



UNJu

Universidad Nacional de Jujuy

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

LICENCIATURA DE CIENCIAS BIOLÓGICAS



**DIVERSIDAD DE ARTRÓPODOS ASOCIADOS AL
CULTIVO DE *Chenopodium quinoa* Willd.
(Amaranthaceae) EN EL VALLE BAJO DE JUJUY,
ARGENTINA**



TESINA PARA OBTENER EL TÍTULO DE GRADO
DE

LICENCIADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS

BIBIANA ELIZABETH CALIZAYA | 2021

DIRECTORA: Dra. Zamar María Inés

CO-DIRECTORA: Mg. Álvarez Edith Susana

INDICE DE CONTENIDO

RESUMEN	6
ABSTRACT	7
1) INTRODUCCIÓN	9
1.1 Hipótesis.....	11
1.2 Objetivo general	11
1.3 Objetivos específicos.....	11
2) MATERIALES Y MÉTODOS.....	12
2.1 Área de estudio	12
2.2 Trabajo de campo	15
2.3 Actividades antes de la siembra	15
2.3.1 Siembra.....	16
2.3.2 Labores culturales.....	16
2.4 Relevamiento de la vegetación espontánea	22
2.5 Muestreos de plantas por aspiración	24
2.6 Tareas de laboratorio	25
2.7 Identificación de las especies de artrópodos	25
2.8 Reconocimiento de los daños de los artrópodos fitófagos	26
2.9 Análisis de datos.....	26
a) Diversidad alfa	26
b) Inventario y composición de artrópodos del cultivo de quinoa y la vegetación espontánea.....	27
c) Estructura de la comunidad de artrópodos	27
d) Diversidad beta.....	27
e) Grupos funcionales.....	28
3) RESULTADOS.....	30
a) Diversidad alfa	30
b) Inventario y composición de artrópodos en el cultivo de quinoa y vegetación espontánea.....	31
c) Estructura de la comunidad de artrópodos	38
d) Diversidad beta.....	40
e) Grupos funcionales.....	42
f) Reconocimiento de daños producidos por artrópodos fitófagos.....	45
4) DISCUSIÓN	48
5) CONCLUSIONES	62
6) PROYECCIONES.....	63
7) BIBLIOGRAFÍA.....	64
8) ANEXO.....	71



INDICE DE FIGURAS

Fig. 1. Ubicación del sitio de estudio en los valles templados de la provincia de Jujuy. El punto amarillo indica la localidad de Severino (Dep. El Carmen). Imagen tomada desde Google Earth.	13
Fig. 2. A) Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (Dep. El Carmen) demarcado por líneas blancas. B) ubicación del área de estudio (rectángulo amarillo) en el Campo Experimental. Imagen tomada desde Google Earth.	13
Fig. 3. Sectores del área de estudio en el Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).....	14
Fig. 4. Zonas adyacentes a las parcelas experimentales de quinoa, en el período octubre 2017-febrero 2018.	15
Fig. 5. Trabajo de campo y fases fenológicas del cultivo de quinoa (<i>Chenopodium quinoa</i> Willd.) durante el período octubre 2017-febrero 2018 en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).....	21
Fig. 6. Vegetación espontánea durante el período noviembre 2017 - febrero 2018 en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).....	23
Fig. 7. Metodología de muestreo aplicada en el área de estudio del Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy) durante el periodo noviembre 2017 a febrero 2018	24
Fig. 8. Tareas de laboratorio realizadas en el periodo noviembre 2017-marzo 2020 en el Instituto de Biología de la Altura	25
Fig. 9. Curva de acumulación de especies de artrópodos, riqueza de especies (S), Singletons, Doubletons y estimadores no paramétricos (Jack 1 y Chao 1) en quinoa y vegetación espontánea durante el período noviembre 2017 - febrero 2018 en Severino (El Carmen-Jujuy).....	31
Fig. 10. Variación de la riqueza y abundancia total de artrópodos sobre las fases fenológicas del cultivo de quinoa y la vegetación espontánea durante el período noviembre 2017 - febrero 2018 en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).....	33
Fig. 11. Abundancia de ordenes de artrópodos registrados en las distintas fases fenológicas del cultivo de quinoa en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).	34
Fig. 13. Abundancia relativa y riqueza de órdenes de artrópodos registrados en las distintas fases fenológicas del cultivo de quinoa en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).....	36
Fig. 14. Abundancia relativa y riqueza de órdenes de artrópodos registrados en las distintas fechas de muestreo en la vegetación espontánea del Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).....	37
Fig. 15. Curvas de rango-abundancia de artrópodos recolectados en cultivo de quinoa en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy) durante el período noviembre 2017 a febrero 2018.	38
Fig. 16. Curvas de rango-abundancia de artrópodos recolectados en la vegetación espontánea en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy) durante el período noviembre 2017 a febrero 2018.....	39
Fig.17. Diagrama de Venn de las familias registradas en quinoa y vegetación espontánea en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy) durante el período noviembre 2017 a febrero 2018.	41



Fig. 18. Abundancia de artrópodos según grupos funcionales en cultivo de quinoa y vegetación espontánea durante el período noviembre 2017 a febrero 2018 en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).....	42
Fig. 19. Abundancia de artrópodos según grupos funcionales en las diferentes fases fenológicas del cultivo de quinoa y la vegetación espontánea durante el período noviembre 2017 a febrero 2018 en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).....	43
Fig. 20. Abundancias totales de las familias del orden Hymenoptera en el cultivo y la vegetación espontánea en el período noviembre 2017 a febrero 2018 en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).	44
Fig. 21. Registro fotográfico de daños en hojas por fitófagos en las parcelas de estudio del Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).....	46
Fig 22. Registro fotográfico de daños en las panojas por fitófagos en las parcelas de estudio del Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy Daños A, B) <i>Diabrotica speciosa</i> ; C,D) Aphididae; E) Romaleidae F) <i>Epicauta atomaria</i>	47
Fig. 23. Principales especies de Thysanoptera encontrados sobre el cultivo de quinoa durante el período noviembre 2017 - febrero 2018 registradas sobre las quinoas en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).....	85
Fig. 24. Principales especies del orden Coleoptera fitófagos y depredadores encontrados sobre las plantas de quinoa en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).	86
Fig. 25. Principales especies fitófagas del orden Hemiptera encontrados sobre las plantas de quinoa en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).....	88
Fig. 26 Principales depredadores del orden Hemiptera encontrados sobre las plantas de quinoa en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).....	89
Fig. 27. Principales depredadores del orden Dermaptera y Neuroptera encontrados sobre las plantas de quinoa en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).	90
Fig. 28. <i>Meteorus</i> sp. obtenido a partir de la cría de la pupa de <i>Eurysacca</i> sp. en condiciones de laboratorio encontrados sobre las plantas de quinoa en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).	90
Fig. 29. Parasitoides del Orden Hymenoptera encontrados sobre las plantas de quinoa en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).....	93

INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Datos meteorológicos registrados en el Campo Experimental “Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy), desde el 1 de noviembre del 2017 hasta 23 de febrero del 2018.	13
Tabla 2. Actividades de campo realizadas en el período octubre 2017 a febrero 2018 en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).....	17
Tabla 4. Análisis del suelo (composición química y granulométrica) de las muestras tomadas en el área experimental, del Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).....	71
Tabla 5. Identificación, grupos funcionales y valores totales de artrópodos en quinoa y vegetación espontánea en el período octubre 2017 a febrero 2018 en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).	71
Tabla 6. Identificación de artrópodos presentes en la vegetación espontánea en el período octubre 2017 a febrero 2018 en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).	78
Tabla 7: Precipitaciones registradas durante el período noviembre 2017 - febrero 2018 registradas en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).....	83

AGRADECIMIENTOS

“Agradezco en primer lugar a Dios por haber puesto en mi vida a personas que considero bendiciones, por la fuerza que me dió y se que me dará”.

A mi directora **María Inés Zamar** y mi codirectora **Susana Álvarez** por el gran apoyo en la realización de la tesis, sus correcciones, por la paciencia, estar presentes en cada etapa de la realización de este gran proyecto; por las risas, las tardes de mates y compartirme sus conocimientos. Mis mayores influencers y ejemplos a seguir; ellas son excelentes profesionales y maravillosas personas por eso las admiro muchísimo.

Agradezco a a todas las personas que creyeron en mi y me ayudaron con la elaboración de la tesis, a todos los profes buena onda que trabajan en el INBIAL, Euge, Ceci, Mario, Javi, Graciela, Maria Laura, Maria Eugenia, Rosita, Elena y “Gaby” por ayudarme en la determinación de insectos heterópteros, cicadélidos, coleópteros, himenópteros, compartirme sus conocimientos, entre otras cosas más. A Félix Ortiz por ayudarme en los muestreos. En especial estoy agradecida a mi profe Zamar por tomarse el trabajo de determinar al nivel de especie a los 3246 trips que aparecieron en los muestreos y a Gaby las numerosas consultas que le hacia sobre los artrópodos en general.

Muchas gracias a todos los que trabajan en el Campo Experimental de Severino, en especial a Adela por las charlas y brindarme su alegría desde las 7 de la mañana.

Agradezco a mi padre que me protege desde el cielo y a mi mamá que lo hace desde aquí. Muchisimas gracias a mi mamá luchonona “Rosa rosa la maravillosa” por apoyarme en todo lo que hago, por su esfuerzo y darme todo lo que estuvo a su alcance, eres lo que mas amo en este mundo. A mis hermanos Gaby, Pablo, Jairo y Noe. Los adoro hermanos y gracias Noe y Javi por el gran regalo que me dieron, mi hermoso sobrino Gio. A Ema por el aguante y siempre estar dispuesto a ayudarme, por ser un gran compañero.

Gracias a todos los que aparecieron durante todos estos años en la Facultad de Ciencias Agrarias, por su amistad, las juntadas en la biblioteca a estudiar, sus resúmenes, sus palabras de aliento y al estudiante que lea esto le quiero decir que:

” Piensa que puedes y podrás, cree en ti y todo será posible, el éxito comienza con voluntad”

RESUMEN

La quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) es un cultivo milenario de los Andes de América que en las últimas décadas ha sido redescubierto y puesto en valor en el mundo entero. Ello se debe principalmente al reconocimiento de sus excepcionales cualidades nutricionales, amplia variabilidad genética y adaptabilidad a distintos ambientes. La quinoa alberga a una importante diversidad de artrópodos, algunos de los cuales alcanzan niveles de plaga produciendo daño en los diferentes estados fenológicos del cultivo, especialmente en el momento de maduración de los granos. En la Prepuna y Puna de Jujuy la producción de quinoa es agroecológica y se pretende expandir hacia otras zonas agroclimáticas. El objetivo general de este trabajo fue conocer la diversidad de artrópodos asociados a los diferentes estados fenológicos del cultivo de quinoa y vegetación espontánea en un sector de los valles templados de Jujuy. El estudio se realizó en el Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy). Se realizaron seis muestreos entre los meses de octubre 2017 y febrero 2018, que consistieron en la aspiración de los artrópodos presentes en las plantas de quinoa de las seis parcelas (5x2m) y la vegetación espontánea circundante. El material recolectado fue observado bajo microscopio estereoscópico, luego separado en ordenes y acondicionado en frascos en alcohol 70 %. Se recolectaron 9824 individuos en total, 8274 en el cultivo de quinoa y 1550 en la vegetación espontánea. Las curvas de acumulación de especies obtenidas indicaron que el inventario fue adecuado. En el cultivo se identificaron 160 especies/morfoespecies (21 especies, 23 géneros y 116 morfoespecies), agrupados en 58 familias, 9 ordenes de la clase Insecta y uno de la clase Collembola y Arachnida. Algunos presentes durante casi todo el ciclo fenológico del cultivo (Thysanoptera, Hemiptera, Coleoptera, Hymenoptera, Araneae y Lepidoptera) y otros de manera ocasional (Mantodea, Dermaptera, Neuroptera y Entomobryomorpha). Las curvas de rango-abundancia mostraron la dominancia de Thysanoptera (Thripidae) y Hemiptera (Aphididae) en el cultivo y en la vegetación espontánea. Para ambos, Hymenoptera fue el orden más diverso y la composición de familias fue similar. Las especies fitófagas dañinas más importantes fueron las que se alimentaron de todos los recursos que le proporcionaba la planta, destacándose *Epicauta atomaria*, *Orthotylus* sp., *Trioza chenopodii*, *Trioza* sp., *Eurysacca* sp. Aphididae y Rhopalidae. Entre los depredadores se destacaron las arañas y Coccinellidae. Los parasitoides más abundantes pertenecieron a las superfamilias Chalcidoidea, Ichneumonoidea y Platygastroidea. Los detritívoros, saprófagos y omnívoros se registraron en menor cantidad.



La información obtenida servirá de base para futuros estudios que se realicen en la región agrícola de los valles templados y en otras regiones de la provincia.

Palabras claves: quínoa, biodiversidad, agroecosistemas, valle templado de Jujuy.

ABSTRACT

The quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) is an ancient crop of the Andes of America that in recent decades has been rediscovered and put in value in the whole world. This is mainly due to the recognition of its exceptional nutritional qualities, wide genetic variability and adaptability to different environments. Quinoa is home to an important diversity of arthropods, some of which reach pest levels causing damage in the different phenological stages of the crop, especially at the moment of maturation of the grains. In the Prepuna and Puna from Jujuy, the production of quinoa is agro-ecological and it is intended to expand to other agro-climatic zones. The objectives of this work were to know the diversity of arthropods associated with the different phenological states of the quinoa crop and spontaneous vegetation in a sector of the temperate valleys of Jujuy. The study was carried out in the Experimental Field “Dr. Emilio Navea” in Severino (El Carmen-Jujuy) between the months of October 2017 and February 2018, the six sampling dates consisted of the aspiration of the arthropods present in the quinoa plants of the six plots (5x2m) and the surrounding spontaneous vegetation. The arthropods collected by aspiration were observed under a stereoscopic microscope, they were separated into orders and they were labeled and conditioned in bottles in 70% alcohol. A total of 9824 individuals were collected, 8274 from the quinoa crop and 1550 from the spontaneous vegetation. The accumulation curves species obtained indicated that the inventory was adequate. In the quinoa, 160 species / morphospecies are identified (23 identified to genus, 21 identified to species level and 116 level morphospecies) grouped into 58 families, 9 orders of the class Insecta and one of the class Collembola and Arachnida. Some present during almost the entire phenological cycle of the crop (Thysanoptera, Hemiptera, Coleoptera, Hymenoptera, Araneae y Lepidoptera) and others occasionally (Mantodea, Dermaptera, Neuroptera and Entomobryomorpha). The range-abundance curves showed the dominance of Thysanoptera (Thripidae) and Hemiptera (Aphididae) in the cultivation and in the spontaneous vegetation. For both, Hymenoptera was the most diverse order and the family composition was similar. The most important harmful phytophagous species were those that fed on all the resources provided by the plant, standing out *Epicauta atomaria*, *Orthotylus* sp., *Trioza chenopodii*, *Trioza* sp., *Eurysacca* sp.



Aphididae and Rhopalidae. Among the predators, spiders and Coccinellidae stood out. The most abundant parasitoids belonged to the superfamilies Chalcidoidea, Ichneumonoidea y Platygastroidea. The detritivorous, saprophagous and omnivorous were registered in scarce numbers. The information obtained will serve as the basis for future studies to be carried out in the agricultural region of the temperate valleys and in other regions of the province.

Key words: quínoa, biodiversidad, agroecosistemas, valle templado de Jujuy.



1) INTRODUCCIÓN

La quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) es un cultivo milenario de los Andes de América que en las últimas décadas ha sido redescubierto y puesto en valor en el mundo entero (Bazile *et al.*, 2019). Ello se debe principalmente al reconocimiento de sus excepcionales cualidades nutricionales, amplia variabilidad genética y adaptabilidad a distintos ambientes. En el año 1996 fue catalogada por la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO) como uno de los cultivos promisorios de la humanidad.

La diversidad de la quinoa comprende cinco ecotipos principales relacionados con los sub-centros de diversidad, que incluyen al altiplano (Perú y Bolivia), valles interandinos (Bolivia, Colombia, Ecuador y Perú), salares (Bolivia, Chile y Argentina), Yungas (Perú, Bolivia y Argentina) y nivel del mar (Chile) (Risi & Galwey, 1989; Bertero *et al.*, 2004). La extraordinaria adaptabilidad a diferentes pisos agroecológicos le permite crecer en ambientes con humedades relativas desde 40% hasta 88% y soporta temperaturas desde -4°C hasta 38°C. Es tolerante y resistente a la falta de humedad del suelo y permite producciones aceptables con precipitaciones de 100 a 200 mm. Otro aspecto importante, señalado por la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura es que, al ser poco exigente en insumos, riego y mano de obra, presenta bajo costo de producción. (Bojanic, 2011)

En la provincia de Jujuy, el desarrollo de este cultivo está concentrado en las regiones de Prepuna y Puna, a cargo de pequeños productores y representantes de instituciones técnicas u organizaciones interinstitucionales que buscan promover la reintroducción, ampliar las superficies cultivadas y estimular la producción agroecológica (Golsberg *et al.*, 2010; Golsberg, 2013). Además forma parte de sistemas productivos diversos, frecuentemente es acompañado de papas andinas, habas, maíz, entre otros (Geronazzo & Alvarez, 2017). Este interés por intensificar el cultivo en otras regiones de la provincia puede afectar la sostenibilidad del mismo debido al incremento de plagas y/o enfermedades, factores biológicos limitantes de la producción agrícola.

La quinoa alberga una importante diversidad de artrópodos, algunos de los cuales alcanzan niveles de plaga produciendo daño en los diferentes estados fenológicos del cultivo (Valoy *et al.*, 2011; Zurita & Quiroz, 2015; Dughetti, 2015; Quiroz Bermeo, 2018; Huamán Gavidia, 2018). Según la fluctuación poblacional, el grado de infestación y el perjuicio económico que causan estos pueden clasificarse en tres categorías de plaga: clave, ocasional y

potencial (Campos *et al.*, 2012; Dughetti *et al.*, 2013). Los daños de mayor impacto en la producción ocurren en el momento de maduración de los granos (Mamani Quispe, 2009; Campos *et al.*, 2012), es por ello que *Eurysacca* sp. es considerada plaga clave (Dughetti *et al.*, 2013; Saravia *et al.*, 2014a, 2014b; Pando & Aguilar 2016; Delgado *et al.*, 2020), en menor medida y dependiendo de varios factores, el complejo de chinches, *Macrosiphum* sp., *Mysus* sp., *Epitrix* sp. y *Epicauta* sp. (Pando & Aguilar 2016; Zurita & Quiroz, 2015). También existen numerosos parasitoides y depredadores asociados al cultivo (Valoy *et al.*, 2011; Quispe *et al.*, 2014; Barrantes, 2016; Bernedo Gonzales, 2017).

En este contexto, los países que generaron las principales referencias sobre la diversidad de artrópodos dañinos y benéficos del cultivo fueron Bolivia, Perú, Ecuador y Chile, sus aportes se encuentran compilados en Cruces *et al.*, (2016). En Argentina, los únicos aportes sobre este aspecto corresponden a estudios realizados por Valoy *et al.*, (2011), Dughetti *et al.*, (2013), Dughetti (2015), en Buenos Aires. En Jujuy, Neder *et al.*, (2001, 2012) fueron los primeros en estudiar la entomofauna y Barrionuevo *et al.*, (2019) identificaron las especies de lepidópteros asociadas a la quinoa en la localidad puneña de Chalgumayoc (departamento Yavi-Jujuy).

La expansión de la producción de quinoa en Jujuy, tanto en las regiones de producción como en otras zonas agroclimáticas, representa un desafío para los productores y para las instituciones encargadas de la asistencia técnica. Actualmente, la producción de quinoa en la provincia es agroecológica, pero aún no existen datos sobre la fauna de artrópodos fitófagos y entomófagos asociados a los distintos momentos fenológicos del cultivo, información necesaria para implementar cualquier programa de manejo sustentable; como así también estudios de la entomofauna de la vegetación espontánea circundante al cultivo, debido a que estos ambientes semi-naturales están siendo actualmente revalorizados ya que incrementan la diversidad en los agroecosistemas (Marasas *et al.*, 2010). Desde el punto de vista agroecológico el cuidado de la biodiversidad es fundamental, ya que los bordes del cultivo actúan como sitios de refugio, reproducción y alimento para organismos que cumplen importantes roles en el agroecosistema, como lo son los enemigos naturales (Liljeström *et al.*, 2002) o como explican Paleologos *et al.*, (2017) favorece la agrodiversidad funcional ya que incrementa los procesos ecológicos de regulación biótica y ciclado de nutrientes.

La posibilidad de incorporación de la quinoa en los valles bajos templados de Jujuy promueve la necesidad de realizar estudios que aborden los factores limitantes y generen conocimientos que permitan mitigar su impacto.

1.1 Hipótesis

El cultivo de quinoa desarrollado en un sector de los valles templados de Jujuy, presenta las mismas especies de artrópodos fitófagos perjudiciales que las encontradas en otras regiones de la Argentina o en países andinos.

El cultivo de quinoa desarrollado en un sector de los valles templados de Jujuy, mantiene poblaciones de especies de artrópodos a lo largo del ciclo y otras de presencia ocasional.

La vegetación circundante provee de fitófagos y enemigos naturales al cultivo de quinoa.

1.2 Objetivo general

- Conocer la diversidad de artrópodos asociados al cultivo de quinoa y vegetación espontánea en un sector de los valles templados de Jujuy.

1.3 Objetivos específicos

- Identificar los artrópodos asociados a las fases fenológicas de la quinoa y de la vegetación espontánea del borde del cultivo en la Finca Experimental “Dr. Emilio Navea”, ubicada en Severino, departamento El Carmen, provincia de Jujuy.
- Analizar la diversidad y composición de artrópodos encontrados en el cultivo y vegetación espontánea.
- Determinar los grupos funcionales de los artrópodos identificados.
- Elaborar una conclusión

2) MATERIALES Y MÉTODOS

2.1 Área de estudio

El estudio se realizó en el Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” (24° 21' 8" S 65° 11' 28" O; 900 msnm) (Fig. 2B) perteneciente a la Facultad de Ciencias Agrarias-Universidad Nacional de Jujuy. Localizada en Severino, departamento El Carmen, provincia de Jujuy, Argentina. (Fig. 2A) a 25,5 km de la ciudad de San Salvador de Jujuy.

El área de estudio pertenece a un ecotono entre las provincias fitogeográficas, Chaqueña y Yungas, presentando remanentes de dichas provincias. El tipo de vegetación que predomina corresponde a bosque xerófilo interrumpido o alternado con estepas de gramíneas duras (Cabrera, 1994).

La zona de estudio pertenece a los valles templados (Fig. 1), situados entre las sierras subandinas, según Braun Wilke *et al.*, (2001). Se caracterizan por ser abiertos y estar ubicados a la salida del relieve montañoso, de los valles y quebradas áridos, como una continuación topográfica por el aporte continuo de sedimentos que definió el relieve de estos valles, como una depresión en forma de abanico achatado, con extensas bajadas aluviales y terrazas amplias.

El suelo corresponde a la serie Loma Atravesada ubicada en Área III: Palpalá – Cañadón, con textura franco arcilloso, Ph ácido y valores de materia orgánica superior al 5% (POP, 2012). Se caracteriza por ser generalmente sedimentario, de origen fluvio-lacustre, formado por materiales finos (arena, limos y arcillas).

El clima es subtropical serrano, según la clasificación climática de Deus y García Dache (Buitrago, 2000). Templado con estación seca, veranos moderadamente cálidos, con una media entre 22 y 24°C en enero e inviernos frescos, con una media entre 10 y 12°C en julio. Un régimen de precipitaciones monzónico, con promedio de 650 mm anuales, concentradas hasta un 80% del total anual en verano (Buitrago, 2000). En esta zona las precipitaciones son de tipo orográfica y en menor medida de tipo convectiva. Hay ocurrencia de heladas tardías y otros fenómenos meteorológicos adversos como la caída de granizo entre los meses de septiembre y marzo, éste se genera en nubes de origen convectivo y de gran desarrollo vertical, predominantes en zonas áridas y semiáridas, siendo de importancia agrícola el daño que produce en los valles templados (Braun Wilke *et al.*, 2001).

Los datos registrados por la estación meteorológica ubicada en Campo Experimental se presentan en la Tabla 1.

