Clochet, F. S. 2012. Efecto de las estructuras ecológicas en la dinámica poblacional de insectos plaga y de los reguladores naturales. In: Seminario de Cierre del Proyecto INIA SA04

(2012, Las Brujas, Canelones). Uso de la biodiversidad para la evaluación del impacto de la intensificación agrícola y el diseño de agroecosistemas sustentables. Montevideo. INIA. pp. 87-93 (Actividades de Difusión no. 674).

9. ANEXOS

Anexo No. 1. Abundancia (30 redadas) de arañas relevadas en márgenes y cultivo de soja, en promedio de todas las fechas y sitios de muestreos

Arañas totales			
	Media	Error	P valor
Cultivo	4,7	0,4927	<0.0001
Margen	9,6	0,9247	

Anexo No. 2. Abundancia promedio (30 redadas) de arañas relevadas en márgenes y cultivos de soja, en todas las fechas y sitios de muestreo, según tecnología utilizada.

Arañas totales			
	Media	Error	Tukey
Margen Bt	8,7	1,1952	A
Margen convencional	10,6	1,4319	A
Bt	4,4	0,6558	B
Convencional	5,1	0,7377	B

Anexo No. 3. Abundancia (30 redadas) de coccinélidos relevadas en márgenes y cultivo de soja, en promedio de todas las fechas y sitios de muestreos

Coccinélidos			
	Media	Error	p valor
Cultivo	0,8	0,1246	0.0160
Margen	0,4	0,1002	

Anexo No. 4. Abundancia promedio (30 redadas) de coccinélidos relevadas en márgenes y cultivos de soja, en todas las fechas y sitios de muestreos, según tecnología utilizada

Coccinélidos totales			
	Media	Error	Tukey
Margen Bt	0,2	0,09859	B
Margen convencional	0,7	0,1635	AB
Bt	0,6	0,1489	AB
Convencional	1,0	0,1827	A

Anexo No. 5. Abundancia (30 redadas) de pentátomidos fitófagos relevadas en márgenes y cultivo de soja, en promedio de todas las fechas y sitios de muestreos

Pentátomidos fitófagos			
	Media	Error	P valor
Cultivo	1,5	0,3826	<0.0001
Margen	0,3	0,1274	

Anexo No. 6. Abundancia promedio (30 redadas) de pentátomidos fitófagos relevadas en márgenes y cultivos de soja, en todas las fechas y sitios de muestreos, según tecnología utilizada

Pentátomido fitófagos			
	Media	Error	Tukey
Margen Bt	0,2	0,1277	B
Margen convencional	0,5	0,2083	B
Bt	1,6	0,4482	A
Convencional	1,5	0,4432	A

Anexo No. 7. Abundancia (30 redadas) de hemípteros predadores relevados en márgenes y cultivo de soja, en promedio de todas las fechas y sitios de muestreos

Hemípteros predadores			
	Media	Error	P valor
Cultivo	2,1	0,3847	<0.0001
Margen	0,2	0,03507	

Anexo No. 8. Abundancia promedio (30 redadas) de hemípteros predadores relevados en márgenes y cultivos de soja, en todas las fechas y sitios de muestreos, según tecnología utilizada

Hemípteros predadores			
	Media	Error	Tukey
Margen Bt	0,2	0,05058	B
Margen convencional	0,2	0,04864	B
Bt	2,4	0,6299	A
Convencional	1,8	0,4699	A

Anexo No. 9. Abundancia (30 redadas) de otros predadores relevados en márgenes y cultivo de soja, en promedio de todas las fechas y sitios de muestreos

Otros predadores			
	Media	Error	P valor
Cultivo	0,4	0,07835	<0.1214
Margen	0,3	0,06734	

Anexo No. 10. Abundancia promedio (30 redadas) de otros predadores relevados en márgenes y cultivos de soja, en todas las fechas y sitios de muestreos, según tecnología utilizada

Otros predadores			
	Media	Error	Tukey
Margen Bt	0,3	0,08744	A
Margen convencional	0,3	0,09182	A
Bt	0,5	0,1126	A
Convencional	0,3	0,08858	A

Anexo No. 11. Agrupamiento de sitios según similitud en la composición florística y la abundancia de artrópodos.

Grupos de insectos	Grupos vegetales	Sitios
1	a	0
1	b	1
1	c	2
2	a	6
2	b	5
2	c	5
3	a	5
3	b	4
3	c	4

*Los grupos son en función al cluster.