Tabla 1. Datos meteorológicos registrados en el Campo Experimental “Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy), desde el 1 de noviembre del 2017 hasta el 23 de febrero del 2018. Extraídos de: <http://www.siaj.fca.unju.edu.ar/perspectivas/>

Datos meteorológicos	Mín.	Máx.	Promedio	Total
Temp, Externa (°C)	15,7	28,9	22,74	
Humedad Ext (%)	41,2	95,3	74,04	
Precipitación (mm)				4,2

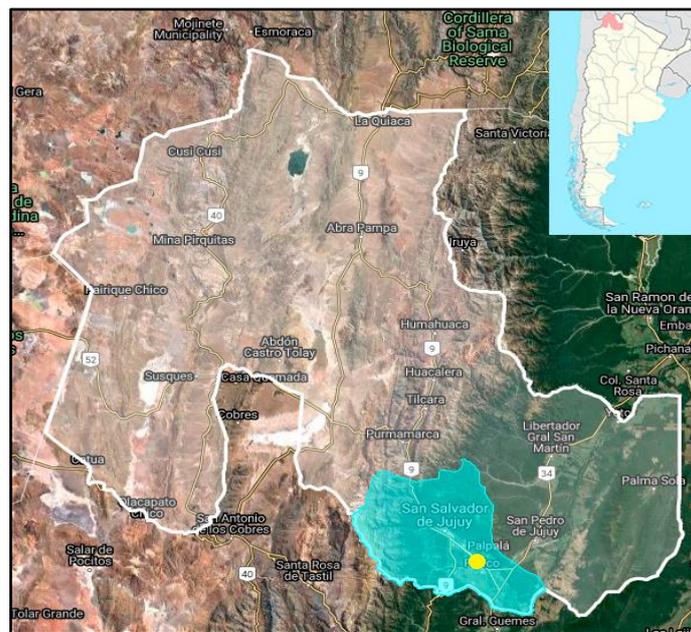


Fig 1. Ubicación del sitio de estudio en los valles templados de la provincia de Jujuy. El punto amarillo indica la localidad de Severino (Dep. El Carmen). Imagen tomada desde Google Earth.



Fig. 2. A) Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (Dep. El Carmen) demarcado por líneas blancas. B) ubicación del área de estudio (rectángulo amarillo) en el Campo Experimental. Imagen tomada desde Google Earth.

El Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” está delimitado por la ruta 10 al sur, a sus laterales por otras fincas donde se cultivan tabaco de manera convencional y al norte por bosque nativo, donde predominan especies vegetales como ser *Anadenanthera colubrina* (Vell. Brenan) (cebil), *Parapiptadenia excelsa* (Griseb.) Burkart (horco cebil), *Tipuana tipu* (Benth.) Kuntze (tipa), *Handroanthus impetiginosus* (Mart. ex DC.) Mattos (lapacho rosado), *Enterolobium contortisiliquum* (Vell.) Morong (pacará), *Prosopis alba* Griseb (algarrobo blanco), *Geoffroea decorticans* (Gillies ex Hook. & Arn.) Burkart (chañar) y *Sarcomphalus mistol* (Griseb.) Hauenschild (mistol) (Cabrera, 1976).

Tiene una superficie aproximada de 168.718 m² donde se realizan diferentes actividades agrícolas y ganaderas, durante el período 2018-2019 en la finca se observaron cultivos de *Persea americana* (variedad Hazz), *Opuntia ficus-indica* (tuna), *Prunus persica* (durazno) de manera experimental, también otras plantas de menor porte como *Vicia faba* (Haba), *Ocimum basilicum* (Albaca), *Pisum sativum* (Arveja), *Lactuca sativa* (Lechuga), *Solanum lycopersicum* (Tomate), *Salvia hispanica* (Chía), entre otras.

El estudio se realizó en 6 parcelas de 5 m x 2 m, dispuestas de a pares, separadas entre ellas por 6 m y entre pares por 5 m (Fig. 3). Cada parcela tenía tres surcos, separados entre sí por 0,75 m. La densidad de plantación final fue de 20 cm entre plantas. En la Fig.4 se observa las zonas adyacentes al área experimental.



Fig. 3. Sectores del área de estudio en el Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy). Referencias: Q (parcelas experimentales de *Chenopodium quinoa* Willd.), VE (vegetación espontánea).

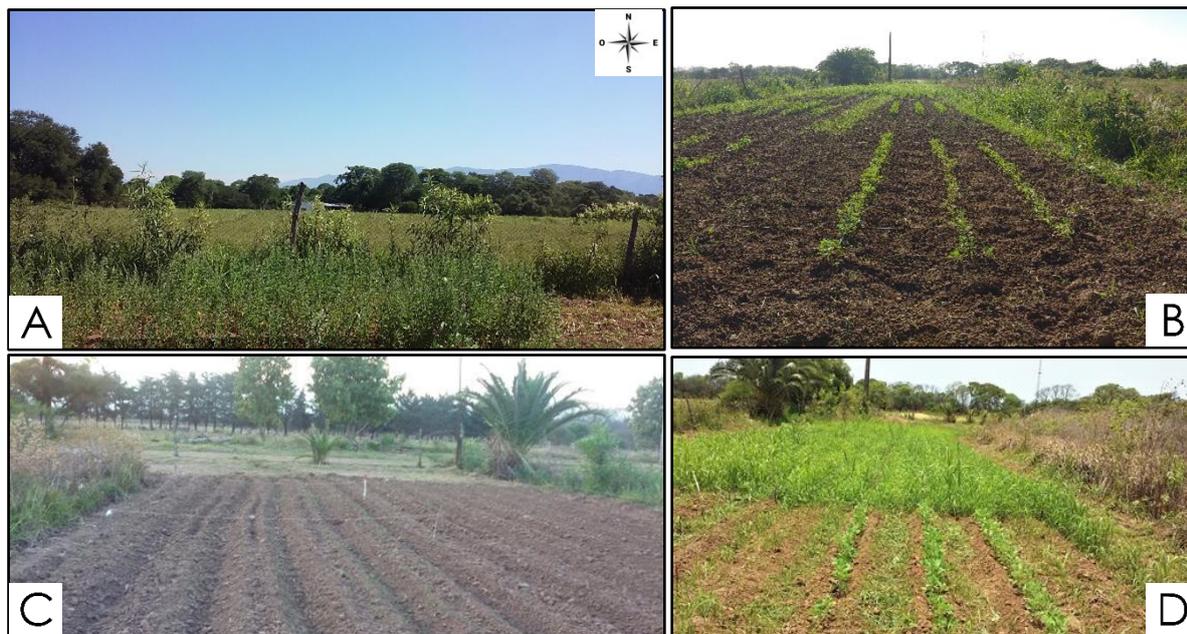


Fig. 4. Zonas adyacentes a las parcelas experimentales de quinoa, en el período octubre 2017-febrero 2018: A) lateral norte: se observa el corral de vacas lecheras y en el fondo el bosque nativo; B) lateral sur; C) lateral oeste: vegetación herbácea y arbustiva que crece de manera espontánea; D) lateral este: vegetación herbácea que crece de manera espontánea.

2.2 Trabajo de campo

El trabajo se desarrolló en las estaciones de primavera y verano, entre los meses de octubre 2017 y febrero 2018 siguiendo las prácticas de manejo del cultivo utilizadas por Cogliatti & Heter (2016), Pando & Aguilar (2016) y Rivas (2013,2018).

2.3 Actividades antes de la siembra

- Preparación general del terreno.

Es vital para lograr una adecuada implantación del cultivo (Cogliatti & Heter, 2016). Se realizó roturado del terreno, rastreo del suelo, desterronado y nivelado del mismo (Fig. 5A).

- Toma de muestras de sustrato para su análisis

Se tomaron tres muestras de suelo en tres sectores del área experimental. Las mismas consistieron en la extracción de medio kilo de suelo extraído a 20 cm de profundidad. Estas se colocaron en bolsas de polietileno etiquetadas para su posterior análisis a cargo del personal del Laboratorio de Suelos de la Facultad de Ciencias Agrarias-UNJu.

- Análisis de la calidad del suelo (composición química y granulométrica)

Los resultados del análisis (Anexo: Tabla 4) mostraron valores de Fósforo bajos, por ende, se realizó una fertilización del suelo. Se enriqueció el mismo con tierra de monte y estiércol de gallina, en una proporción de un balde de 30 litros de estiércol por dos bolsas arpilleras (capacidad 50 kg) de tierra de monte. El tratamiento se colocó únicamente en los surcos de las parcelas experimentales.

El fósforo es un macronutriente importante para el crecimiento de la planta. Su déficit se manifiesta en retraso en la floración, maduración e inflorescencias pequeñas y retorcidas, granos muy pequeños o poco desarrollados, entre otros. Este es absorbido por la planta casi en su totalidad en las primeras fases de desarrollo, principalmente para la formación de un buen sistema radicular. Por esta razón, el fósforo debe ser aplicado a la siembra y en el lugar donde está más rápidamente disponible para las raíces y el mejor lugar es en bandas cerca de las semillas (Pando y Aguilar, 2016).

- Tipo de riego empleado

El tipo de riego que se utilizó fue por gravedad.

2.3.1 Siembra

Las semillas fueron provistas por el productor Néstor Vilca de Tumbaya, de la cosecha 2016. El certificado de análisis de semillas (N° de análisis 024/16) provisto por el Laboratorio de Análisis de Calidad de Semillas de la Universidad Nacional De Jujuy - Facultad De Ciencias Agrarias, cumple con lo requisitos mencioandos por Pando & Aguilar (2016).

La siembra se realizó el 17 de octubre de 2017, el método utilizado fue a chorrillo. Posteriormente, se regaron las parcelas para hidratar las semillas, las que germinaron a las pocas horas.

2.3.2 Labores culturales

Las principales labores culturales que se realizaron fueron: análisis de la calidad de la semilla, desmalezado, raleo, aporques y control de enfermedades con *Trichoderma*, según Pando & Aguilar (2016).

El primer desmalezado se llevó a cabo en la vegetación espontánea que crecía entre las plantas de quinoas a los 13 días de la siembra, junto con el primer raleo de plántulas de quinoa. Los posteriores desmalezados se realizaron alrededor del área de estudio y entre las parcelas pares de quinua (corredor) para poder transitar (Fig. 5).

Se realizaron tres raleos teniendo en cuenta el crecimiento de las plantas hasta lograr una distancia final entre plantas de 20 cm cuando las plantas alcanzaron una altura de 15 cm a los 27 días de la siembra.

Antes del inicio de panojamiento y en la etapa de floración, se aplicó una suspensión de 10^6 con/cc de una cepa local de *Trichoderma* spp. Aportada por el Laboratorio de innovación y validación de tecnologías agroecológicas (LIVTA) emplazado en el campo experimental de la FCA, con mochila pulverizadora de 16 litros de capacidad, para controlar el desarrollo temprano de *Peronospora farinosa*, agente causal del Mildiú de la quinoa.

El aporque se realizó en el estado fenológico de grano lechoso y para evitar la caída de las plantas se colocaron tutores.

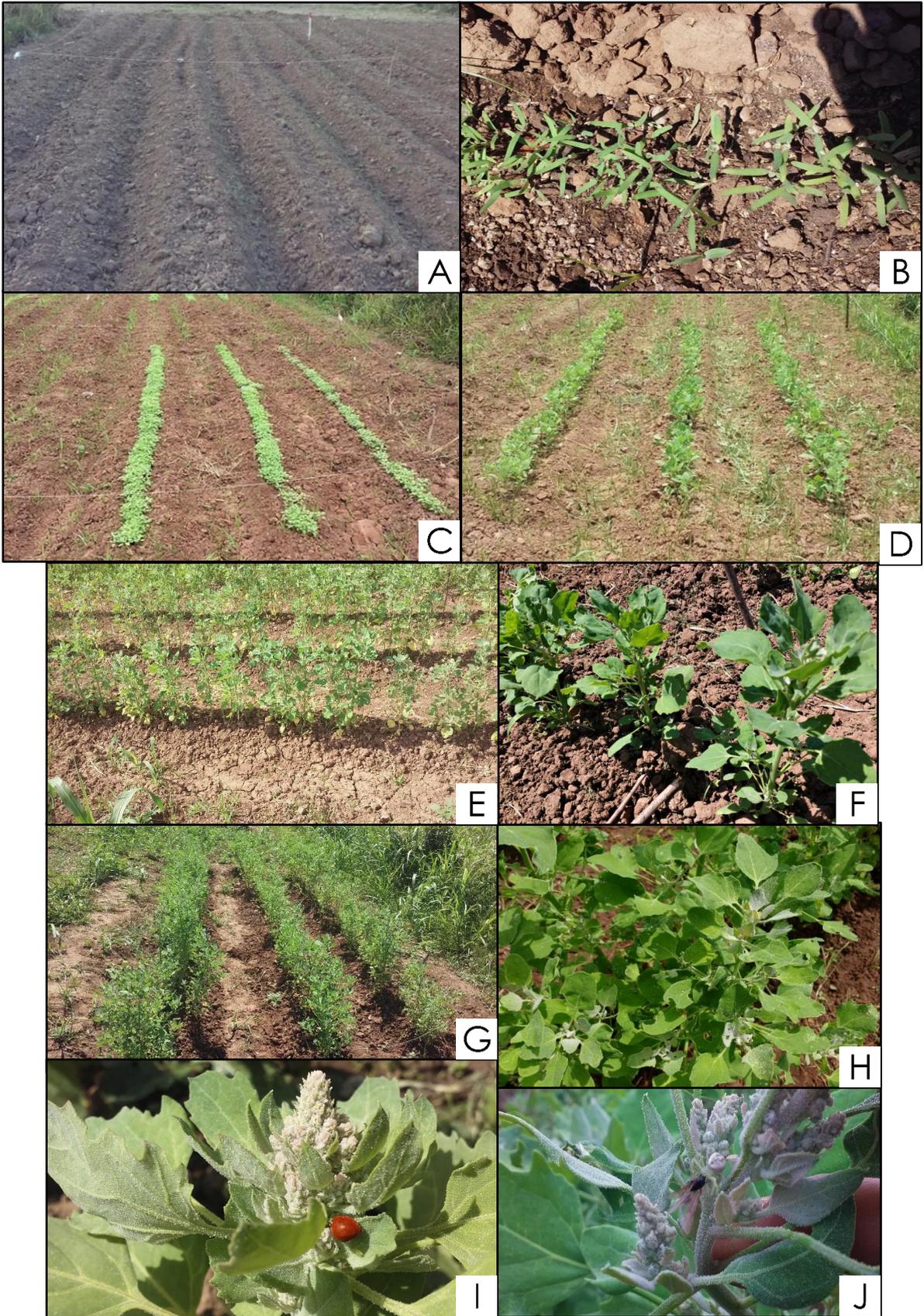
El procedimiento detallado de las actividades de campo ejecutadas y las fases fenológicas de la quinoa consideradas se especifican en la Tabla 2.

Tabla 2. Actividades de campo realizadas en el período octubre 2017 a febrero 2018 en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).

FECHA	ACTIVIDAD	OBSERVACIONES
1-oct-17	Preparación general del suelo. (Fig. 5A)	
	Ubicación de las parcelas.	
	Formación del surcado.	
	Toma de muestra de suelo para análisis.	Resultado del análisis: Deficiencia de fósforo.
	Riego para humedecer el suelo.	
6-oct-17	Fertilización del suelo.	Fertilizante: mezcla de tierra del monte y estiércol de gallina.
17-oct-17	Siembra de las quinoas.	Método de siembra: al chorrillo.
	Primer riego por gravedad para iniciar la germinación.	La emergencia de las plántulas ocurrió a los tres días de la siembra (Fig. 5B).
21-oct-17	Observación de las plántulas.	Fase fenológica 2-4 nomófilos. (Fig. 5 C)
		Algunas plántulas con 2 hojas cotiledonales (alargadas).
30-oct-17	Primer desmalezado y raleo de plantas de quinoa.	
1-nov-17	Primer y único riego al cultivo.	Riego por gravedad.

6-nov-17	2° raleo.	Distancia entre plantas: 5 cm.
	Observación del cultivo.	Tamaño de las plantas: 8-10 cm apróx.
		Clorosis y coloración rojiza de los nomófilos de algunas plantas.
13-nov-17	3° raleo.	Distancia entre plantas: 20 cm.
	Observación del cultivo. (Fig. 5D)	Plantas de 15 cm apróx. de altura (tallo principal).
17-nov-17	Primer muestreo por aspiración en Q (quinoa) y VE (vegetación espontánea).	Fase fenológica: Ramificación. (Fig. 5E)
		Incremento del tallo principal y la densidad foliar. (Fig. 5F)
		Daños en hojas del cultivo por insectos masticadores y minadores.
		Clorosis y coloración rojiza de los nomófilos de algunas plantas.
6-dic-17	Segundo muestreo por aspiración en Q y VE	Fase fenológica: Inicio de panojamiento. (Fig. 5G)
		Crecimiento de la ramificación secundaria. (Fig. 5H)
	Observación del cultivo.	Aumento de la densidad y área foliar. Formación del botón floral, estructura piramidal que señala el inicio de la formación de la inflorescencia (Fig. 5 I, J).
		Daños en hojas del cultivo por insectos masticadores y minadores.
		Daños en los brotes y yemas: Por insectos enrolladores y pegadores de hojas tiernas.
Aplicación de <i>Trichoderma</i> con mochila pulverizadora.	Concentración de suspensión de <i>Trichoderma</i> spp. 10 ⁶ con/cc.	
14-dic-17	Tercer muestreo por aspiración en Q y VE.	Fase fenológica: Panojamiento. (Fig. 5 L)
	Desmalezado cerca del área experimental y en el corredor.	Crecimiento y desarrollo de la inflorescencia (Fig. 5 K, M)

	Observación del cultivo.	Daños en hojas y yemas por insectos.
		Manifestación de síntomas de Mildiú en las plantas.
26-dic-17	Segunda aplicación de <i>Trichoderma</i> spp. con mochila pulverizadora.	
27-dic-17	Cuarto muestreo por aspiración en Q y VE.	Fase fenológica: Floración. (Fig. 5N)
		Apertura de las flores amarillas. (Fig. 5 O)
	Observación del cultivo.	Daños en hojas y panojas por insectos.
		Clorosis y abscisión en hojas viejas.
22-ene-18	Quinto muestreo por aspiración en Q y VE.	Fase fenológica: Grano lechoso. (Fig. 5 P)
		Formación, crecimiento y desarrollo del grano. (Fig. 5 Q)
	Observación del cultivo.	Daños en hojas, panojas verdes y granos por insectos.
		Observación de granos sin relleno y panojas con residuos negros.
		Las hojas cerca y dentro de las panojas poseen color verde, las restantes presentan clorosis.
	Aporque.	El peso de los granos volteo algunas plantas, por ende, se colocó tutores.
23-feb-18	Sexto muestreo por aspiración en Q y VE.	Fase fenológica: Grano seco. (Fig. 5 R)
		El grano al ser presionado presenta una consistencia pastosa. (Fig. 5 S)
	Observación del cultivo.	Daños en panojas amarillas por insectos.
		Observación de residuos negros en las panojas.
		Clorosis y abscisión casi absoluta.



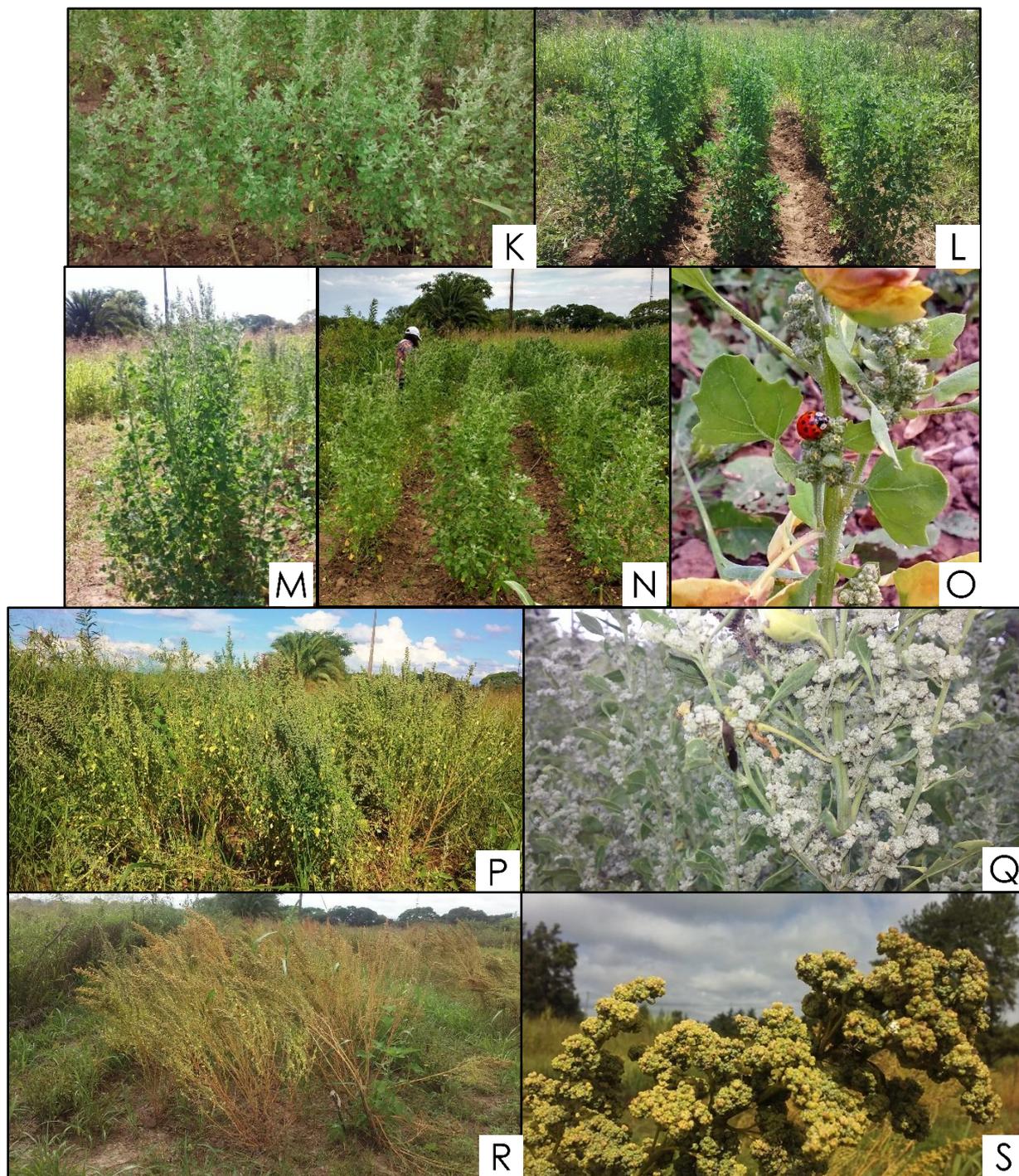
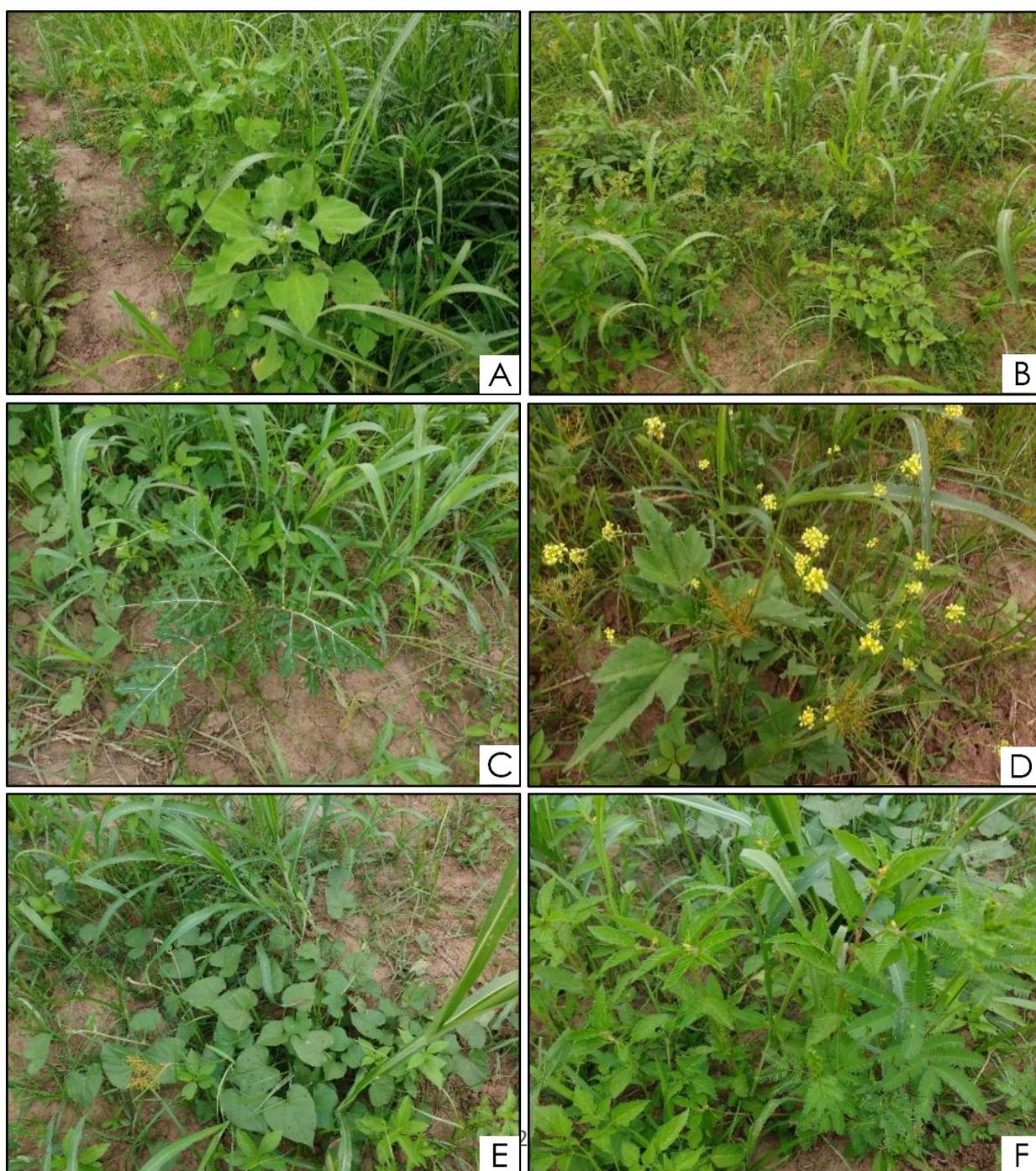


Fig. 5. Trabajo de campo y fases fenológicas del cultivo de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) durante el período octubre 2017-febrero 2018 en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy); A) preparación general del suelo, ubicación de las parcelas y formación de los surcos; B) emergencia de las plántulas; C) 2-4 nomófilos; D) crecimiento de hojas verdaderas; E) fase fenológica : ramificación; F) crecimiento del tallo principal y desarrollo de las yemas laterales; G) fase fenológica: inicio de panojamiento; H) aumento de la ramificación secundaria; I y J) desarrollo de botón floral en la parte apical del tallo principal y las ramas; K, M) crecimiento y desarrollo de la inflorescencia; L) fase fenológica: panojamiento; N) fase fenológica: floración; O) apertura de las flores; P) fase fenológica: grano lechoso; Q) formación del fruto; R) fase fenológica: grano seco; S) granos de consistencia pastosa.

2.4 Relevamiento de la vegetación espontánea

Para identificar la flora espontánea de los bordes de las parcelas se recolectaron ramas con flores de cada especie vegetal según las técnicas convencionales de herborización. El material fue depositado en el Instituto de Biología de Altura (INBIAL).

Las gramíneas y asteráceas fueron las primeras en aparecer en el área de estudio y estuvieron presentes durante todo el período octubre 2017-febrero 2018. En la Fig. 6 se muestran la vegetación espontánea circundante a las parcelas del cultivo de quínoa. El reconocimiento taxonómico estuvo a cargo de la doctora Claudia Martin (INECOA-CONICET-UNJu).



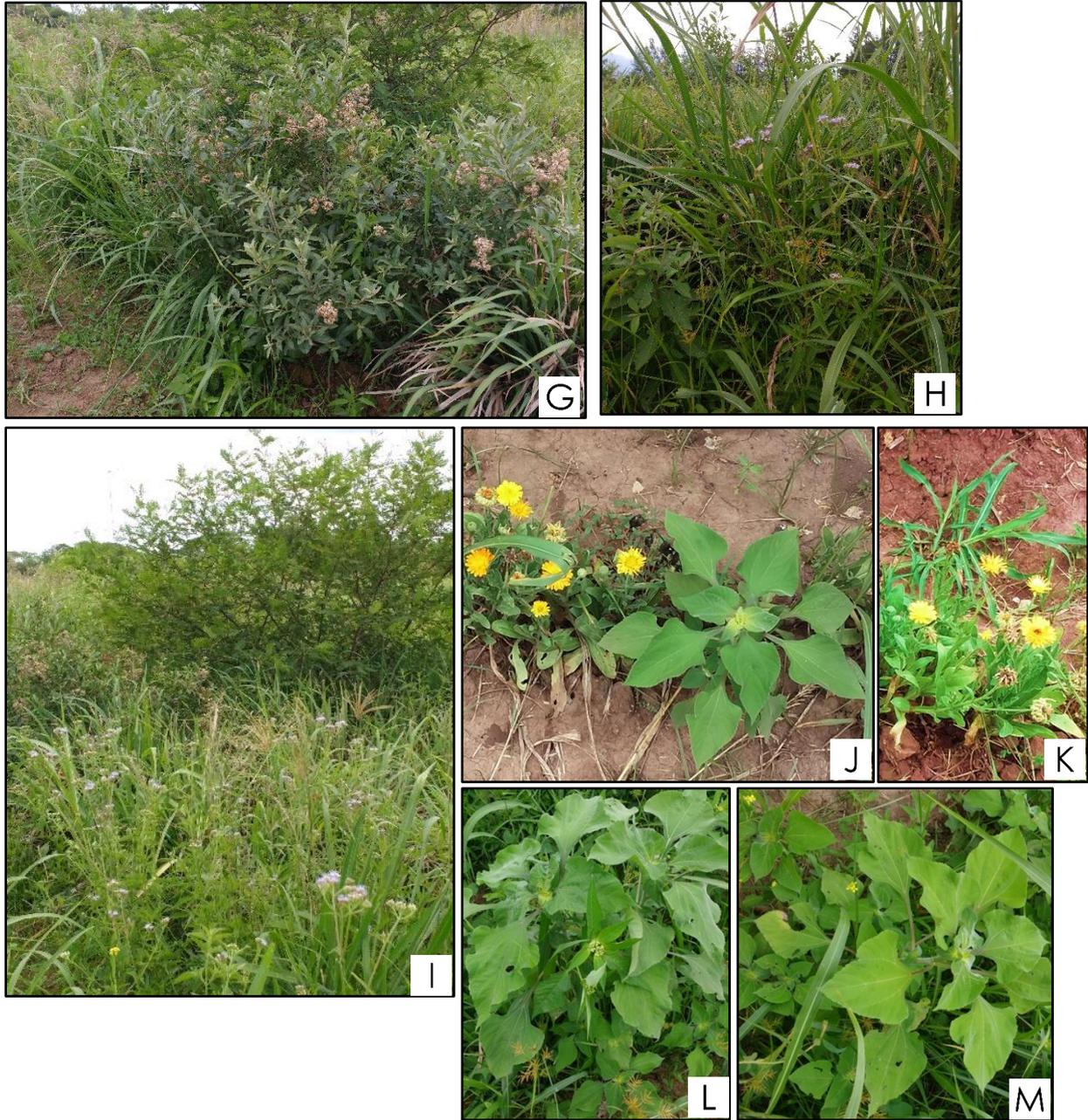


Fig. 6. Vegetación espontánea durante el período noviembre 2017 - febrero 2018 en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy); A) Pasto cubano, *Tithonia tubaeformis* (Jacq) Cass. (Asteraceae); *Paspalum* sp. (Poaceae); B) *Rapistrum rugosum* (L.) All. (Brassicaceae); *Cyperus* sp. (Cyperaceae), *Paspalum* sp. (Poaceae); C) *Solanum sisymbriifolium* Lam. (Solanaceae); *Ipomoea* sp. (Convolvulaceae); *Cyperus* sp. (Cyperaceae); *Paspalum* sp. (Poaceae); D) *Rapistrum rugosum* (L.) All. (Brassicaceae); *Cyperus* sp. (Cyperaceae); E) *Ipomea* sp. (Convolvulaceae); *Cyperus* sp. (Cyperaceae), *Paspalum* sp. (Poaceae); F) *Malvastrum coromandelianum* (L.) Garcke (Malvaceae); G) *Baccharis* sp. (Asteraceae); *Paspalum* sp. (Poaceae); *Vachellia aroma* (Gillies ex Hook. & Arn.) Seigler & Ebinger (Fabaceae); H) *Ageratum conizoides* L. (Asteraceae); *Cyperus* sp. (Cyperaceae); *Paspalum* sp. (Poaceae); I) *Ageratum conizoides* L. (Asteraceae); *Digitaria* sp. (Poaceae); *Paspalum* sp. (Poaceae); *Vachellia aroma* (Gillies ex Hook. &

Arn.) Seigler & Ebinger (Fabaceae); J) Pasto cubano, *Tithonia tubaeformis* (Jacq) Cass. (Asteraceae); *Calendula* sp. (Asteraceae); K) *Calendula* sp. (Asteraceae); L) Pasto cubano, *Tithonia tubaeformis* (Jacq) Cass. (Asteraceae); *Euphorbia* sp. (Euphorbiaceae); *Cyperus* sp. (Cyperaceae); M) Pasto cubano, *Tithonia tubaeformis* (Jacq) Cass. (Asteraceae); *Cyperus* sp. (Cyperaceae); *Rapistrum rugosum* (L.) All. (Brassicaceae).

2.5 Muestras de plantas por aspiración

Para obtener los artrópodos sobre las plantas de quinoa se utilizó un aspirador Sthil SH 86C, con tubo de 60 cm de largo y 20 cm de diámetro, el cual contenía una bolsa de voile recolectora de artrópodos en su extremo distal, asegurada al tubo con una banda elástica. La toma de muestras consistió en la aspiración de 10 plantas de quinoa distanciadas y al azar, de cada parcela experimental, durante 5 segundos cada planta desde la base hasta el ápice (Fig. 7 A). En cada fecha de muestreo se tomaron seis muestras correspondientes a cada parcela (n= 60 plantas por muestreo). Al final del estudio se tomaron 36 muestras, correspondientes a 360 plantas aspiradas. Cada bolsa fue etiquetada con los datos de recolección (Fig. 7 B).

Se aplicó la misma metodología para la vegetación espontánea, pero se aspiraron solamente las plantas que crecían hasta 2 metros del borde de las parcelas experimentales (Fig. 3) durante dos minutos en cada área sombreada, recolectándose 3 muestra por fecha de muestreo y 18 muestras de artrópodos a lo largo del estudio.

Las fechas de las aspiraciones realizadas al cultivo de quinoa y la vegetación espontánea se mencionan en la Tabla 3.



Fig. 7. Metodología de muestreo aplicada en el área de estudio del Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy) durante el periodo noviembre 2017 a febrero 2018; A) aspiración de plantas; B) bolsa de voile recolectora de insectos con su respectiva etiqueta (fecha de muestreo, nombre de parcela, perteneciente al cultivo o vegetación espontánea).

2.6 Tareas de laboratorio

Las muestras provenientes de las aspiraciones del cultivo y la vegetación espontánea fueron colocadas en recipientes con alcohol 70% y posteriormente analizadas bajo microscopio estereoscópico para separar los artrópodos de los restos de vegetación (Fig. 8 A). La revisión e identificación se realizó en el Laboratorio del Departamento Entomología del Instituto de Biología de la Altura de la Universidad Nacional de Jujuy (Fig. 8 B, C).

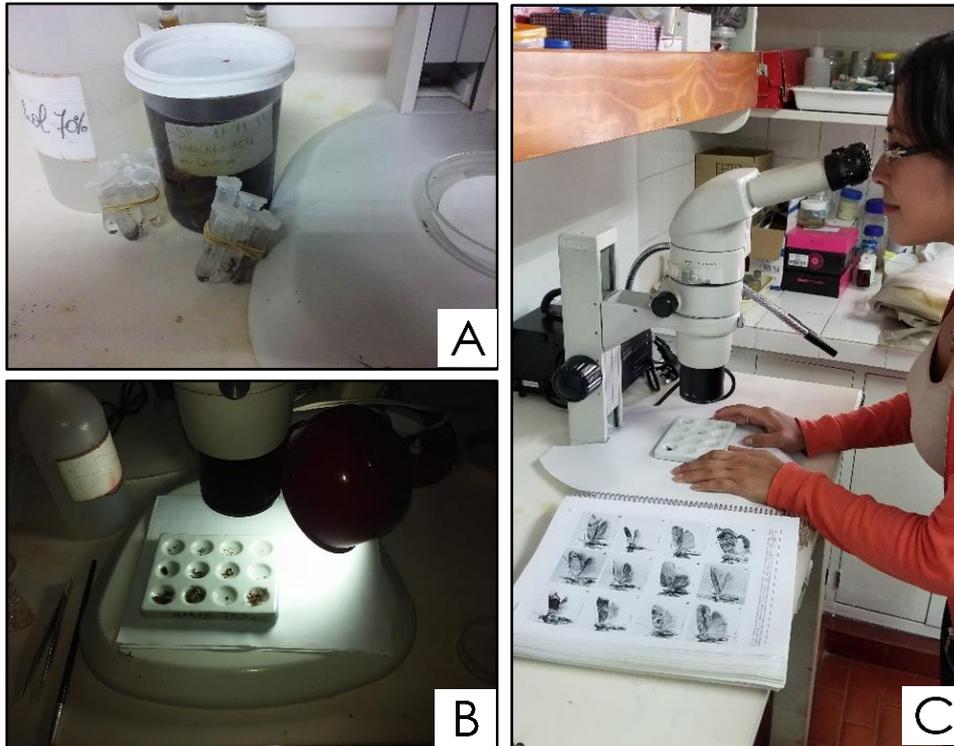


Fig. 8. Tareas de laboratorio realizadas en el periodo noviembre 2017-marzo 2020 en el Instituto de Biología de la Altura; A) contenido de la aspiración: recipiente grande y tubos Eppendorff: insectos identificados. B) separación de artrópodos por morfoespecie. C) manejo de claves para la identificación de insectos.

2.7 Identificación de las especies de artrópodos

Los artrópodos fueron identificados hasta la menor categoría taxonómica posible a través de claves generales y específicas (Blackman & Eastop, 1984; Richard & Davies, 1984; Borror *et al.*, 1989; Booth *et al.*, 1990; Remaudiere & Seco Fernández, 1990; Commonwealth Scientific and Industrial Research Organisation, 1991; Goulet & Huber, 1993; De La Fuente Freire, 1994, Mound & Kibby, 1998, Rengifo-Correa & González, 2011. Para la identificación de *Telenomus* sp. se utilizó el estudio de Bernedo Gonzales (2017); para *Meteorus* sp. y *Leiophon* sp. las claves de Wharton *et al.*, (1998). Los representantes del orden Araneae fueron reconocidos hasta este nivel y fueron tenidos en cuenta en la evaluación de las

abundancias y grupos funcionales del estudio. Con respecto a Diptera no se tuvo en cuenta en este estudio por ser un orden complejo en la identificación a nivel de familia.

Todo el material se encuentra conservado en frascos con alcohol 70% y depositado en la colección entomológica del Instituto de Biología de la Altura- UNJu. En los casos en que no se alcanzó a determinar la identidad taxonomía del ejemplar, se utilizó el criterio de morfoespecie (Samways *et al.*, 2010).

2.8 Reconocimiento de los daños de los artrópodos fitófagos

Se llevó un registro fotográfico de los daños producidos a las hojas y panojas por especies fitófagas, a partir de observaciones directas en campo.

2.9 Análisis de datos

a) Diversidad alfa

Curvas de acumulación de especies

Se realizó este tipo de curvas con el fin de representar el número acumulado de especies/morfoespecies recolectadas en el cultivo de quinoa y la vegetación espontánea. Se evaluó el desempeño de los estimadores no paramétricos de riqueza de especies Chao1 y Jackknife1.

Este método es el más utilizado para determinar si la riqueza de especies está siendo correctamente evaluada. Estas curvas muestran el número de especies acumuladas conforme va aumentando el esfuerzo de muestreo en un sitio, de tal manera que la riqueza aumentará hasta que llegue un momento en el cual el número de especies se estabilizará en una asíntota (Martella *et al.*, 2012) o bien, la curva de acumulación puede indicar que aún no se alcanza la completitud del inventario (Moreno & Halffter, 2000; Vite-Silva *et al.*, 2010) y exista una alta probabilidad de continuar agregando especies en futuros estudios.

Los estimadores no paramétricos de riqueza de especies calculados fueron:

- Chao1: Es un estimador del número de especies en una comunidad basado en el número de especies raras en la muestra. Utiliza datos de abundancia.
- Jackknife1: Se basa en el número de especies presentes en una sola muestra (Moreno, 2001).

Para completar el análisis de la curva de acumulación se indican las especies/morfoespecies representadas por un individuo (Singletons) y dos individuos

(Doubletons). Para llevar a cabo estos análisis se utilizó el programa de EstimateS Version 9.0.0 (Colwell, 2013).

En este análisis no se tuvo cuenta a Araneae ni a Gellechidae *Eurysacca* sp. (adulto).

b) Inventario y composición de artrópodos del cultivo de quinoa y la vegetación espontánea

La información referida a la sistemática y abundancia de los artrópodos se trasladó a una planilla de Excel. Se realizaron gráficos de barras combinadas para determinar la abundancia y la riqueza de los artrópodos durante el ciclo fenológico del cultivo y los muestreos en la vegetación espontánea. De la misma manera se aplicaron este tipo de gráficos para determinar los órdenes de mayor abundancia y riqueza.

c) Estructura de la comunidad de artrópodos

Para evaluar y comparar la estructura de la comunidad de artrópodos se realizaron curvas de rango-abundancia del cultivo y la vegetación espontánea. Estas curvas consisten en un método gráfico que ordena a las especies en rango de mayor a menor abundancia, permitiendo comparar entre muestras los aspectos biológicamente importantes de la diversidad de especies.

Además, brindan información acerca del nivel de dominancia y de especies raras que se presentan en la comunidad (Whittaker, 1965).

d) Diversidad beta

Para analizar la similitud de familias registradas entre el cultivo de quinoa y la vegetación espontánea, se utilizó el Coeficiente de similitud de Sorensen que refleja las semejanzas entre dos muestras considerando solamente la composición de familias (Villarreal *et al.*, 2006).

El **Coeficiente de similitud de Sorensen** utilizado relaciona el número de familias compartidas con la media aritmética de las familias de ambos sitios (Villarreal *et al.*, 2006). Este se utilizó para comparar la composición a nivel de familia.

$$I_s = \frac{2c}{a+b}$$

Donde:

a es el número de familias presentes en el sitio **a (quinoa)**

b es el número de familias presentes en el sitio **b (vegetación espontánea)**

c es el número de familias presentes en ambos sitios.

Se representó gráficamente la similitud y exclusividad de las familias en ambos sitios mediante el diagrama de Venn.

e) **Grupos funcionales**

Una forma de cuantificar la diversidad funcional es a través de la identificación de grupos funcionales o gremios, mediante la asignación de conjuntos de especies que comparten uno o varios rasgos funcionales (por ejemplo, la alimentación o la biomasa) y que pueden ejercer efectos similares en el ecosistema (Petchey & Gaston, 2006).

En esta tesina se utilizó como grupo funcional al conjunto de especies de artrópodos que poseen el mismo tipo de alimentación y sus respectivas variantes metabólicas, siguiendo los criterios de Córdova-Tapia & Zambrano (2015) y a partir de la revisión bibliográfica sobre la biología y tendencias alimenticias del estado de desarrollo en que se recolectaron los ejemplares.

Los grupos funcionales de artrópodos considerados fueron:

- **Fitófago:** consumen y explotan los tejidos vegetales y subproductos vegetales: succionadores de savia, succionadores de contenido celular, cortadores, minadores, antófilos y granívoros.
- **Depredador:** se alimentan de otros artrópodos, ya sea en su estado adulto o para alimentar a sus estados inmaduros.
- **Parasitoide:** incluyen a los que presentan estados inmaduros que viven a expensas del huésped, sin considerar la dieta del estado adulto basada principalmente en néctar, polen, o fluidos del hospedero.
- **Detritívoro:** se alimentan de detritos (restos vegetales y/o animales en descomposición).
- **Omnívoro:** se alimentan de recursos vegetales o animales.
- **Fungívoro:** se alimentación de hongos.

- Saprófago: se alimentan de materia muerta o de desechos procedentes de productores o consumidores.
- Indeterminado: en este grupo se incluyeron aquellas familias sin información sobre el tipo de alimentación.

3) RESULTADOS

a) Diversidad alfa

Curvas de acumulación de especies

La completitud total del inventario fue aceptable para ambos tipos (cultivo y vegetación espontánea), siendo para Q de 69,89% y para la VE de 74,89%. Los estimadores no paramétricos Chao1 y Jack1 indicaron una completitud del inventario para Q de 67,45% y 72,51% respectivamente y para VE de 76,69% y 73,18% (Tabla 3 y Fig. 9). Con respecto a los valores no paramétricos se detectaron 54 singletons y 19 doubletons en el cultivo, siendo para Hemiptera (22-7), Hymenoptera (15-5), Coleoptera (14-2), Thysanoptera (2-3) y con valor uno, Neuroptera (singletons) y Entomobryomorpha (doubletons). En vegetación espontánea 43 singletons y 20 doubletons, siendo para Hymenoptera (18-6) Hemiptera (11-7), Coleoptera (7-3), Thysanoptera (4-3), con un singletons Lepidoptera y Orthoptera y Neuroptera con un doubletons.

Tabla 3. Descriptores de diversidad de artrópodos recolectados en quinoa y vegetación espontánea durante el período noviembre 2017 - febrero 2018 en Severino (El Carmen-Jujuy).

Descriptor		Q	VE
Riq. Observada		159	152
Riq. Estimada	Chao 1	235,73	198,19
	Jack 1	219,28	207,72
	Riq. Estimada (Promedio)	227,505	202,955
Compleitud por estimador	Chao 1	67,45%	76,69%
	Jack 1	72,51%	73,18%
Compleitud total	Chao 1 - Jack 1 (Promedio)	69,89%	74,89%
Estimadores	Singletons	54	43
	Doubletons	19	20

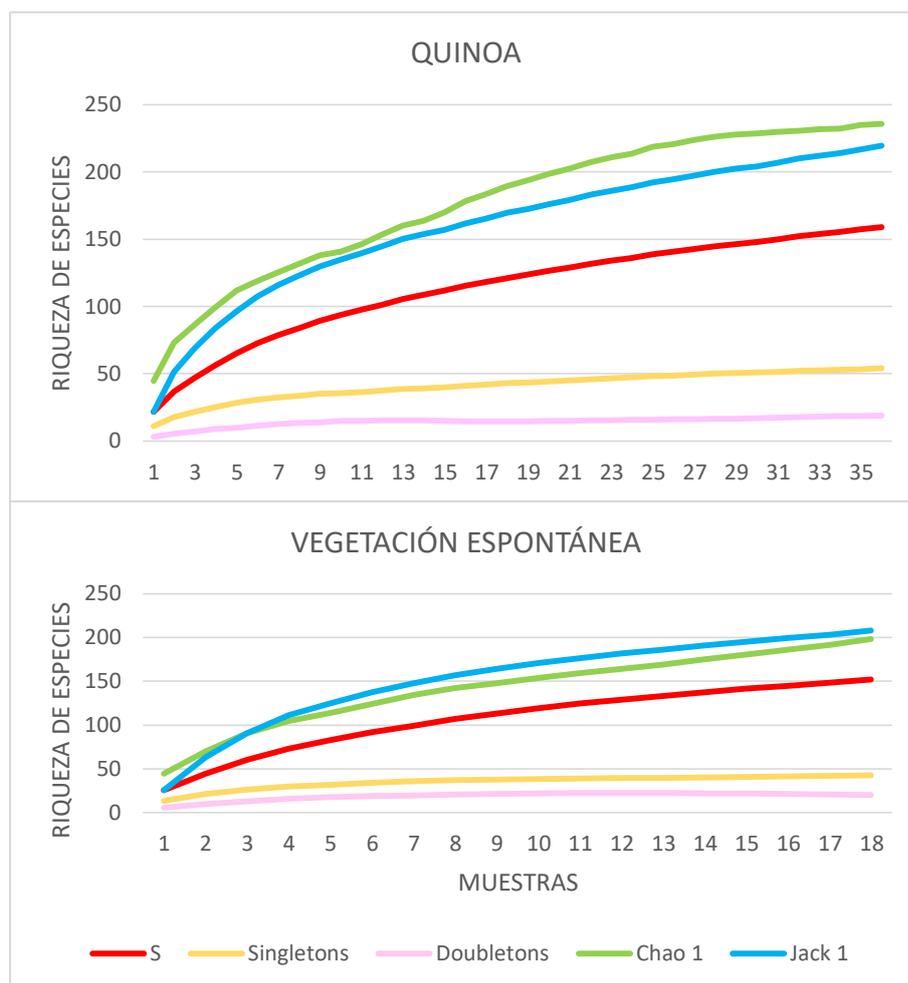


Fig. 9. Curva de acumulación de especies de artrópodos, riqueza de especies (S), Singletons, Doubletons y estimadores no paramétricos (Jack 1 y Chao 1) en quinoa y vegetación espontánea durante el período noviembre 2017 - febrero 2018 en Severino (El Carmen-Jujuy).

b) Inventario y composición de artrópodos en el cultivo de quinoa y vegetación espontánea

Se contabilizaron 9824 artrópodos, identificándose 209 taxones, asignadas a 65 familias, 9 ordenes pertenecientes a la clase Insecta y uno a la clase Collembola. Con respecto a la Clase Arachnida, sólo se encontraron representantes de Araneae los que fueron identificados a nivel de orden.

Los órdenes más diversos, a nivel de familia y especie/morfoespecie fueron: Hymenoptera (20-71), Hemiptera (20-64), Coleoptera (13-36), Thysanoptera (4-24), Orthoptera (4-7), Neuroptera (2-2) y con (1-1) los órdenes Lepidoptera, Entomobryomorpha, Dermaptera y Mantodea (Anexo: Tabla 5). De acuerdo con la abundancia total, los valores de

cada orden fueron: Hemiptera (4624), Thysanoptera (3246), Hymenoptera (817), Coleoptera (462), Araneae (422), Orthoptera (106), Lepidoptera (86), Dermaptera (22) Entomobryomorpha (20) Neuroptera (13) y Mantodea (6).

En el cultivo de Q se registraron 8274 individuos, identificándose 160 especies/morfoespecies (21 especies, 23 géneros y 117 morfoespecies), agrupados en 58 familias, 9 ordenes de la clase Insecta, uno de Collembola y uno de Araneae; mientras que, en la VE se recolectaron 1550 artrópodos, identificándose 153 especies/morfoespecies (19 especies, 22 géneros y 112 morfoespecies), agrupadas en 54 familias, 8 ordenes de la clase Insecta, uno Collembola y uno Araneae.

La fluctuación de las especies/morfoespecies en el ciclo fenológico del cultivo y la vegetación espontánea se representan en Anexo: Tabla 5 y Tabla 6 respectivamente.

Variación de la riqueza y abundancia total de artrópodos sobre las fases fenológicas del cultivo de quínoa y la vegetación espontánea

En la figura 10 (A y B) se muestran las variaciones de la riqueza y abundancia absoluta de los artrópodos recolectados en el cultivo de Q y en la VE en el período estudiado y en las figuras 11 y 12 se ilustran las variaciones de las abundancias absolutas de los órdenes de artrópodos en Q y VE, respectivamente, durante el período noviembre/2017 y febrero/2018.

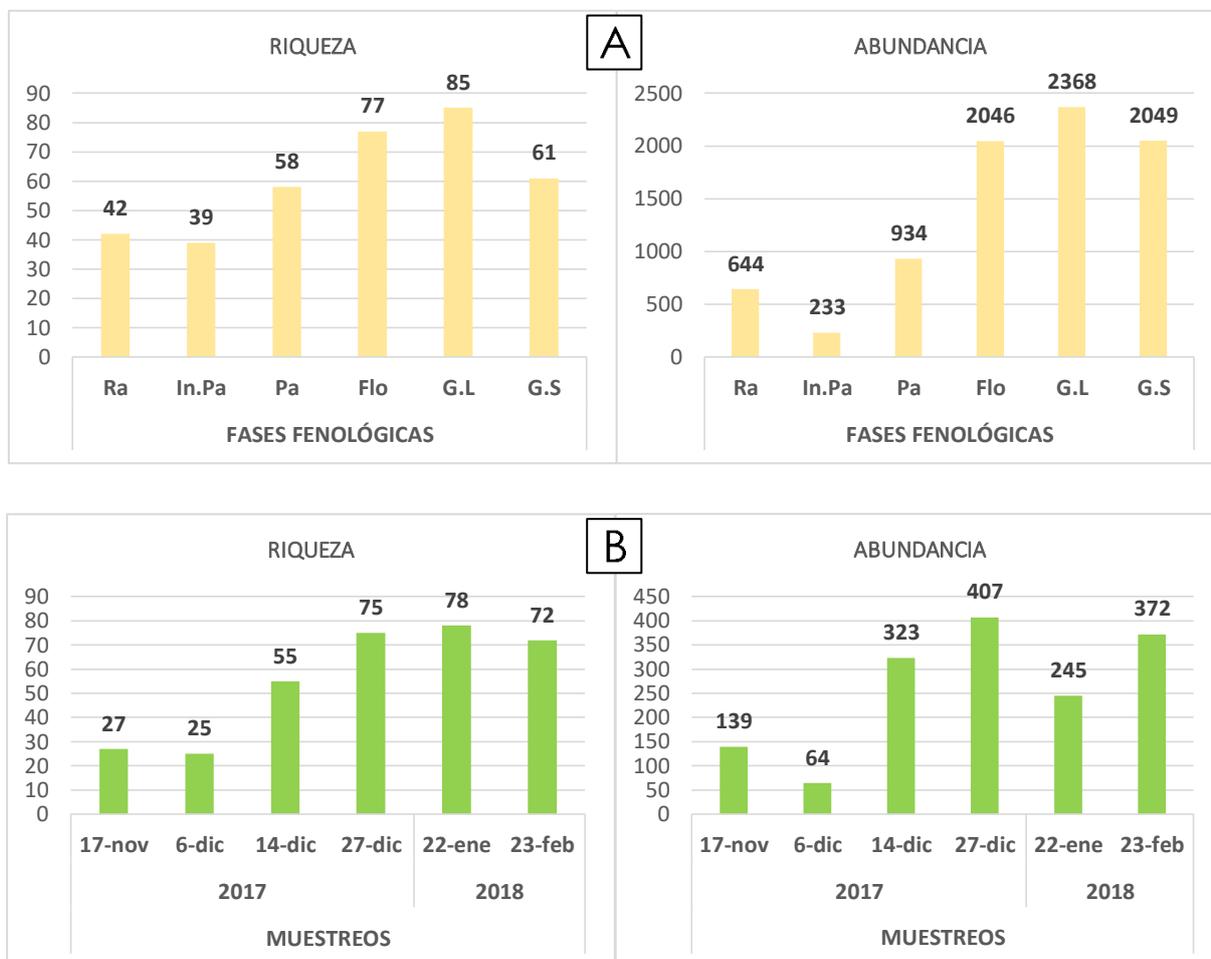


Fig. 10. Variación de la riqueza y abundancia total de artrópodos sobre las fases fenológicas del cultivo de quínoa y la vegetación espontánea durante el período noviembre 2017 - febrero 2018 en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy). Referencias: Ra: ramificación; In. Pa: inicio de panojamiento; Pa: panojamiento; Flo: floración; G.L: grano lechoso; G.S: grano seco.

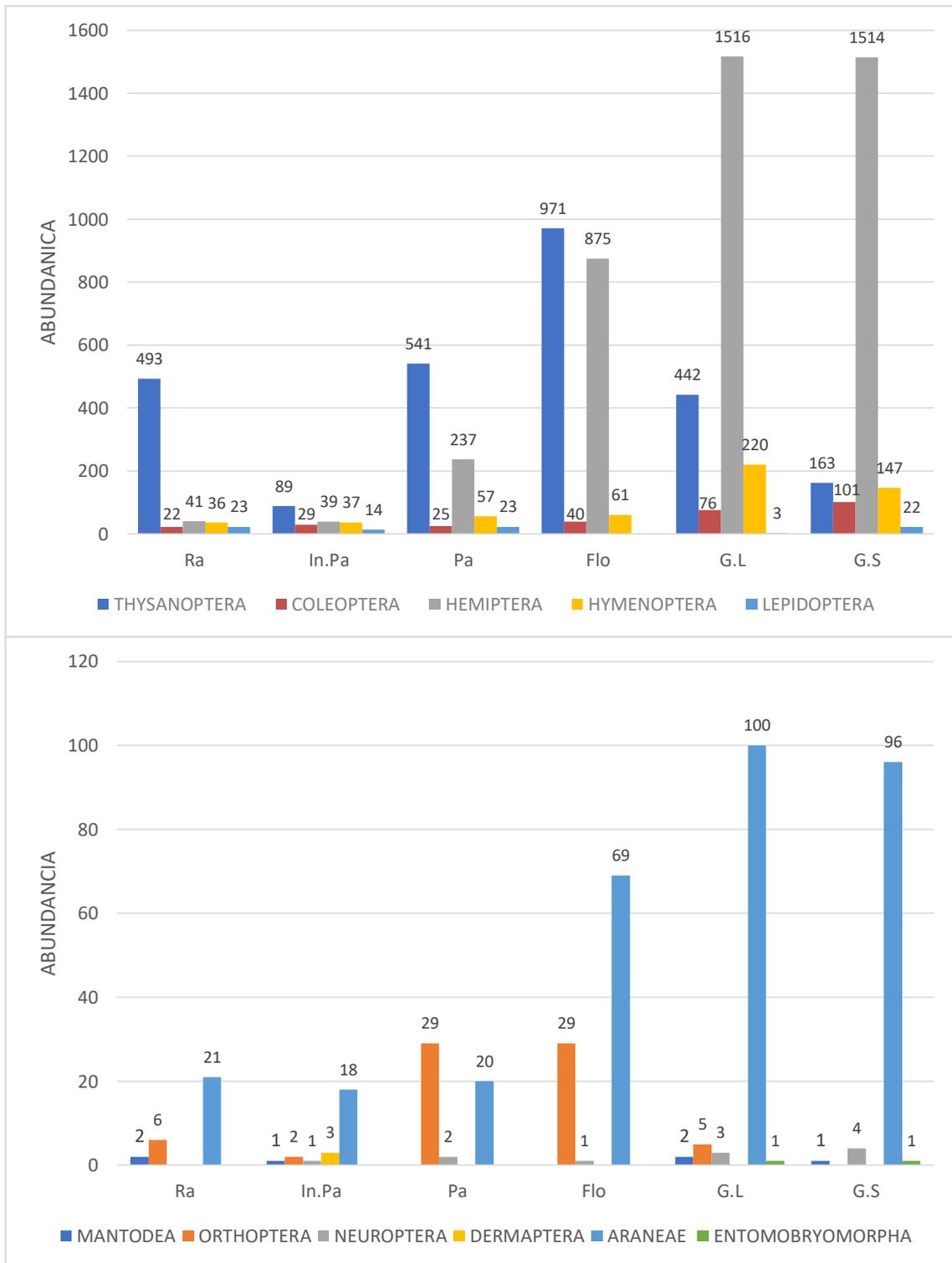


Fig. 11. Abundancia de ordenes de artrópodos registrados en las distintas fases fenológicas del cultivo de quinóa en Experimental "Dr. Emilio Navea" en Severino (El Carmen-Jujuy).

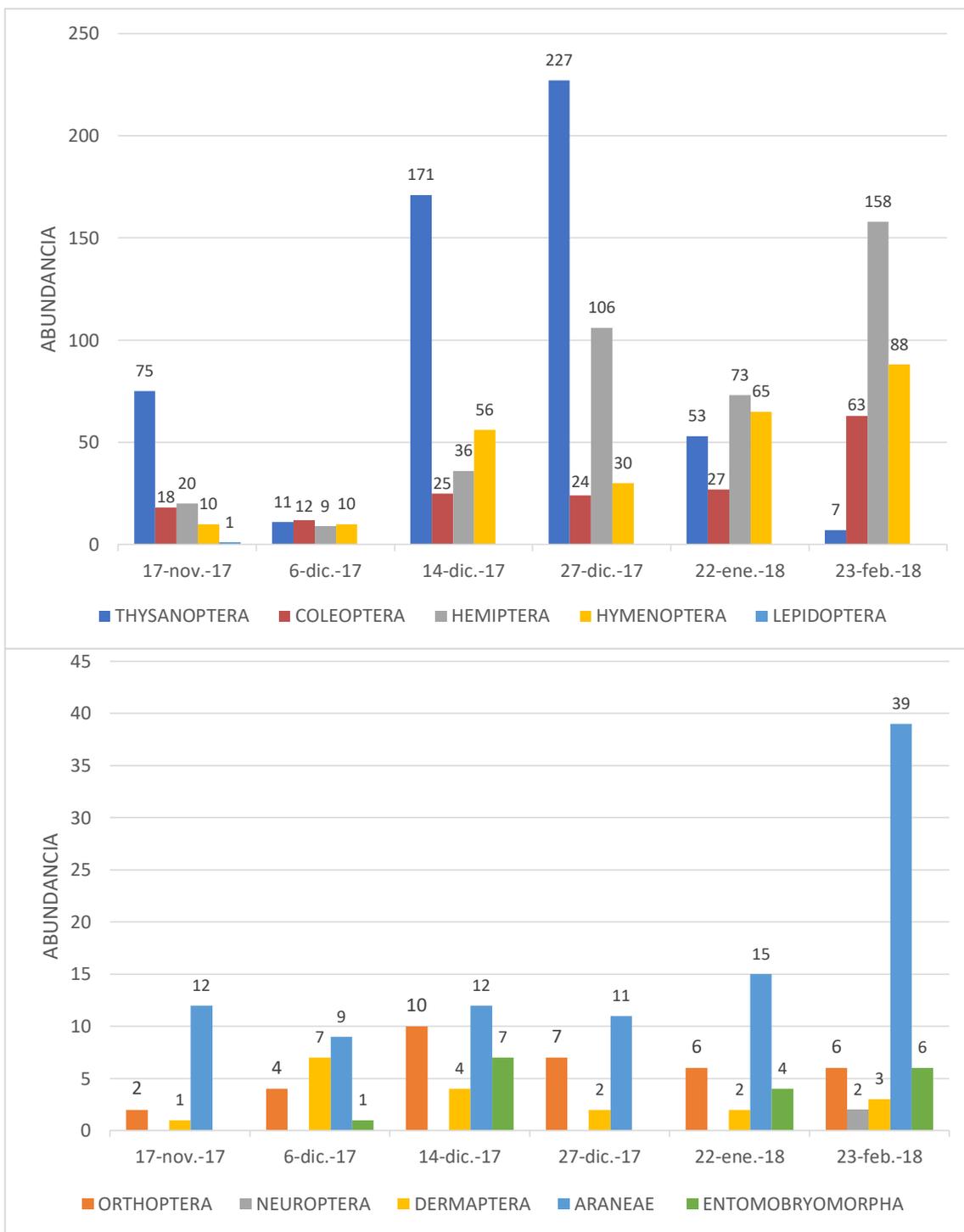


Fig. 12. Abundancia de órdenes de artrópodos registrados en las distintas fechas de muestreos sobre la vegetación espontánea en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).

En la figura 13 y 14 se ilustran las variaciones de la abundancia relativa y la riqueza de órdenes de artrópodos en las seis fases fenológicas de la Q y en las fechas de muestreos de la VE.

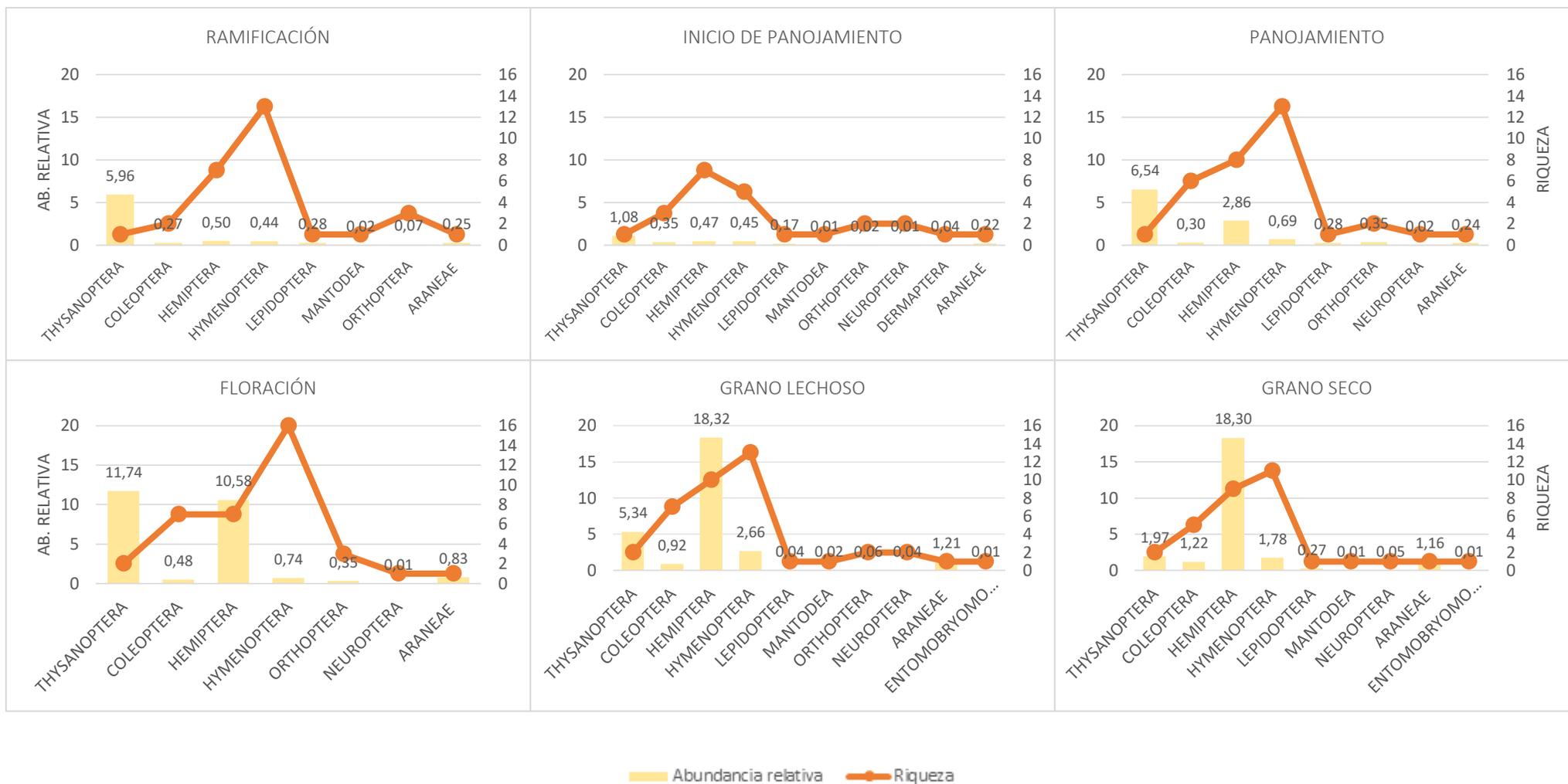


Fig. 13. Abundancia relativa y riqueza de órdenes de artrópodos registrados en las distintas fases fenológicas del cultivo de quinoa en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).



Fig. 14. Abundancia relativa y riqueza de órdenes de artrópodos registrados en las distintas fechas de muestreo en la vegetación espontánea del Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).

c) Estructura de la comunidad de artrópodos

Las cinco curvas rango-abundancia correspondientes a las fases fenológicas del cultivo de quinoa tuvieron la misma estructura vertical reflejando la dominancia a nivel de especie/morfoespecie de los órdenes Thysanoptera y Hemiptera (Fig. 15). En cada curva se destacaron con números las diez especies/morfoespecies dominantes.

Las cinco curvas rango-abundancia correspondientes a la VE, también mostraron una estructura vertical, aunque se evidenció una mayor codominancia en la última fecha de muestreo. Los órdenes con mayor cantidad de especies/morfoespecies dominantes correspondieron a Thripidae (Thysanoptera), Hemiptera, Hymenoptera, Coleoptera y Orthoptera (Fig. 16).

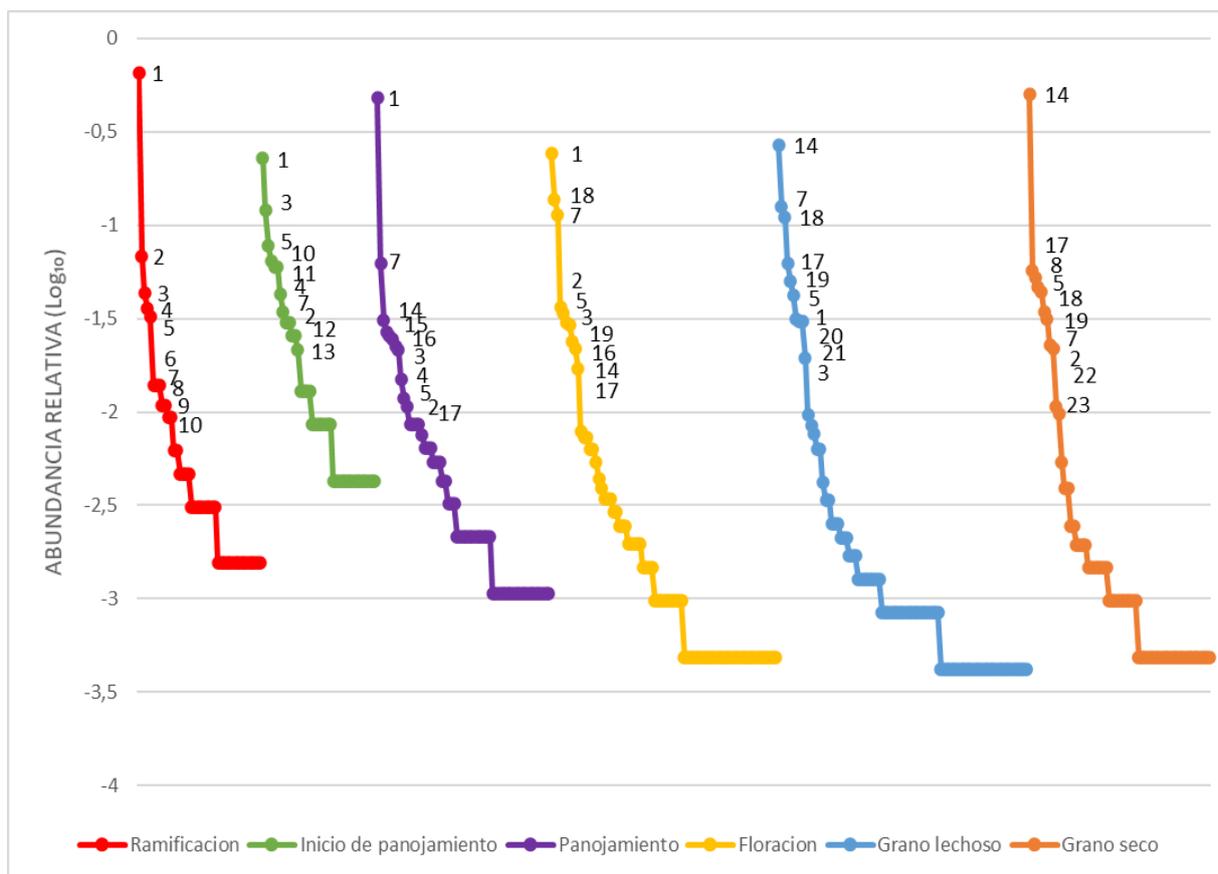


Fig. 15. Curvas de rango-abundancia de artrópodos recolectados en cultivo de quinoa en Campo Experimental "Dr. Emilio Navea" en Severino (El Carmen-Jujuy) durante el período noviembre 2017 a febrero 2018. Referencias: 1) *Neohydatothrips burungae*, 2) *Frankliniella schultzei*, 3) *Caliothrips phaseoli*, 4) *Eurysacca* sp. (Larva), 5) Araneae, 6) *Diabrotica* sp.1, 7) *Orthotylus* sp., 8) Braconidae sp.4, 9) Agallini sp.1, 10) Braconidae sp.2, 11) *D. speciosa*, 12) *Eriopis connexa*, 13) Formicidae sp.2, 14) Aphididae sp.2, 15) Tettigoniidae sp.1, 16) Aphididae sp.1, 17) *Trioza chenopodii*, 18) *F. gemina*, 19) *Trioza* sp.2, 20) Mymaridae sp.5, 21) Mymaridae sp.6, 22) Lathridiidae sp.1, 23) Lathridiidae sp.2.

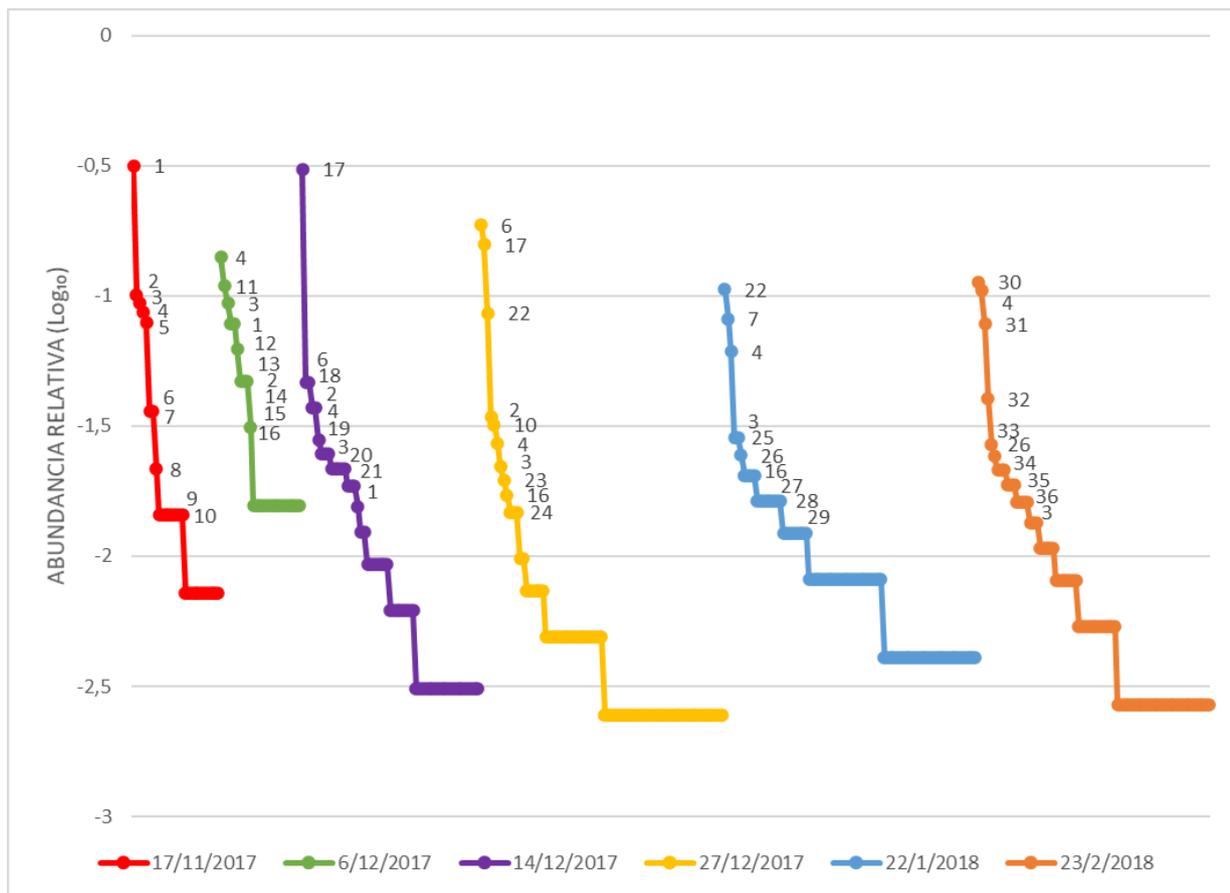


Fig. 16. Curvas de rango-abundancia de artrópodos recolectados en la vegetación espontánea en Campo Experimental "Dr. Emilio Navea" en Severino (El Carmen-Jujuy) durante el período noviembre 2017 a febrero 2018. Referencias: 1) *Frankliniella frumenti*, 2) *Caliothrips phaseoli*, 3) *Epitrix* sp., 4) Araneae, 5) *Stomatothrips angustipennis*, 6) *F. schultzei*, 7) *Bucephalagonia* sp., 8) Chrysomelidae sp.6, 9) *Diabrotica* sp.3, 10) Aphididae sp.1, 11) Forficulidae sp., 12) Kinnariidae sp., 13) Romaleidae sp.1, 14) Anthicidae sp.2., 15) Formicidae sp.3, 16) *Leucothrips piercei*, 17) *Neohydatothrips burungae*, 18) *Leucothrips* sp.1, 19) Tettigoniidae sp.1, 20) Formicidae sp.4, 21) Formicidae sp.6, 22) *F. gemina*, 23) *A. mexicanus*, 24) Chrysomelidae sp.7, 25) Aphelinidae sp.3, 26) *P. brasiliensis*, 27) Aphididae sp.5, 28) Aphididae sp.8, 29) Formicidae sp.2, 30) *Trioza chenopodii*, 31) Braconidae sp.4, 32) *Trioza* sp.2, 33) Scelionidae sp.2, 34) Chrysomelidae sp.11, 35) Lathridiidae sp.1, 36) Rhopalidae sp.1.

d) Diversidad beta

El Coeficiente de similitud de Sorensen (0,81), obtenido muestra la similitud en la composición de familias identificadas en ambos sitios. El diagrama de Venn representa las 45 familias compartidas de las 65 identificadas en este estudio. En quínoa se registraron 12 familias exclusivas y en la vegetación espontánea 8 familias (Fig.17). Además, en la Tabla 5 (Anexo), se indican las especies/morfoespecies que aparecieron solo en quínoa y en la vegetación espontánea.

$$I_s = 0,81$$



Fig.17. Diagrama de Venn de las familias registradas en quinoa y vegetación espontánea en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy) durante el período noviembre 2017 a febrero 2018.

e) Grupos funcionales

Los artrópodos recolectados fueron categorizados en 12 grupos funcionales, pero los fitófagos alcanzaron una mayor abundancia tanto en quinoa como en la vegetación espontánea. Los detritívoros, saprófagos y omnívoros se registraron en menor cantidad. En Q el único grupo funcional no representado fue el fungívoro, mientras que en VE fue el minador (Fig. 18). Los Formicidae fueron considerados como indeterminados debido a la diversidad de recursos alimentarios que posee. El grupo funcional de cada morfoespecie fue registrado en la Tabla 5 del Anexo. En la figura 19 se evidencia la dominancia de los fitófagos en el cultivo durante todos los muestreos. La presencia de depredadores fue mayor que la de parasitoides, mientras que en VE ocurrió lo contrario. En la Q a partir de la fase de floración se comenzaron a registrar áfidos parasitados, de color negro e hinchados, lo que dificultó su clasificación en morfoespecies, por ello, se las registró como *Aphidae* sp.2 en los siguientes muestreos. En la fase de grano lechoso se registró un 50% de pulgones parasitados y en la siguiente fase fue de un 80%. En VE se registraron pocos individuos parasitados.

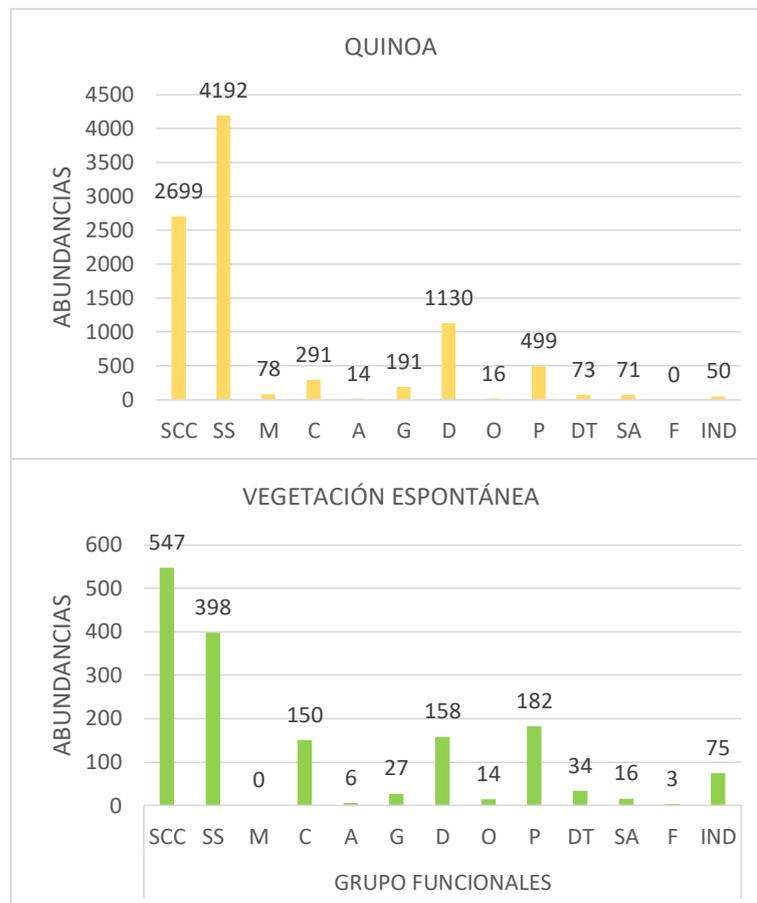


Fig. 18. Abundancia de artrópodos según grupos funcionales en cultivo de quinoa y vegetación espontánea durante el período noviembre 2017 a febrero 2018 en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).

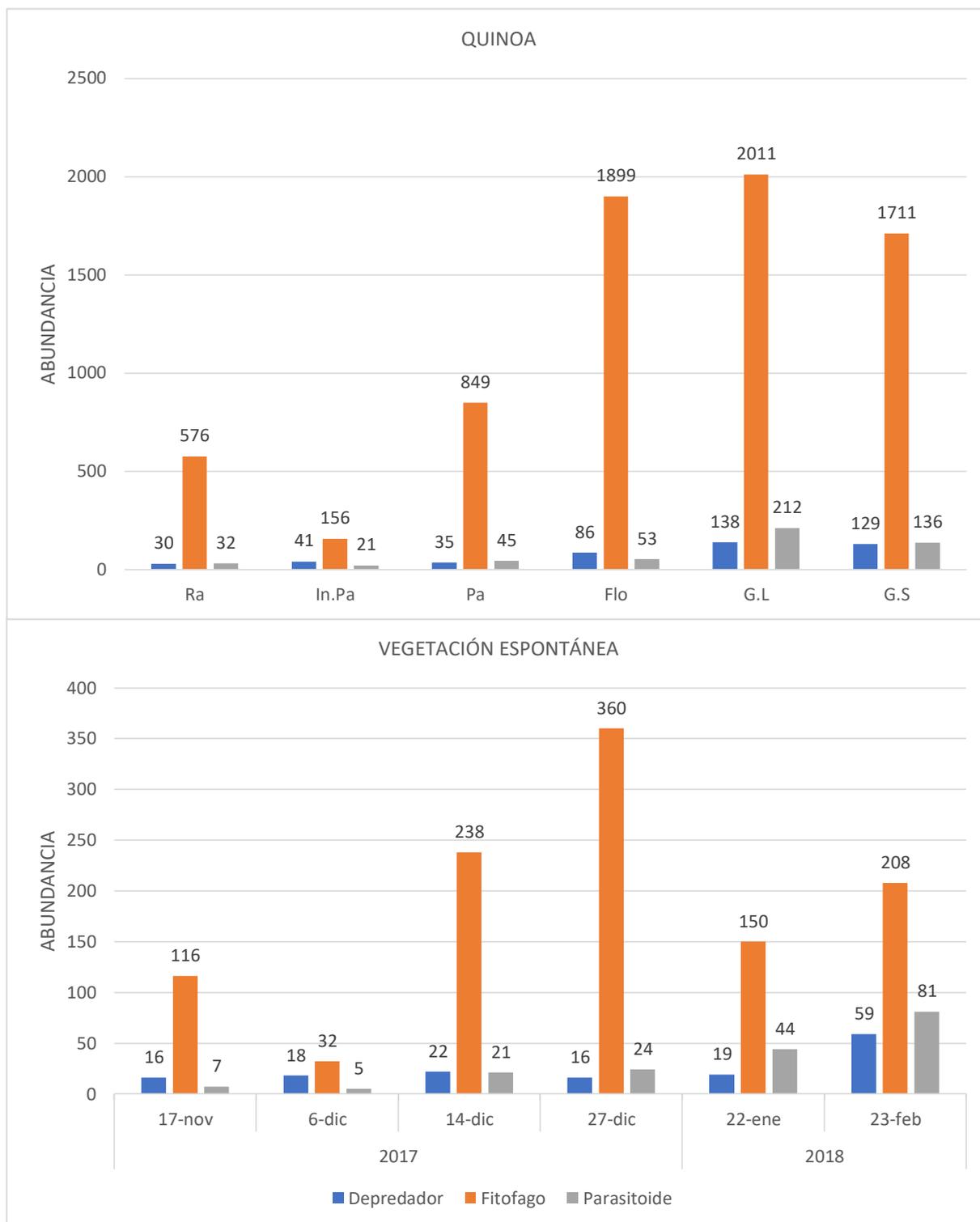


Fig. 19. Abundancia de artrópodos según grupos funcionales en las diferentes fases fenológicas del cultivo de quinoa y la vegetación espontánea durante el período noviembre 2017 a febrero 2018 en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).

Diversidad y abundancia del orden Hymenoptera

Debido a que Hymenoptera fue el orden más diverso en todo el estudio y a que constituyeron el grupo de insectos de alto valor como controladores biológicos, se presentaron los resultados del análisis de la diversidad y abundancia por separado (Fig. 20).

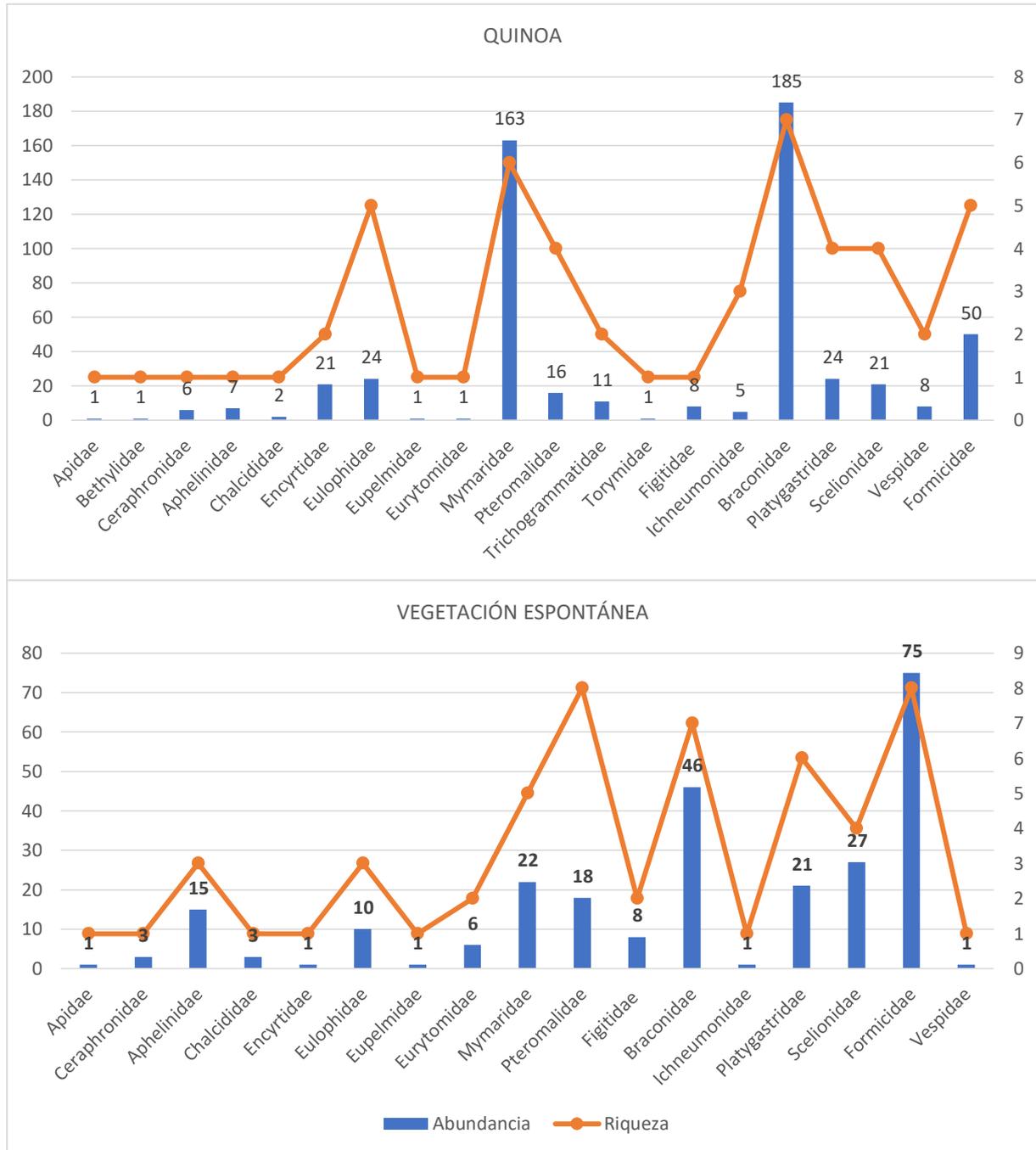


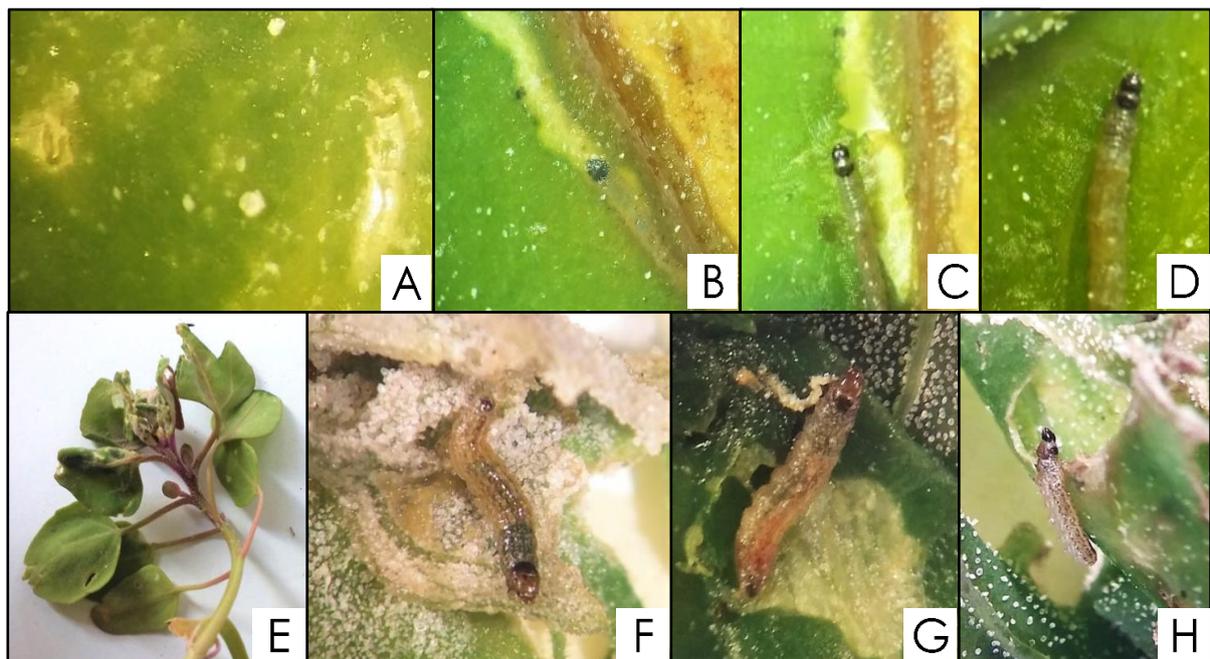
Fig. 20. Abundancias totales de las familias del orden Hymenoptera en el cultivo y la vegetación espontánea en el período noviembre 2017 a febrero 2018 en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).

f) Reconocimiento de daños producidos por artrópodos fitófagos

Los insectos fitófagos pueden causar daño directo cuando destruyen sus órganos en forma parcial o total, o las debilitan reduciendo su capacidad de producción. También existen daños indirectos que pueden ser de gran importancia; por ejemplo, cuando las plagas participan en la propagación de micoplasmas, bacterias y hongos que causa enfermedades en las plantas; cuando la presencia de insectos o cicatrices de sus daños malogran la apariencia de los productos y reduce su valor comercial.

Las larvas de la primera generación de *Eurysacca* sp. (Gelechiidae) actúan como minadoras (Fig 21. A), alimentándose del parénquima de hoja (Fig. 21 B, C, D), también pueden enrollar y pegar las hojas formando una estructura como estuche, para protegerse y alimentarse (Fig. 21 E, F, G, H).

Los insectos de las familias Chrysomelidae, Meloidae y Aphididae son considerados plagas en varios cultivos, como también los ortópteros que fueron vistos alimentándose de las hojas y panojas de las plantas del cultivo de quinoa.



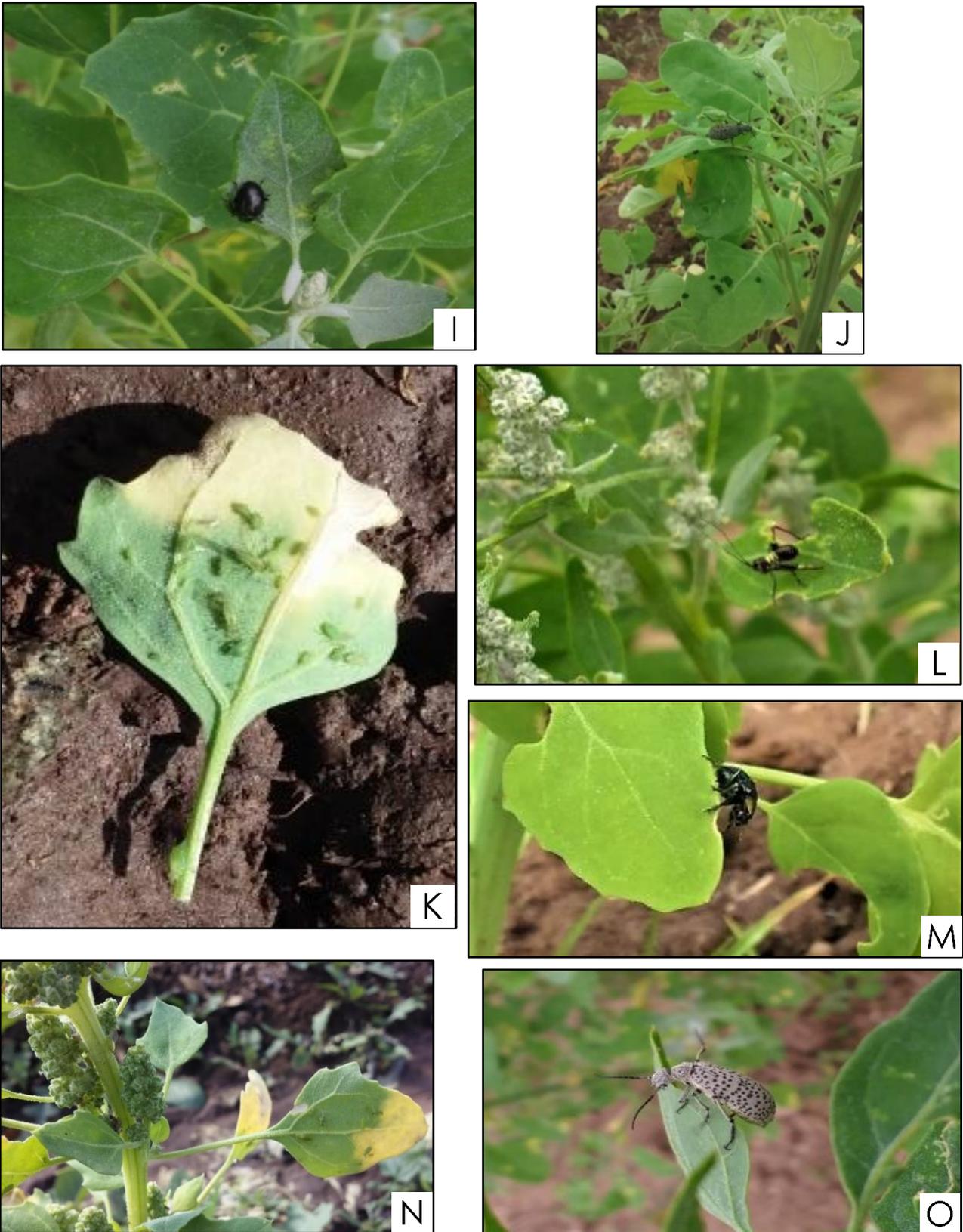


Fig. 21. Registro fotográfico de daños en hojas por fitófagos en las parcelas de estudio del Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy); A) ingreso de la larva *Eurysacca* sp. al parénquima de la hoja; B , C, D) larvas de *Eurysacca* sp. alimentándose y minando la hoja; E) nomófilos enrollados y pegados por *Eurysacca* sp.; F, G, H) larvas de *Eurysacca* sp. obtenidas al abrir las hojas enrolladas; I,M) Crisomélidos; J,O) *Epicauta atomaria*; N,K) Áfidos succionando sabia de las hojas.

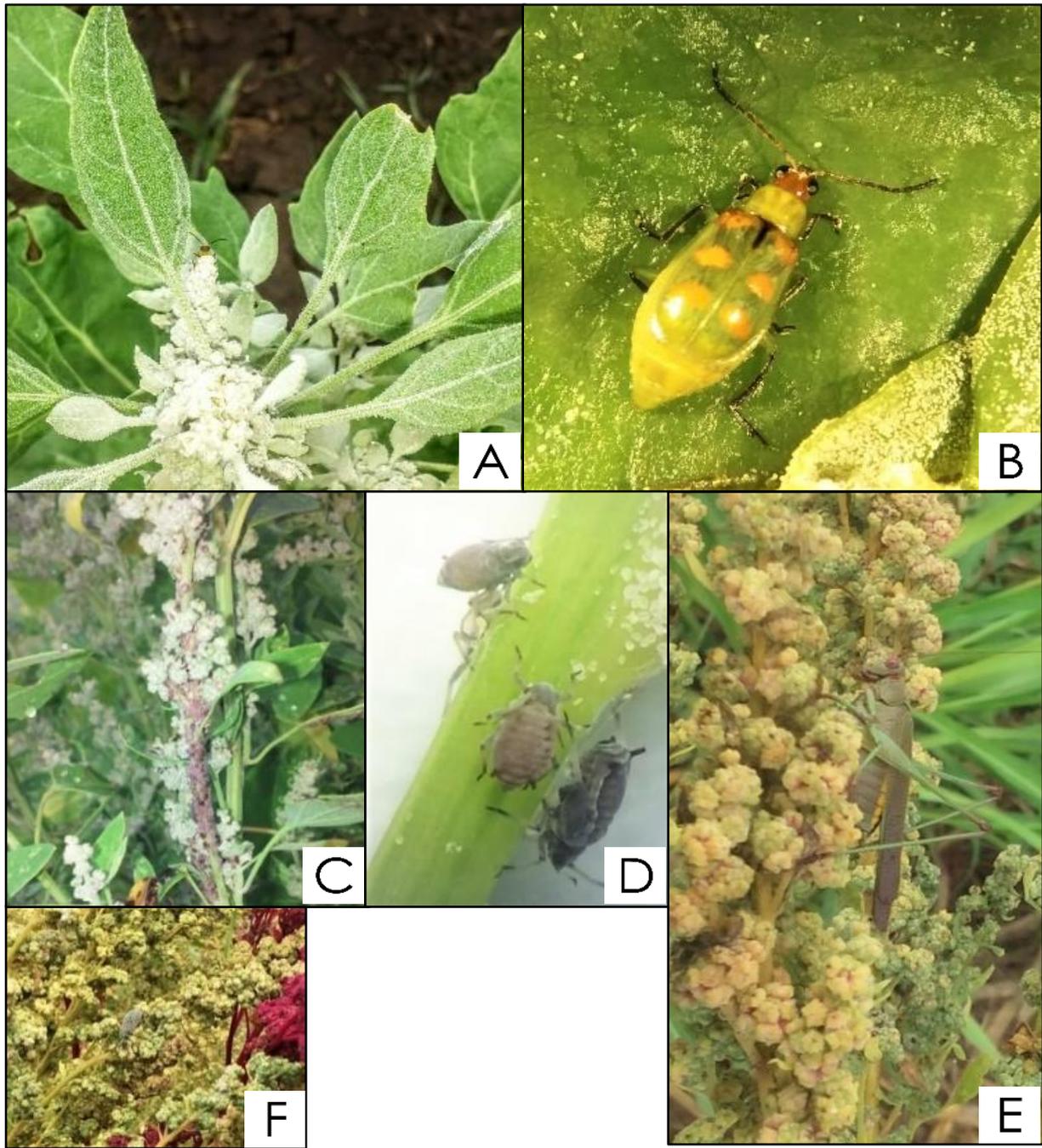


Fig 22. Registro fotográfico de daños en las panojas por fitófagos en las parcelas de estudio del Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy Daños A, B) *Diabrotica speciosa*; C,D) Aphididae; E) Romaleidae F) *Epicauta atomaria*.

4) DISCUSIÓN

La utilización de aspiradores permitió obtener un panorama general de la artropodofauna asociada al cultivo de quinoa y a la vegetación espontánea de un sistema agrícola ubicado en una región de condiciones ambientales diferentes a las sierras andinas y valles interandinos donde tradicionalmente se desarrolla este cultivo, particularmente en la provincia de Jujuy.

La riqueza observada tanto la Q como en la VE fue semejante, (Q: 159; VE: 152) y la completitud del muestreo alcanzó valores adecuados entre el 69,89% en Q y el 74,89% en la VE, ya que con una completitud superior al 60% se considera aceptable (Chao *et al.*, 2009). En este sentido, Jiménez-Valverde & Hortal (2003), consideran que a menos que se alcance el número asintótico de especies, no existen criterios objetivos que permitan decidir cuándo se considera un inventario lo suficientemente completo. Los investigadores suelen establecer límites arbitrarios para determinar si los muestreos han sido lo suficientemente exhaustivos. En general, a partir de proporciones superiores al 70% las estimaciones de la riqueza asintótica se hacen estables. Jiménez-Valverde & Hortal (2003) explican que este aparente bajo porcentaje se acentúa cuando trabajamos con el principal componente de la biodiversidad: los invertebrados, particularmente los artrópodos, al ser un grupo megadiverso. Se detectaron 54 singletons y 19 doubletons y en la vegetación espontánea 43 y 20 respectivamente, correspondientes a especies entomófagas y fitófagas de los nueve ordenes identificados de la clase Insecta y Collembola que aparecieron de manera ocasional en los muestreos.

Tanto en la Q como en la VE se encontraron representantes de nueve y ocho órdenes de Insecta, respectivamente; el único orden ausente en la VE fue Mantodea y en ambas se recolectaron especímenes de Collembola y Araneae.

La gran diversidad de especies/morfoespecies de artrópodos encontrada estaría relacionada con las condiciones agroecológicas del sitio de estudio. Como se explicó en material y métodos, no se realizó ninguna intervención de agroquímicos a lo largo del estudio. Sumado a ello, el entorno del área de estudio está ocupado por varios cultivos y franjas de bosque nativo a menos de 200 m de las parcelas.

Al analizar los resultados generales de la riqueza en función de cada fase fenológica del cultivo se observa que durante las dos primeras etapas alcanza 42 y 39 especies/morfoespecies y luego incrementa hasta el período fructífero, alcanzando 85 especies/morfoespecies en grano lechoso, para finalmente descender a 61 especies/morfoespecies en la fase de grano seco. La abundancia general de artrópodos muestra un descenso al inicio de panojamiento,

cuando las plantas aumentan la ramificación secundaria y desarrollan el botón floral. Esto podría deberse a las precipitaciones ocurridas días previos al muestreo, ya que el mismo comportamiento se presenta en la VE (Anexo: Tabla 7). La caída abrupta se evidenció claramente en Thysanoptera, insectos diminutos que pueden ser eliminados de las plantas por efecto de las lluvias, como lo señala Urrea (2016).

La mayoría de los órdenes encontrados en la Q fueron citados por otros autores de la Argentina (Dughetti, 2015; Valoy *et al.*, 2011) y países andinos (Cruces *et al.*, 2016). Mediante la búsqueda bibliográfica se logró ampliar la diversidad y asociación de artrópodos con la Q, a través de 13 especies de **Thysanoptera**: Heterothripidae (*Heterothrips* sp.), Phlaeothripidae (*Karnyothrips* sp.), Thripidae (*Arorathrips mexicanus*, *Arorathrips* sp., *Caliothrips phaseoli* (Hood), *Echinothrips* sp., *Frankliniella frumenti* Moulton, *Frankliniella gemina* Moulton, *Frankliniella schultzei* (Trybom), *Leucothrips piercei* (Morgan), *Microcephalothrips abdominalis* (Crawford), *Neohydatothrips burungae* (Hood), *Thrips tabaci* (Linderman); **Coleoptera**: Curculionidae (*Apion* sp.); dos morfoespecies de Anthicidae, dos morfoespecies de Lathidiidae, una morfoespecie de Mordellidae y de Nitidulidae; **Hemiptera**: Cicadellidae (*Agalliana ensigera* Oman, *Macugonalia leucomelas* (F.Walker), *Bucephalogonia* sp.), dos morfoespecies de Delphacidae; una morfoespecie de Derbidae, Kinnariidae, Membracidae, Cixiidae y Rhyparochromidae; Miridae (dos morfoespecies de *Aspidobothrys*); Orthoptera (tres morfoespecies de Tettigoniidae); **Mantodea** (Mantidae); **Entomobryomorpha** (una morfoespecie de Entomobryidae). Con respecto a **Hymenoptera** Cruces *et al.*, (2016) cita varias especies de parasitoides y sus hospederos, el presente trabajo aporta a *Inostemma* sp. y *Leiophron* sp.

Los órdenes que se distinguen por su abundancia son: Thysanoptera, Hemiptera, Coleoptera, Hymenoptera, Araneae y Lepidoptera. Se encontraron presentes durante todo el estudio, siendo Thysanoptera el orden dominante en las primeras tres fases del cultivo, codominante con Hemiptera en floración y dominante Hemiptera en las últimas dos fases. Lepidoptera solo estuvo ausente en la fase de floración. Mantodea, Dermaptera, Neuroptera y Entomobryomorpha fueron poco abundantes, e incluso faltaron por lo menos en una fase del ciclo del cultivo. Al presente, no existen estudios que avalúen la diversidad de artrópodos en conjunto a lo largo del ciclo del cultivo. Las referencias exponen listas sistemáticas de los principales insectos plaga o controladores biológicos en formato de guías o manuales para el reconocimiento de los mismos (Cruces *et al.*, 2016, Dughetti, 2015). En contraste, los resultados de este estudio permitieron obtener un panorama general no solo de la diversidad

de fitófagos y controladores biológicos sino también de las variaciones numéricas de los mismos a lo largo del desarrollo del cultivo.

Con respecto a la riqueza de familias por orden de Hexapoda, se pudo establecer la siguiente secuencia: Hymenoptera (20), Hemiptera (15), Coleoptera (10), Thysanoptera (3), Orthoptera (3), Neuroptera (2), y con una Lepidoptera, Mantodea, Dermaptera y Entomobryomorpha. Entre los Arachnida, solo se destaca al orden Araneae.

Al analizar la riqueza y abundancia de familias o especies/morfoespecies en función de la fenología del cultivo se observa que, desde la fase de ramificación, Hemiptera e Hymenoptera, fueron los más diversos. El primero alcanzó 51 especies/morfoespecies asignadas a 15 familias y el segundo con 53 especies/morfoespecies representantes de 20 familias.

Hemiptera fue incrementando su abundancia hasta obtener los valores más altos en la fase de floración, grano lechoso y grano seco. La riqueza de familias se mantuvo entre 8-11 durante todo el ciclo fenológico, destacándose por su abundancia y diversidad en morfoespecies: Aphididae (7), Cicadellidae (17), Miridae (8) y Triozidae (2). Sin embargo, la única especie dominante en todas las fases, fue *Orthotylus* sp. (Miridae). Dughetti (2015), menciona que *Orthotylus (Melanotrichus) flavosparsus*, se alimenta de las hojas y granos, pero tiene preferencia por estos últimos.

Desde la ramificación, la dominancia de *Orthotylus* sp. fue compartida por Agallini sp., y por *Tryoza chenopodii*, *Tryoza* sp., Aphididae sp.1 y desde el panojamiento por Aphididae sp.2. Las colonias de áfidos, en coincidencia con los resultados de Zurita & Quiroz (2015) y Dughetti (2015), se establecieron en las panojas produciendo daños directos a los granos por efecto de la alimentación, e indirectos por la formación de Fumagina. Varios autores registran la presencia de áfidos dañando plantas de quínoa, Cruces *et al.*, (2016) menciona a *Aphis craccivora*, *Aphis gossypii*, *Macrosiphum euphorbiae* y *Myzus persicae*. Dughetti (2015) y Neder *et al.*, (2012) señalan solamente a *Aphis craccivora*. Mientras que, Huamán Gavidia (2018) cita a *Myzus* sp. y Quiroz Bermeo (2018), a *Macrosiphum euphorbiae*, ambos autores señalan que las densidades de los áfidos fueron mínimas en las fases fenológicas extremas y sus máximas abundancias en la fase de floración y grano lechoso; por último, Valoy *et al.* (2011) mencionan a *M. persicae* en grano lechoso y seco, en este estudio no se identificaron los áfidos, pero estuvieron presentes durante todo el ciclo fenológico. Es importante destacar que; en los principales centros de producción de grano como el altiplano peruano-boliviano, estos hemípteros son considerados como una plaga ocasional o eventual (Marca Cano, 2017;

Huamán Gavidia, 2018), en contraste, bajo condiciones de costa y valles producen daños de importancia económica (Pando & Aguilar, 2016). *Trioza chenopodii* fue detectada por primera vez en la Argentina en 2014, sobre las hojas y panojas desde el estado de grano lechoso hasta la madurez fisiológica del cultivo de quinua en Buenos Aires (Dughetti, 2015), en este estudio se encontraron presentes durante todo el ciclo fenológico del cultivo.

La familia Cicadellidae, en coincidencia con Dughetti (2015), estuvieron presentes en el cultivo con muy bajas densidades desde el inicio del panojamiento, pero la diversidad se mantuvo entre 6-7 especies morfoespecies. Según Huamán Gavidia (2018) las cigarritas pueden ser encontradas con mayor frecuencia en los valles interandinos y su incidencia y tipo de daño no afecta de manera significativa el rendimiento de la quinua, por lo que al presente no se tienen reportes de pérdidas económicas. Entre los Pentatomidae, Dughetti (2015) cita varias especies, de las cuales solo *Dichelops furcatus*, fue identificada en el presente estudio y apareció solo en la ramificación. El complejo de chinches de la quinua, formado por *Liorhyssus hyalinus* (Rhopalidae), *Nysius simulans* (Lygaeidae), *Dagbertus fasciatus* y *Dagbertus* sp. (Miridae) causan problemas graves en la costa peruana por el daño directo a los granos en proceso de crecimiento y llenado de fotosintatos (Pando & Aguilar, 2016). Las especies mencionadas no fueron identificadas, sin embargo, se encontraron representantes de las familias, excepto de Lygaeidae, solo presente en la VE. Dughetti (2015), menciona que los adultos y ninfas de *Liorhyssus hyalinus* y *Xenogenus picturatum*, alcanzan las mayores densidades en grano lechoso y grano seco, dañando las panojas. En el presente estudio Rhopalidae estuvo presentes durante todas las fases del cultivo, pero con bajo número de individuos. Cruces *et al.*, (2016) señala a *Rhinacloa* sp. (Miridae), *Orius insidiosus*, *Orius tricolor* y *Paratriphleps laeviusculus* (Anthocoridae); *Metacanthus tenellus* (Berytidae), *Geocoris punctipes* (Geocoridae) y Reduviidae, depredando huevos y larvas pequeñas, así como también otros artrópodos pequeños como trips, pulgones y ácaros. De las especies nombrados anteriormente solo se identificaron especímenes de *Orius* sp. en todas las fases del cultivo excepto en ramificación, en tanto que *Aspidobothrys* sp. se halló en panojamiento y floración.

El orden Hymenoptera fue variando su abundancia, pero los mayores valores se alcanzaron en las dos últimas fases. Se caracterizó por su elevada riqueza de familias (20) durante todo el ciclo fenológico del cultivo, registrándose el valor más bajo en el inicio de panojamiento (5) y su valor más alto en la fase de floración (16). Las familias más diversas y constantes fueron: Braconidae (7), Mymaridae (6), Formicidae (5), Platygastriidae (4), Eulophidae (5), Pteromalidae (4) y Scelionidae (4). Las abundancias fluctuaron entre 0,44 en

la ramificación y 2,66-1,78 en las dos últimas fases del cultivo. Las especies/morfoespecies que más aportaron a la abundancia fueron Braconidae sp.4 y Braconidae sp.2 y Formicidae sp.2, hasta la floración. En grano lechoso fue destacable la abundancia de Myrmecidae.

De todos los enemigos naturales que actúan sobre las plagas, los himenópteros parasitoides son uno de los grupos más importantes, por su abundancia, variedad de especies e incidencia sobre las plagas (Alcázar Alba *et al.*, 2002).

La superfamilia Ichneumonoidea está formada por Braconidae e Ichneumonidae. La primera, es una de las más diversas y comunes que atacan insectos plaga de importancia agrícola como Hemiptera, Lepidoptera y Coleoptera (Toro *et al.*, 2014).

Barrantes (2016) comprobó que la población de larvas de *E. melanocampta* es regulada por un complejo de seis parasitoides, cinco del orden Hymenoptera y uno de Diptera, identificando a: *Copidosoma* sp. (Encyrtidae); *Meteorus* sp. y *Cotesia* sp. (Braconidae); *Deleboea* sp. y *Venturia* sp. (Ichneumonidae) y *Phytomyptera* sp. (Tachinidae). Por su parte, Quispe *et al.*, (2014) registra al mismo complejo, pero en larvas de *E. quinoae* además señala que *Copidosoma* sp. es un parasitoide de huevo, poliembrionario, que logra momificar la larva de la polilla antes de que llegue al estado de pupa, de la larva momificada pueden emerger entre 28 a 33 microavispa. Valoy *et al.*, (2011) también registra a *Copidosoma* sp., tiempo después Dughetti *et al.*, (2013) confirma la presencia de este género y *Apanteles* sp. parasitando larvas de lepidópteros, a su vez los mencionados en primer término registran a Vespidae, como avispa depredadora.

Dentro de la familia Braconidae, solo se pudo determinar a *Meteorus* sp. y a *Leiophron* sp., el primero posee características diferentes al registrado por Barrantes (2016), este se obtuvo de las aspiraciones y una salió de la cría de una pupa parasitada. Anexo: imágenes, el segundo es de distribución cosmopolita que se reporta como parasitoide principalmente de ninfas y adultos de chinches entre las que destaca el género *Lygus* (Hemiptera: Miridae) (Efil *et al.*, 2009 citado por Toro *et al.*, 2014).

La superfamilia Platygastroidea está integrada por Scelionidae y Platygastriidae, ambas cosmopolitas, con un amplio número de especies, que se caracterizan por ser idiobiontes endoparásitos de huevos de insectos y arañas (Austin *et al.*, 2005 citado por Bernedo Gonzales, 2017). En Argentina, se han reconocido más de 80 especies (Margaría, 2008).

Los representantes de Platygastriidae son conocidos por comportarse como parasitoides de huevos y estadios tempranos de larvas de dípteros cecidómidos, huevos de curculiónidos y cerambícidos, chicharritas, ninfas de moscas blancas, áfidos y cochinillas (Margaría *et al.*, 2018). El género *Inostemma* Haliday abarca nueve especies registradas en la Región

Neotropical, recolectadas sobre Asteraceae, Brassicaceae, Caprifoliaceae, Ephedraceae, emergidas de agallas de Brassicaceae, de larvas y pupas de dípteros cecidómidos, y de agallas producidas por psílidos (Hemiptera) y cinípidos (Hymenoptera) (Johnson, 2004 citado por Margaría *et al.*, 2018). En 2015, se registra la presencia de hembras del parasitoide *Inostemma striaticornu* Buhl en el cultivo de pimiento; cabe destacar que se trata de una especie conocida solo para Panamá (Margaría *et al.*, 2018); este fue el primer registro de la avispa parasitoide en La Pampa, Argentina, aún no se conoce su hospedador ni su eficiencia como controlador y sólo se hallaron adultos.

Los datos disponibles sobre hospedadores sugieren que las especies de *Macroteleia* sp. (género cosmopolita) son parasitoides de huevos de saltamontes (Orthoptera: Tettigoniidae) (Chen *et al.*, 2013).

Los representantes de Scelionidae atacan a lepidópteros, hemípteros, ortópteros, embiópteros, coleópteros, odonatos, mantodeos, neurópteros, y ootecas de arañas (Margaría, 2008). Completan su desarrollo en un solo huevo hospedero y la gran mayoría son parasitoides solitarios (Bernedo Gonzales, 2017). En Perú, una de las plagas que produce daños económicos en la producción de quínoa es *Liorhyssus hyalinus*; en la búsqueda de un biocontrolador Bernedo Gonzales (2017) encuentra en las posturas de la chinche a una microavispa y la identifica como *Telenomus* sp., según las características morfológicas que menciona, concuerdan con el registrado en Q y la VE, pero aún no se ha identificado a su hospedador.

La gran cantidad de pulgones parasitados es probablemente debido a *Aphidius matricariae*, *A. colemani*, *Lysiphlebus testaceipes*, *Praon volucre* parasitoides frecuentes en el cultivo de quínoa según Cruces *et al.*, (2016) o *Diaeretiella* sp. que parasita ocho especies de pulgones, *Myzus persicae*, *Aphis* sp. entre otros (Cucchi, 2020).

El orden Coleoptera fue creciendo en abundancia hasta obtener los valores más altos en las tres últimas fases y los máximos de riqueza a nivel de familia y morfoespecie fueron; floración (7-12), grano lechoso (7-16) y grano seco (5-12). Las especies y morfoespecies dominantes fueron *Diabrotica* sp.1 en ramificación, *D. speciosa* y *E. conexa* en inicio de panojamiento. Luego, se destacaron en grano lechoso, dos morfoespecies de Lathridiidae.

La familia Chrysomelidae fue la más abundante y diversa del orden, destacándose *Epitrix* sp. y *Diabrotica speciosa* por estar citadas en el inventario de Pando & Aguilar (2016) y Cruces *et al.*, (2016) junto a otras especies. La primera es considerada plaga ocasional o eventual al inicio del cultivo (Cruces *et al.*, 2016; Huamán Gavidia, 2018). *Epicauta atomaria* (Meloidae) es conocida vulgarmente como “bicho moro”. Dughetti (2015) señala que cambia

de alimentación durante su ciclo de vida, en estado de larva es zoófaga y en estado adulto es fitófaga, por lo que es común encontrarla alimentándose del follaje, tallos pequeños y los granos de las panojas. En el presente estudio, solo estuvo ausente durante la fase de ramificación.

Solo en la fase de grano lechoso se registra a *Acantocelides* sp. (Bruchidae) citada por Pando & Aguilar (2016) y Valoy *et al.*, (2011) mencionan una especie de Curculionidae. En el cultivo de quinoa, se recolectó una morfoespecie en la fase de grano lechoso y a *Apion* sp., en floración, seguramente alimentándose de los granos de polen. Dentro de la familia Coccinellidae, las especies más abundantes son *Eriopis connexa* e *Hippodamia convergens*, en menor cantidad se registra a *Scymnus* sp., *Harmonia axyridis* y *Hyperaspis festiva*; todas se destacan por ser depredadoras de pulgones, aunque también lo hacen de trips, psílidos, huevos y pequeñas larvas de lepidópteros, ninfas de cicadélidos y ácaros. Estas especies también fueron citadas por (Dughetti, 2015).

Dentro del orden Orthoptera se registra a Grillidae, Romaleidae y Tettigoniidae (principalmente ninfas) en las primeras cuatro fases del cultivo y se destaca Tettigoniidae por su abundancia en la fase de panojamiento. Dughetti (2015) cita a *Chromacris speciosa* (Romaleidae) atacando tallos, hojas y preferentemente a las panojas. Gryllidae fue observado en ramificación, floración y grano lechoso; Pando & Aguilar (2016) mencionan a *Gryllus assimilis* dañando las de plántulas.

Thysanoptera fue el orden más abundante en la ramificación, inicio de panojamiento, panojamiento y floración, con tres especies de Thripidae; *N. burungae*, de hábitos folívoros (Contreras & Zamar, 2010), *C. phaseoli*, folívora (Sosa *et al.*, 2017) y *F. schultzei* de hábitos antófilos y folívoros (Zamar, 2011); aunque, *N. burungae* fue dominante en primer orden. En la fase de floración los valores de abundancia y riqueza fueron los más elevados, con seis especies de Thripidae y una de Heterothripidae, pero la dominancia fue mantenida por *N. burungae* y *F. gemina*, con *F. schultzei* y *C. phaseoli* en cuarto y sexto orden. En las fases de grano lechoso y seco, las poblaciones de trips decrecieron, pero permanecieron en el grupo de las dominantes. Al presente no se reportan daños en la producción de quinua por Thysanoptera, pero se reconoce su presencia como plaga ocasional. Las únicas especies registradas también por otros autores (Dughetti, 2015; Zurita & Quiroz, 2015; Cruces *et al.*, 2016; Pando & Aguilar, 2016; Delgado *et al.*, 2020), son *T. tabaci* y *Frankliniella* sp. Quiroz Bermeo (2018) reporta a *Frankliniella* sp. como la especie más abundante sobre su cultivo en la fase de floración, grano lechoso y grano seco. Navarro (2018) menciona que los trips se

encuentran en abundancia en los meses de enero y febrero al interior de la panoja y observa una correlación positiva entre la presencia de trips y el color de la panoja, siendo más atraídos por panojas de colores claros, como las que produce la quinoa real, sembrada para este estudio. También se encontraron larvas de Tripidae, por lo que se deduce que podrían cumplir su ciclo de vida sobre *Chenopodium quinoa*.

El orden Lepidoptera estuvo presente en todas las etapas fenológicas, excepto en la floración y representado generalmente por larvas correspondientes a *Eurysacca*, género que incluye especies plaga clave del cultivo. Este lepidóptero, comúnmente conocido como “kcona kcona”, completa su ciclo de vida sobre las plantas de quinua (Campos *et al.*, 2012; Mamani Quispe, 2009; Delgado *et al.*, 2020; Cruces *et al.*, 2016). La abundancia no superó los 0,28 en las tres primeras fases del ciclo y decreció en grano lechoso y grano seco, con 0,04 y 0,27 de representatividad. Las larvas de la primera generación minan y se alimentan del parénquima de las hojas, pegan los nomófilos, brotes tiernos y destruyen inflorescencias en formación. En cambio, las larvas de la segunda generación destruyen inflorescencias formadas, granos lechosos, pastosos y maduros (Barrantes, 2016; Marca Cano, 2017; Huamán Gavidia, 2018), como quedó registrado en el estudio.

El orden Araneae estuvo incluido en el complejo de dominantes durante todo el ciclo del cultivo, con máximos en floración, grano lechoso y grano seco, resultado coincidente con las investigaciones de Quiroz Bermeo (2018).

Los órdenes menos abundantes y diversos fueron Mantodea, Dermaptera, Neuroptera y Entomobryomorpha, con una abundancia relativa menor al 0,06. Con respecto a los depredadores generalistas, las larvas de Chrysopidae sp. se hallaron en todos los muestreos excepto en el primero, coincidiendo completamente con lo registrado por Valoy *et al.*, (2011); Mantispidae solo en floración, Mantidae en ramificación, inicio de panojamiento, grano lechoso y grano seco y Forficulidae solo en inicio de panojamiento. Dughetti (2015) señala que los depredadores generalistas no distinguen si la presa es un insecto benéfico o fitófago, pero que contribuyen con la disminución de las plagas y forman parte del control biológico natural de este cultivo. Con respecto a Entomobryomorpha apareció en las dos últimas fases fenológicas.

En la **vegetación espontánea**, la riqueza de artrópodos mostró el mismo comportamiento que en el cultivo, pero las abundancias fueron menores, e incluso hubo un decrecimiento en la penúltima fecha de muestreo. Este desbalance es debido a la presencia principalmente de Thripidae-Aphididae; y en menor medida Miridae-Trioziidae. En general,

estos resultados fueron similares a los registrados por Pompozzi (2015) en cultivos de trigo agroecológico, donde se argumenta que puede existir una correlación negativa entre la densidad de insectos fitófagos y la diversidad de plantas, es decir, la diversidad estructural y la composición de una comunidad vegetal en la que se encuentra una asociación insecto-planta en particular, puede afectar la abundancia de los fitófagos.

La entomofauna benéfica y fitófaga de la vegetación espontánea adyacente al cultivo de quinoa ha sido poco estudiada. En la comunidad de Culli Culli Alto (La Paz, Bolivia) Quispe *et al.* (2013) señalan a Miridae como la más abundante seguida de Gellechidae, Chrysomellidae y Aphidae en menor abundancia. En el presente estudio, los órdenes mejor representados en la vegetación espontánea fueron Hemiptera, Hymenoptera, Coleoptera, Thysanoptera y Orthoptera.

La abundancia de Hemiptera fue fluctuando a lo largo de los muestreos con valores mínimos que no superaron los dos individuos en las tres primeras fechas, pero fueron superados en las tres últimas fechas del estudio, con valores comprendidos entre 5 y 10 individuos. Las especies/morfoespecies que aportaron a la dominancia fueron, las Cicadellidae *Bucephalogonia* sp. y *P. brasiliensis*, probablemente debido a que afectan gramíneas y otras plantas cultivadas y silvestres (Nault & Ammar, 1989 citado por Catalano, 2011), los áfidos, particularmente en la tercera fecha y nuevamente *Bucephalogonia* sp. y *P. brasiliensis* en la quinta fecha, para terminar con *T. chenopodii*, *Tryoza* sp. y Rhopalidae sp.1 como ocurrió en la quinoa. Es importante destacar que Lygaeidae se detectó únicamente en la vegetación espontánea. Dughetti (2015) aclara que el ropálido cosmopolita *Liorhyssus hyalinus* se alimenta de malezas especialmente de gramíneas. Además, señala que *Nysius simulans* (Lygaeidae) fue la plaga predominante en el cultivo. Es una especie polífaga, se reproduce y desarrolla en malezas de hoja ancha, tales como peludilla (*Gamochaeta* sp.), bolsa de pastor (*Capsella bursa pastoris*), nabo (*Brassica rapa*), nabo o colza (*Brassica napus*) y mostacilla (*Rapistrum rugosum*), estas especies son muy frecuentes en la vegetación espontánea de los valles templados de Jujuy.

El patrón de variación de la riqueza de Hymenoptera, fue similar al encontrado en la quinoa, aunque las abundancias fueron mucho menores y solo se destacaron como dominantes, dos morfoespecies de Formicidae en la tercera fecha de muestreo; Aphelinidae sp. 3 y Formicidae sp. 2, en la quinta fecha; Braconidae sp. 4 y Scelionidae sp. 2 en la última fecha del estudio.

Los lepidópteros estuvieron representados por la familia Gelechiidae, solo en la primera fecha de muestreo, probablemente porque entre las plantas de la vegetación espontánea se encuentran algunas Chenopodiaceae.

Entre los Coleoptera, las familias más diversas fueron Chrysomelidae, incluidas los géneros de *Diabrotica* y *Epitrix* registradas en la Q, incluso la última especie *Epitrix* sp. se halló en mayor cantidad, probablemente porque ataca plantas de la familia Solanaceae (Konstantinov & Vandenberg, 1996 citado por Cruces *et al.*, 2016) y a veces otras familias como Asteraceae, Fabaceae, Cucurbitaceae, Brassicaceae, Amaranthaceae, entre otras (Capinera, 2001; Sánchez & Vergara, 2002; citado por Cruces *et al.*, 2016). Entre las Coccinellidae, la única especie ausente, de las cinco identificadas en la Q, fue *H. axiridis*. Las dos especies de Lathridiidae, se encontraron entre las dominantes en la última fecha de muestreo. También se identificaron especímenes de Mordellidae, Nitidulidae y Phalacridae, frecuentes en la VE.

La dominancia de Thysanoptera fue marcada en las cuatro primeras fechas de muestreo en la VE, pero el elenco de especies fue diferente al del cultivo, excepto en la segunda fecha donde también se registró a *N. burungae*. El complejo de trips del sistema agrícola de la quinoa, se amplió con especies asociadas a gramíneas, abundantes en los bordes de las parcelas de quinoa como *F. frumenti*, *Arorathrips* sp., *Limothrips* sp.; típicas de asteráceas como las tres especies de *Haplothrips*, frecuentes en asteráceas; folívoras como *Leucothrips* sp.1 y *Leucothrips* sp.2 y *Echinothrips* sp. y depredadoras de otros trips, larvas minadoras y áfidos como *S. angustipennis* y Aeolothripidae sp., o *Karnyothrips* sp, géneros que poseen especies depredadoras facultativas (Cucchi, 2020). Además, fueron notables las abundancias de trips encontrados también en la quinoa como *C. phaseoli*, *F. schultzei*, *N. burungae*, mientras que, *F. gemina*, de hábitos antófilos fue dominante en las fechas coincidentes con la floración y grano lechoso del cultivo donde también alcanzó los mayores valores de abundancia. En la última fecha de muestreo, *F. schultzei* fue la única especie del grupo de artrópodos dominantes.

Los Orthoptera estuvieron representados por ninfas más que por adultos de Romaleidae y Tettigoniidae, con marcada preferencia por las dicotiledóneas, en especial, solanáceas. También atacan plantas silvestres como el duraznillo negro o palqui (*Cestrum parqui*) o cultivadas como la papa (*Solanum tuberosum*) Dughetti (2015).

Araneae se ubicó en la cima del segundo muestreo y en el último codominante con *T. chenopodii*, coincidiendo con Liljeström *et al.*, (2002) quienes encontraron que las áreas con

mayor diversidad vegetal y menor disturbio (vegetación espontánea en los márgenes del cultivo) exhibían la mayor diversidad y abundancia de arañas.

Las especies de Forficulidae (Dermaptera) vulgarmente conocidas como tijeretas estuvieron presentes en casi todas las fechas de muestreos, siendo más abundantes en la segunda fecha; estos ejercen su acción sobre larvas y pupas del suelo y en ocasiones pueden subir al follaje a buscar su alimento (Cruces *et al.*, 2016). Dentro de los depredadores generalistas hallados únicamente en vegetación espontánea, se reconocieron a las familias Cicindelidae y Berytidae.

Numerosos autores afirman que la heterogeneidad microespacial y vegetación natural alrededor de los cultivos, determina una mayor riqueza de especies hospederas de enemigos naturales, como un mayor número de refugio para la entomofauna nativa. También provee refugio para la hibernación, el ocultamiento y la reproducción de las especies depredadoras y un incremento de enemigos naturales. Por lo tanto, estos hábitats son de suma importancia para un control biológico más eficaz (Altieri & Nicholls, 2010; Montero, 2014; Nicholls & Altieri, 2002).

Diversidad beta

El Coeficiente de similitud de Sorensen obtenido (0,81) demuestra que existe una gran similitud entre la vegetación espontánea y el cultivo de quinoa, compartiendo 45 familias. Sin embargo, las diferencias se distinguen en la composición a nivel de especie/morfoespecie. Las familias fitófagas exclusivas de artrópodos presentes en el cultivo fueron Heterothripidae, Bruchidae (*Acanthocelides* sp.), Meloidae (*Epicauta atomaria*), Elateridae, Pentatomidae y las depredadoras Geocoridae, Reduviidae, Mantidae y Mantispidae (Cruces *et al.*, 2016); Bethylidae, Torymidae y Trichogrammatidae sobresalen por ser parasitoides; la primera y la tercera se utilizan para el control de plagas de lepidópteros en Argentina (Cucchi, 2020). Las familias exclusivas de la vegetación de borde fueron, entre las fitófagas, Phalacridae, Cydnidae, Lygaeidae, Psyllidae y Acrididae, y entre las depredadoras, Aeolothripidae, Cicindellidae y Berytidae. Los resultados obtenidos se encuadran con lo expresado por Marasas *et al.*, (2010) sobre la importancia que tienen los ambientes seminaturales o bordes de cultivos al favorecer el incremento de la diversidad en los agroecosistemas.

Grupos funcionales

El rol de la biodiversidad en los agroecosistemas ha sido revalorizado en los últimos años debido a los servicios ecológicos que brinda como, por ejemplo; ciclado de nutrientes, regulación biótica, control de plagas, polinización, etc. Estos servicios ecosistémicos derivan de los procesos ecológicos de los ecosistemas y están íntimamente relacionados con la biodiversidad funcional (Díaz *et al.*, 2007). En el presente estudio se clasificaron 12 grupos funcionales. En la Q los cinco grupos funcionales con mayor número de representantes son los succionadores de sabia, succionadores de contenido celular, depredadores, parasitoides y cortadores. Los primeros están integrados solo por el orden Hemiptera; los segundos por Thysanoptera; los terceros por Coleoptera, Hemiptera, Neuroptera, Mantodea, Dermaptera, Hymenoptera y Araneae; los parasitoides solo por Hymenoptera y los últimos por Coleoptera, Orthoptera y Lepidoptera. Los detritívoros, saprófagos y omnívoros se registraron en menor cantidad.

En todo el ciclo del cultivo se distinguió la dominancia de los fitófagos, acompañada de depredadores y parasitoides. La distribución de los primeros está relacionada directamente con los recursos que le provee la planta durante su desarrollo y crecimiento. Es por ello que los succionadores de contenido celular son los más abundantes en las primeras tres fases del cultivo y la floración. Según los registros de Dughetti (2015) y Cruces *et al.*, (2016), las especies fitófagas dañinas más importantes son las que se alimentan de todos los recursos que le provee la planta; hojas, tallos, yemas, panojas en formación, flores y granos, por ello los artrópodos que más se destacan son; *Eurysacca* sp., *Epicauta atomaria*, *Orthotylus* sp., *Trioza* sp., *Trioza chenopodii*, Aphididae y Rhopalidae. Según Ahumada Becker (2019) la quinoa tiene estrategias para sobrepasar la defoliación, quinoa es capaz de tolerar hasta un 60% de defoliación por *Trichoplusia ni* produciendo el mismo rendimiento, biomasa, índice de cosecha y altura que plantas sin defoliar, es decir no afecta parámetros cuantitativos. Incluso con un nivel de defoliación de 20% tiende a sobrecompensar.

La presencia de saprófagos, fungívoros y detritívoros en el agroecosistema es muy importante ya que favorecen el ciclado de nutrientes (Paleologos, 2016).

Pando & Aguilar (2016) señalan a Gryllidae como plaga en la primera etapa de la quinoa, pero en las siguientes se podría comportar como depredador de plagas, por ejemplo, de larvas epígeas u otros insectos.

Dentro de un agroecosistema el control biológico es fundamental para cualquier tipo de manejo agronómico e indispensable para el manejo agroecológico de plagas, éste se define como la represión de las plagas mediante sus enemigos naturales depredadores y parasitoides (Cisneros, 1995). Lang *et al.*, (1999) encontraron que las arañas eran capaces de reducir las poblaciones de cicadélidos, trips y áfidos en un cultivo de maíz. Además, matan muchas más presas de las que consume, una característica conocida como caza superflua o “wasteful killing” (Maupin & Riechert 2001).

En el cultivo de quínoa y la vegetación espontánea se registran parasitoides de huevo, estadios tempranos de larvas y larvas propiamente dichas. La superfamilia Chalcidoidea es la más utilizada para el control biológico de plagas, los únicos parasitoides idiobiontes exclusivos de huevos son Trichogrammatidae y Mymaridae. (Margaría, 2008). Las microavispa del género *Trichogramma* son el grupo de insectos más utilizado en control biológico de larvas de lepidóptera (Devotto & Salas, 2016), de hasta 250 especies de este orden, además puede parasitoidizar huevos de coleópteros, dípteros, hemípteros (chinchas), himenópteros y neurópteros. Cucchi (2020) destaca las principales especies de parasitoides nativos y presentes en Argentina, cita a: *Goniozus legneri* (Bethyidae), parasitoide de varios microlepidópteros, entre ellos *Pectinophora gossypiella* (Gelechiidae); *Conura fortidens* (Chalcidae) es parasitoide de larvas de *Oiketicus moyanoi*; *Dineulophus phthorimaeae* (Eulophidae) extoparasitoide de larvas de lepidópteros como *Tuta absoluta*, Cruces *et al.*, (2016) menciona a *Zagrammosoma multilineatum* parasitando moscas minadoras; *Dibrachys cavus* (Pteromalidae) parasitoide de larvas y pupas de lepidópteros, larvas de himenópteros, coleópteros y arañas; *Perissocentrus caridei* (Torymidae) parasitoidiza lepidópteros de gran tamaño atacando particularmente varias especies de “bichos del cesto” (*Oiketicus moyanoi*); *Aphidius platensis* (Aphelinidae) es endoparasitoide de ninfas y adultos de pulgones y Eupelmidae es un extoparasitoide polífago no tiene hospederos específicos.

Los parasitoides son a menudo los más eficientes en el control de los insectos plaga en los sistemas agrícolas. La conservación o preservación de estos controladores biológicos es una estrategia fundamental para la agricultura sostenible y el punto de partida en los programas del MIP. La conservación es importante para la regulación de plagas nativas, en especial, si se estimulan los mismos enemigos naturales que regulan a los herbívoros en su ambiente original. Para lograr el éxito del control biológico por conservación es necesario conocer cuáles son los enemigos naturales presentes en los cultivos, cuáles son las prácticas de cultivo que tienen un efecto marcado sobre las poblaciones de los mismos y a partir de ese

conocimiento, diseñar estrategias de manejo que den prioridad a las que tengan un impacto positivo (Pérez Consuegra, 2004).

Zamar *et al.*, (2018) mencionan que es necesario seguir explorando los agroecosistemas de la provincia de Jujuy para identificar especies con potencial para ser utilizadas como controladores biológicos y realizar estudios precisos sobre la biología y ecología de las mismas que permitan su utilización en campo.

5) CONCLUSIONES

Los resultados de esta tesis representan los primeros antecedentes sobre la riqueza, abundancia y diversidad funcional de los artrópodos presentes en el cultivo de quinoa y la vegetación espontánea en un sector de los valles templados de Jujuy.

En el estudio se logró la identificación 209 especies/morfoespecies (152 morfoespecies, 25 especies y 32 géneros), agrupados en la clase Insecta (64 familias y 9 ordenes) y con un representante la clase Collembola (Entomobryomorpha-Entomobryidae) y Araneae.

Las curvas de acumulación de especies de artrópodos asociadas al cultivo de quinoa *Chenopodium quinoa* y a la vegetación espontánea obtenidas mediante la aspiración, indicaron que el inventario fue adecuado.

Los ordenes Thysanoptera, Hemiptera Coleoptera, Araneae y Lepidoptera fueron los más abundantes y estuvieron presentes en casi todo el ciclo fenológico del cultivo, mientras que Orthoptera, Neuroptera, Dermaptera, Mantodea y Entomobryomorpha, fueron ocasionales y de escasa abundancia. A su vez, Thysanoptera y Hemiptera fueron los órdenes dominantes en la quinoa por abundancia y por diversidad fueron Hymenoptera y Hemiptera.

Las fases fenológicas de mayor abundancia y diversidad de artrópodos fueron las tres últimas coincidiendo con el desarrollo de la planta.

Se reconocieron varias especies consideradas plagas para la quinoa y se registraron varias familias y especies no citadas.

Las especies dañinas más importantes fueron las que se alimentaron de todos los recursos que les provee la planta y especialmente de los granos. Se destacan, *Epicauta atomaria*, *Orthotylus* sp., *Trioza chenopodii*, *Trioza* sp., *Eurysacca* sp., una morfoespecie de Rhopalidae y algunas especies Aphididae. Los trips se encontraron en grandes cantidades en las primeras cuatro fases del cultivo, mientras que los áfidos fueron los dominantes en las restantes, produciendo daños.

Se registraron 12 grupos funcionales siendo los fitófagos los más abundantes seguidos de los depredadores y parasitoides. Los detritívoros, saprófagos y omnívoros se encontraron en menor cantidad.

Se reconoció la presencia de enemigos naturales de los insectos fitófagos sobre la quinoa durante todas las fases fenológicas, siendo las arañas los depredadores generalistas más abundantes y los parasitoides el grupo más diverso.

Existe una gran similitud en la composición de artrópodos entre el cultivo de quinoa y la vegetación espontánea. En general, en la vegetación espontánea se registró una abundancia

menor de artrópodos y no se observó dominancia. La vegetación espontánea del borde aportó una mayor diversidad de artrópodos al agroecosistema.

6) PROYECCIONES

Continuar con la identificación de las morfoespecies reconocidas en el estudio.

Desarrollar investigaciones que tengan como objetivo analizar las fluctuaciones e incidencia de los fitófagos clave para diseñar planes de manejo agroecológicos adecuados a las condiciones ambientales de los valles templados de Jujuy donde se pretende ampliar las zonas productivas de la quínoa.

Promover investigaciones que permitan conocer la interacción precisa entre los hospedadores y sus parasitoides.

Poner a punto la cría masiva de los fitófagos clave, de sus parasitoides y depredadores con el fin de ser utilizados en investigaciones en el marco de proyectos de control biológico que sean utilizados en un futuro en los campos de los productores de la región.

Estudiar la entomofauna epígea del cultivo de quínoa con el fin de encontrar controladores biológicos de fauna dañina edáfica.

Brindar a los agricultores las herramientas biológicas para promover el manejo agroecológico de las plagas de la quínoa en los valles templados de Jujuy e impulsar la producción de alimentos más sanos, haciendo énfasis en la conservación y protección de la biodiversidad local.

7) BIBLIOGRAFÍA

- Ahumada Becker, M. I. 2019. Efectos de la defoliación causada por insectos mordedores (*Trichoplusia ni*) y de forma mecánica sobre parámetros cuantitativos y cualitativos del grano de quínoa (*Chenopodium quinoa*) Tesis de Magister. Pontificia Universidad Católica de Chile. Facultad de Agronomía e Ingeniería Forestal. Disponible en: <https://repositorio.uc.cl/xmlui/bitstream/handle/11534/26979/Tesis%20magister%20miahumada.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Alcázar Alba, M. D.; Belda Suarez, J. E.; Barranco Vega; Cabello García, T. 2002. Parasitoides de especies plaga en hortícolas de invernadero en Armenia. Prospección, incidencia e identificación. Colección: Agricultura. Serie: Sanidad Vegetal. Junta de Andalucía. Consejería de Agricultura y Pesca, 179 pp.
- Altieri, M. A. & Nicholls, C. 2010. Diseños agroecológicos para incrementar la diversidad de entomofauna benéfica en agroecosistemas. SOCLA. Medellín. Colombia, 83 pp.
- Barrantes, C. M. A. 2016. Cría en condiciones controladas de la polilla de la quínoa (*Eurysacca melanocampta*) y sus niveles de parasitismo natural en comunidades del Altiplano Centro y Norte. Tesis de grado. Universidad mayor de San Andrés. F. A, 107 pp. Disponible en: <https://repositorio.umsa.bo/bitstream/handle/123456789/10316/T-2301.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Barrionuevo, M. J.; Chalup, A. E.; Zamar, M. I. 2019. Lepidópteros asociados al cultivo de quínoa, *AgriScientia*, 36: 55-62. Disponible en: <https://core.ac.uk/download/pdf/334394136.pdf>
- Bazile, D.; Biaggi, M. C. & Jara, B. 2019. Cinco años después de la celebración del año internacional de la quinua. VII Congreso Mundial de la Quinua y otros granos andinos. Libro de resúmenes, 24 pp.
- Bernedo Gonzales, G. E. 2017. Determinación, ciclo biológico, parámetros biológicos y comportamiento de *Telenomus* sp. (Hymenoptera: Scelionidae) parasitoides de huevos de *Liorhysus hyalinus*. F (HEMIPTERA: RHOPALIDAE) "chinche de la quinua" en condiciones de laboratorio, 2015-2016, Tesis de grado Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa, Facultad de Ciencia Biológicas, 57 pp. Disponible en : <http://repositorio.unsa.edu.pe/bitstream/handle/UNSA/4357/Bibegoge.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Bertero, H. D.; de la Vega, A. J.; Correa, G, Jacobsen, S. E.; Mujica, A. 2004. Genotype and genotype-by-environment interaction effects for grain yield and grain size of quínoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) as revealed by pattern analysis of international multi-environment trials. *Field Crop Research* 89: 2-3, 299- 318.
- Blackman, R. L. & Eastop, V. F. 1984. Aphids on the world's crops: An Identification and information guide. British Museum Natural History, 466 pp.
- Bojanic, A. (2011). La Quinua: Cultivo milenario para contribuir a la seguridad alimentaria mundial. Oficina Regional para América Latina y el Caribe. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). Disponible en: <http://www.fao.org/3/aq287s/aq287s.pdf>.
- Booth, R. G.; Cox, M. L.; Madge, R. B. 1990. IIE Guides to on sects of importance to man. 3. Coleoptera. International Institute of Entomology. The Natural History Museum, 381 pp.
- Borror, D.; Triplehorn, Ch. A.; Johnson, N. F. 1989. An Introduction to the study of insects. Saunders College Publishing, Philadelphia.
- Braun Wilke, R.; Santos, E. E.; Picchetti, L. P.; Larran, M. T.; Guzmán, G. F.; Colarich, C. R.; Casoli, C. A. 2001. Carta de Aptitud Ambiental de la Provincia de Jujuy. Arte-Ciencia. Jujuy en el Presente. REUN. UNJu, 275 pp.

- Buitrago, L. G. 2000. El clima de la provincia de Jujuy. Cátedra de Climatología y Fenología Agrícolas. Facultad de Ciencias Agrarias. 2ª ed. Universidad Nacional de Jujuy, 41-44 pp.
- Cabrera, A. L. 1976. Regiones Fitogeográficas Argentinas. Enciclopedia Argentina de Agricultura y Jardinería, 2 (1). Editorial ACME. Buenos Aires, 85 pp.
- Cabrera, A. L. 1994. Enciclopedia Argentina de Agricultura y Jardinería. Regiones Fitogeográficas Argentinas. Editorial ACME. Buenos Aires. Tomo II. Fascículo 1, 85 pp.
- Campos, E.; Bravo, R.; Valdivia, R.; Soto, J. 2012. Plagas insectiles en áreas de intensificación de quinua en Puno. *CienciAgro*, 2(3), 379-390. Disponible en: <http://www.revistasbolivianas.org.bo/pdf/rca/v2n3/v2n3a06.pdf>
- Catalano, M. I. 2011. Cicadélidos vectores de fitoplasmas a cultivos de importancia económica en la Argentina. Sistemática y bioecología (Insecta-Auchenorrhyncha-Cicadellidae). Tesis doctoral, Universidad Nacional de La Plata, 134 pp. Disponible en: <https://core.ac.uk/download/pdf/187728327.pdf>
- Chao, A.; Colwell, R. K.; Lin, C. W.; Gotelli, N. J. 2009. Sufficient sampling for asymptotic minimum species richness estimators. *Ecology* 90 (4): 1125-1133.
- Chen, H.; Johnson, N. F.; Masner, L.; Zai-fu Xu. 2013. The genus *Macroteleia* Westwood (Hymenoptera, Platygasteridae s. l., Scelioninae) from China. *ZooKeys* 300: 1–98. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/241695060_The_genus_Macroteleia_Westwood_Hymenoptera_Platygasteridae_s_l_Scelioninae_from_China
- Cisneros, F. H. 1995. Control de Plagas Agrícolas. Segunda Edición. Lima -Peru, 320 pp.
- Cogliatti, M. & Heter, D. 2016. Perspectivas de producción de quinua en la región agrícola del centro de la provincia de Buenos Aires. BIOLAB–AZUL (UNCPBA - CICBA - CONICET). Disponible en: https://digital.cic.gba.gov.ar/bitstream/handle/11746/6289/11746_6289.pdf-PDFA%201%20B.pdf-PDFA.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Colwell, R. K. 2013. EstimateS: Statistical estimation of species richness and shared species from sample. Versión 9.
- Commonwealth Scientific and Industrial Research Organisation (Division Entomology). 1991. The Insects of Australia. A textbook for students and research workers. Cornell University Press, Ithaca, New York. I: 1-542. II: 543-1137.
- Contreras, E. F.; Zamar, M. I. 2010. Descripción morfológica de los estados adultos e inmaduros de *Neohydathrips denigratus* (De Santis) (Thysanoptera: Thripidae)”. *Neotropical Entomology*, 39 (3): 384-390.
- Córdova-Tapia, F. & Zambrano, L. 2015. La diversidad funcional en la ecología de comunidades Ecosistemas 24 (3): 78-87.
- Cruces, L. M., Callohuari, Y. & Carrera, C. 2016. Quinua manejo integrado de plagas, estrategias en el cultivo de la quinua para fortalecer el sistema agroalimentario en la zona andina. Santiago: Organización de las naciones unidas para la alimentación de la agricultura FAO, 198 pp. Disponible en: <http://www.fao.org/3/i6038s/i6038s.pdf>
- Cucchi, N. J. 2020. Agricultura sin plaguicidas sintéticos: manejo agroecológico de plagas en cultivos argentinos. Ediciones INTA, 900 pp. Disponible en: https://inta.gov.ar/sites/default/files/inta_agricultura_sin_plaguicidas_sinteticos.pdf
- De la Fuente Freire, J. A. 1994. Zoología de artrópodos. Interamericana, Mac Graw-Hill, 805 pp.

Delgado, P.; Goyzueta, W.; Castro, J.; Loza, A.; Chura, E. 2020. Manual técnico: Plagas de la quinua, manejo integrado para agricultura sostenible y resiliente. Instituto Nacional de Innovación Agraria. ISBN: 978-9972-44-060-1, 92 pp. Disponible en: <http://repositorio.inia.gob.pe/handle/inia/1140>

Devotto, L. & Salas, C. 2016. Estado de la tecnología en Chile Control biológico de polillas-plaga con parasitoides de huevos. INIA. Informativo 132.

Dughetti, A. C. 2015. Plagas de la quinua y sus enemigos naturales en el valle inferior del Río Colorado, Buenos Aires, Argentina. Ediciones INTA .EEA INTA Hilario Ascasubi, 63 pp. Disponible en: https://inta.gob.ar/sites/default/files/inta_hilario_ascasubi-manual-plagas-quinua-vbrc-2015.pdf

Dughetti, A.C.; Martínez J. J.; Aquino D.; Zárate, A.O. 2013. Presencia de microhimenópteros parasitoides en lepidópteros que atacan a la quinua (*Chenopodium quinoa* Will.), en la zona de riego del sur bonaerense, Argentina. Acta Zoológica Lilloana, Suplemento, Resúmenes de la V Reunión Argentina de Parasitoidólogos, 18 al 20/09/2013. Fundación Miguel Lillo, Vol. 57: 53-55.

EstimateS: Statistical Estimation of Species Richness and Shared Species from Samples. <http://viceroy.eeb.uconn.edu/estimates>.

Geronazzo, A. & Alvarez, S. 2017. Quínoa. Manejo agroecológico en Quebrada y Puna. Complejo Quinua Jujuy-CEDAF, FCA: 39. Disponible en: [http://www.cedaf.fca.unju.edu.ar/assets/cartilla---quinua---manegro-agroecologico-en-quebrada-y-puna-\(online\).pdf](http://www.cedaf.fca.unju.edu.ar/assets/cartilla---quinua---manegro-agroecologico-en-quebrada-y-puna-(online).pdf)

Golsberg, C. 2013. Organización de la agricultura familiar en el noroeste de Argentina para la producción de quinua. En: Ciencia y Tecnología de los Cultivos Industriales: Quinua, 3 (5): 25-31. Disponible en: https://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-inta-revista-ciencia-y-tecnologa-de-los-cultivos-indu_4.pdf.

Golsberg, C.; Orcasitas E.; Chauque, J. G.; Daza, R. 2010. La quinua en la región del noroeste argentino. Reconstrucción del conocimiento del cultivo y revalorización cultural y alimenticia. En: Resúmenes III Congreso Mundial de la Quinua, Bolivia. Disponible en: https://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-inta_ipaf_noa_-_la_quinua_en_la_regin_del_noroeste_ar.pdf

Goulet, H.; Huber, J. T. 1993. Hymenoptera of the world: An identification guide to families. I. Research Branch, Agriculture Canada, Publication 1894/E, 668 pp.

Huamán Gavidia, J. E. 2018. Ocurrencia estacional de insectos plaga y sus enemigos naturales en tres variedades de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd) en Lajas, Chota. Tesis de grado. Universidad Nacional de Cajamarca. F.C.A. Disponible en: [Huamán Gavidia, J. E. \(2018\)](#).

Jiménez-Valverde, A. & J. Hortal. 2003. Las curvas de acumulación de especies y la necesidad de evaluar la calidad de los inventarios biológicos. Revista Ibérica de Aracnología, Sección Artículos y Notas 8: 151-161.

Lang A.; Filser J.; Henschel J. R. 1999. Predation by ground beetles and wolf spiders on herbivorous insects in a maize crop. Agriculture, Ecosystem & Environment, 72:189-199.

Liljesthröm, G.; Minervino E.; Castro D.; González A. 2002. La comunidad de arañas del cultivo de soja en la provincia de Buenos Aires, Argentina. *Neotropical Entomology*, 31(2): 197-210. Disponible en: <https://www.scielo.br/pdf/ne/v31n2/a05v31n2.pdf>

Mamani Quispe, J. R. 2009. Evaluar la dinámica poblacional de la polilla de la quinua (*Eurysacca melanocampta* Meyrick) y complejo ticona en cuatro variedades de quinua en la comunidad

Chinchaya del Departamento de La Paz (No. CIDAB-T-SB191. Q2-M35e). Universidad Mayor de San Andrés, La Paz (Bolivia). Facultad de Agronomía.

Marasas, M. E.; Sarandón, S. & Cicchino, A. C. 2010. Seminatural habitats and field margins in a typical agroecosystem of the Argentinean Pampas as a reservoir of carabid beetles. *Journal Sustainability Agriculture*, 34 (2): 153-168.

Marca Cano, S. R. 2017. Control con biocidas (capsaicinoides y glucosinolatos) del *Eurysacca melanocampta* en *Chenopodium quinoa* (quinua) y del *Pemphigus populitransversus* en *Lepidium meyenii* (maca), 86 pp. Disponible en: <http://repositorio.uncp.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12894/4575/Marca%20C..pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Margaría, C. B. 2008. Microhimenópteros parasitoides de huevos de insectos y arañas: estudio sistemático y biológico de potenciales agentes de control integrado de plagas. Tesis doctoral, Universidad Nacional de La Plata. Facultad de Ciencias Naturales y Museo. Disponible en: [Margaría, C.B. 2008](#)

Margaría, C.; Buhl, P.; Aquino, D.; Ricci, E. 2018. Avispa parasitoide *Inostemma striaticornu* Buhl (Hymenoptera: Platygasteridae) en cultivos de pimiento en Argentina. *Acta Zoológica Lilloana*, 62(1), 42-46. Recuperado a partir de <http://www.lillo.org.ar/journals/index.php/acta-zoologica-lilloana/article/view/v62n1a05>

Martella, M. B.; Trumper, E. V.; Bellis, L. M.; Renison, D.; Giordano, P. F.; Bazzano, G.; Gleiser, R. M. 2012. Manual de Ecología. Poblaciones: Introducción a las técnicas para el estudio de las poblaciones silvestres. REDUCA (Biología): 5(1).

Maupin, J. & Riechert S. 2001. Superfluous killing in spiders: a consequence of adaptation to food-limited environments? *Behavioral Ecology*, 12(5): 569-576.

Montero, G. A. 2014. In book: Ecología de las interacciones entre malezas y artrópodos. Malezas e Invasoras de la Argentina: ecología y manejo. Chapter X: Ecología de las interacciones entre malezas y artrópodos. Edition: 1ra. Editorial. Universidad Nacional del Rosario. Zavalla. Santa Fe, 267-305 pp.

Moreno, C. E. 2001. Métodos para medir la biodiversidad. Volumen 1. Manuales y Tesis. Sociedad Entomológica Aragonesa. Zaragoza, España, 84 pp.

Moreno, C. E.; G. Halfpiter. 2000. Assessing the completeness of bat biodiversity inventories using species accumulation curves. *Journal of Applied Ecology* 37:149-158.

Mound, L. A.; Kibby, G. 1998. Thysanoptera an Identification Guide. Second Edition. CAB International, 70 pp.

Navarro, P. D. 2018. Principales plagas observadas en quinua (*Chenopodium quinoa* Willd). Temuco: Informativo INIA Carillanca. N° 101. Disponible en: <https://biblioteca.inia.cl/bitstream/handle/123456789/4829/NR40894.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Neder de Román, L. E.; Arce de Hamity, M. G. 2001. Biodiversidad y accionar de la entomofauna relacionada a cultivos de quinua y amarantos en la Prepuna jujeña (Argentina). Resúmenes Décimo Congreso Internacional, 5 pp.

Neder, L. E.; Zamar, M.; Hamity, V. C.; Contreras, E. F.; Sanchez, C. H.; Linares, M. A. y Ortiz, F. 2012. Entomofauna asociada a *Chenopodium quinoa* Willd. En la provincia de Jujuy. XVI Jornadas Fitosanitarias Argentinas, Potrero de Funes, San Luis, 3 al 5/10/12. Libro de Resúmenes. Zoología Agrícola, 265 pp.

Nicholls, C. & Altieri, M. 2002. Biodiversidad y diseño agroecológico: un estudio de caso del manejo de plagas en viñedos. *Manejo Integrado de Plagas y Agroecológica*. Costa Rica, 65: 50-64 pp.

Paleologos, M. F.; Iermanó, M. J.; Blandi, M. L.; Sarandón, S. J. 2017. Las relaciones ecológicas: un aspecto central en el rediseño de agroecosistemas sustentables, a partir de la Agroecología. *Redes* (St. Cruz Sul, Online), 22(2), 92-115. Disponible en:

https://ri.conicet.gov.ar/bitstream/handle/11336/41191/CONICET_Digital_Nro.3a9f8ecf-61d3-4669-9a70-15d286ad8cf4_A.pdf?sequence=2&isAllowed=y

Pando, L. & Aguilar, E. 2016. Guía de cultivo de la quinua. Universidad Nacional Agraria La Molina, Programa de Investigación y Proyección Social de Cereales y Granos Nativos, 121 pp. Disponible en: <http://www.fao.org/3/i5374s/i5374s.pdf>

Pérez Consuegra, N. 2004. Manejo ecológico de plagas. Centro de Estudios de Desarrollo Agrario y Rural. Universidad Agraria de La Habana. San José, La Habana, Cuba. 292 pp. Disponible en: [Pérez Consuegra, N. 2004](#)

Petchey, O. L. & Gaston, K. J., 2006. Functional diversity: back to basics and looking forward. *Ecology Letters*, 9: 741–758.

Plan de Ordenamiento Predial Severino (POP). 2012. Del Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Jujuy. Secretaria de Gestión Ambiental. Jujuy. Inédito.

Pompozzi, G. 2015. Estudio de la diversidad de arañas (araneae) en cultivos invernales de la provincia de Buenos Aires y su importancia como enemigos naturales de insectos plaga. Tesis doctoral. Disponible en:

<http://repositoriodigital.uns.edu.ar/bitstream/123456789/2371/1/TESIS%20POMPOZZI.pdf>

Quiroz Bermeo, J. J. 2018. Dinámica poblacional de insectos plaga del cultivo de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd), en el centro productivo agrícola F.A UNP – 2014 – valle medio Piura distrito de Castilla. Tesis de grado. Universidad nacional de Piura. F.A. Disponible en:

<http://repositorio.unp.edu.pe/bitstream/handle/UNP/1294/AGR-QUI-BER-17.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Quispe, R.; Saravia, R.; Barrantes, M. 2014. Complejo de parasitoides asociado a la polilla de la quinua - Plaga clave del cultivo en el Altiplano Boliviano. *Revista de agricultura (Boliviana)* 54:36-45. Disponible en:

https://www.proinpa.org/publico/Revista_agricultura_espanol/files/res/downloads/download_0037.pdf

Quispe, R.; Tangara, E.; Pinto, M.; Rojas, W.; Jacobsen, S. 2013. Entomofauna benéfica asociada a malezas adyacentes al cultivo de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) en el Altiplano Central de Bolivia. Congreso científico de la quínoa, 407 pp. Disponible en:

<http://repiica.iica.int/docs/B3332E/B3332E.PDF>

Remaudiere, G.; Seco Fernández, M. V. 1990. Claves de pulgones alados de la región Mediterránea. Universidad de León, España, vol 1:110 pp, vol 2: 205 pp.

Rengifo-Correa, L. A.; González, R. 2011. Clave ilustrada para la identificación de las familias de Pentatomorpha (Hemiptera - Heteroptera) de distribución neotropical. *Boletín Científico, Museo de Historia Natural* 15 (1): 168-187.

Richard, O. W.; Davies, R. G. 1984. Tratado de Entomología Imms. Clasificación y Biología. Ed. Omega, 998 pp.

- Risi, J. C.; Galwey N. W. 1989. The pattern of genetic diversity in the Andean grain crop quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). II. Multivariate methods. *Euphytica* 41: 135-145.
- Rivas, J. C. 2013. Avances en el cultivo de quínoa en el sur de Argentina. Boletín Técnico N° 18. Ediciones INTA. EEA Hilario Ascasubi, 24 pp. Disponible en: https://inta.gob.ar/sites/default/files/inta_h_ascasubi-avances_quinoa.sur_argentina.2013.pdf
- Rivas, J. C. 2018. Manejo del cultivo de quínoa *Chenopodium quinoa* Willd. en el Sur de Buenos Aires. Época de siembra, cultivares; distanciamiento entre hileras y densidad de siembra. Ediciones INTA EEA Hilario Ascasubi, 20 pp. Disponible en: https://inta.gob.ar/sites/default/files/pdf_quinoa-18_rivas.pdf
- Samways, M. J.; McGeoch, M. A., y New, T. R. 2010. Insect conservation: a handbook of approaches and methods. Oxford University Press. New York. United States, 441 pp.
- Saravia, R.; Quispe, R. y Crespo, L. 2014a. Lepidópteros asociados al cultivo de la quinua en el Altiplano Boliviano: Actualización taxonómica. *Revista de Agricultura*, 54:19-28.
- Saravia, R.; Quispe, R.; Vilca, M.; Lino, V. 2014b. Complejo noctuideo. En: Saravia, L.; Plata, G; Gandarillas, A. (Editores). Las plagas y enfermedades del cultivo de quinoa. Cap. 3.1. Fundación PROINPA.
- Sosa, M. R.; Zamar, M. I.; Torrejón, S. E. 2017. Ciclo de vida y reproducción de *Caliothrips phaseoli* (Hood) Thysanoptera: Thripidae) sobre plantas fabáceas y solanáceas. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 76 (3-4): 1-6, 2017. ISSN: 1851-7471.
- Toro, S. I.; Luna, M. P. E.; Gutiérrez, J.L.; Lozano, A. G. B.; Cadengo, J. J. B.; Gaona, E. G. 2014. Bracónidos presentes en el cultivo de Chile en zacatecas. *Entomología Mexicana*, 1: 300 – 303
- Urta, F. 2016. Cuando llueve, los insectos no sólo se mojan. Museo Nacional de Historia Natural. Disponible en: <https://www.mnhn.gob.cl/613/w3-article-56028.html?noredirect=1>
- Valoy, M. E.; Bruno, M. A.; Prado, F. E.; González, J. A. 2011. Insectos asociados a un cultivo de quinoa en Amaicha del Valle, Tucumán, Argentina. *Acta zoológica lilloana*, 55 (1): 16-22.
- Villarreal, H.; Álvarez, M.; Córdoba, S.; Escobar, F.; Fagua, G.; Gast, F.; Mendoza, H.; Ospina, M.; Umaña, A. M. (eds). 2006. Manual de métodos para el desarrollo de inventarios de biodiversidad. Segunda edición. Programa de Inventarios de Biodiversidad. Bogotá, Colombia: Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt.
- Vite-Silva, V. D.; Ramírez-Bautista, A.; Hernández-Salinas, U. 2010. Diversidad de anfibios y reptiles de la Reserva de la Biosfera Barranca de Metztitlán, Hidalgo, México. *Revista mexicana de biodiversidad*, 81(2), 473-485.
- Wharton, R. A.; P. M. Marsh; M. J. Sharkey. 1998. Manual of the New World Genera of the Family Braconidae (Hymenoptera). The International Society of Hymenopterists. Special Publications No. 1, 439 pp.
- Whittaker R. H. 1965. Dominance and diversity in land plant communities. *Science* 147: 250–260.
- Wilson H. D. 1990. Quinoa and Relatives. *Economy Botany* 44: 92 – 110.
- Zamar, M. I. 2011. La diversidad de thrips del Cono Sur. El caso de las zonas áridas en Jujuy, Argentina”. *Métodos en Ecología & Sistemática* 6 (3): 71-88.

Zamar, M. I.; Alejo, G. B.; Fernanda, E.; Barrionuevo, M. J.; Rodríguez, S. O. 2018. El potencial de los artrópodos como controladores de malezas y plagas de cultivos de la provincia de Jujuy. por la integración regional. De los seminarios al Consejo de Rectores, 99 pp.

Zurita, A. & Quiroz, C. 2015. Plagas y enfermedades en el cultivo de quínoa. Boletín INIA-Instituto de Investigaciones Agropecuarias. Cap. 7:87-103. Disponible en:
<https://biblioteca.inia.cl/bitstream/handle/123456789/6727/NR41416.pdf?sequence=1&isAllowed=y#page=89>

8) ANEXO

Tabla 4. Análisis del suelo (composición química y granulométrica) de las muestras tomadas en el área experimental, del Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).

Análisis granulométrico	
Arcilla 30 %	30%
Limo 20 %	20%
Arena 50 %	50%
Clase textural USDA	FoA
Reaccion del suelo	
pH	6.83
Nutrientes del suelo de Severino-Jujuy	
Materia organica %	2.24
Carbonato organico %	1.29
Nitrogeno total %	0.12
Relacion C/N	11
Fosforo extractable (mg.kg ⁻¹)	4
Potasio disponible (mg.kg ⁻¹)	421
Cationes de intercambio	
Calcio (cmol ⁽⁺⁾ .kg ⁻¹)	10.92
Magnesio (cmol ⁽⁺⁾ .kg ⁻¹)	4.92
Sodio (cmol ⁽⁺⁾ .kg ⁻¹)	0.62
Potasio (cmol ⁽⁺⁾ .kg ⁻¹)	1.08
Resultado: Valores de Fosforo obtenidos bajos.	

Tabla 5. Identificación, riqueza y abundancia por órdenes de los artrópodos presentes en las diferentes fases fenológicas del cultivo de quinoa en el período octubre 2017 a febrero 2018 en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy). Grupos funcionales de los artrópodos y comparación con otros autores Dughetti (2015); Valoy *et al.*, (2011) y Cruces *et al.*, (2016). Referencias: GF: Grupo funcional; Ra: ramificación, In.Pa: inicio de panojamiento, Pa: panojamiento, Fl: floración, G.L: grano lechoso, G.S: grano seco; SSC: succionador de contenido celular; SS: succionador de sabia; C: cortador; G: granívoro; M: minador; A: antófilo; D: depredador; P: parasitoide; DT: detritívoro; S: saprófago; F: fungívoro; O: omnívoro; IND: indeterminado; DUG: Dughetti (2015); VAL: Valoy (2011); FAO: Cruces *et al.*, (2016); 1) *Haplothrips (Trybomiella) fiebrigi*; 2) *Frankliniella sp.*; 3) *Frankliniella tuberosi*; 4) *Acanthoscelides sp.*(Curculionidae); 5) *Epitrix subcrinita*; 6) *Epitrix yanazara*; 7) *Orius insidiosus*; 8) *Orios tristicolor*; 9) *Aphis craccivora*; 10) *Aphis gossypii*; 11) *Macrosiphum euphorbiae*; 12) *Myzus persicae*; 13) *Anacuerna centrolinea*; 14) *Bergalia sp.*; 15) *Borogonalia impressifrons*; 16) *Paratanus sp.*; 17) *Nysius simulans*; 18) *Orthotylus flavosparsus*; 19) *Dagbertus sp.*; 20) *Nezara viridula*; 21) *Thyanta patruelis*; 22) *Thyanta aeruginosa*; 23) *Liorhyssus hyalinus*; 24) *Xenogenus picturatum*; 25) *Apanteles sp.*; 26) *Copidosoma sp.*; 27) *Eurysacca media*; 28) *Eurysacca sp.*; 29) *Eurysacca melanocampta*; 30) *Eurysacca quinoae*; 31) *Dichroplus maculipennis*; 32) *Rhammatocerus pictus*; 33) *Gryllus assimilis*; 34) *Chromacris speciosa*; 35) *Labidura riparia*.

En color se indican: Singltons; Doubletons; especies en común con otros autores; especie/mormoespecie presente solamente en la VE.

ORDEN	FAMILIA	SP/MORFOESPECIE	Ra	In.Pa	Pa	Fl	G.L	G.S	VE	G.F	DUG	VAL	FAO	
T H Y S A N O P T E R A	Heterothripidae	<i>Heterothrips</i> sp.				X	X			SCC				
	Aeolothripidae	<i>Aeolothripidae</i> sp.							✓	SCC				
			<i>Stomatothrips angustipennis</i> Hood							✓	SCC			
			<i>Haplothrips gowdeyi</i>							✓	SCC			
			<i>Haplothrips</i> sp.1							✓	SCC	1		1
			<i>Haplothrips</i> sp.2							✓	SCC			
			<i>Karnyothrips</i> sp.						X	✓	SCC			
			<i>Arorathrips mexicanus</i>				X	X	X	✓	SCC			
			<i>Arorathrips</i> sp.							✓	SCC			
			<i>Arorathrips texanus</i> (Andre)						X	✓	SCC			
			<i>Caliothrips phaseoli</i> (Hood)	X	X	X	X	X	X	✓	SCC			
			<i>Echinothrips</i> sp.							✓	SCC			
			<i>Frankliniella australis</i>						X	✓	SCC			2
			<i>Frankliniella frumenti</i> Moulton			X				✓	SCC			3
			<i>Frankliniella gemina</i> Moulton			X	X	X	X	✓	SCC			
			<i>Frankliniella schultzei</i> (Trybom)	X	X	X	X	X	X	✓	SCC			
			<i>Leucothrips piercei</i> (Morgan)			X	X	X		✓	SCC			
			<i>Leucothrips</i> sp.1							✓	SCC			
			<i>Leucothrips</i> sp.2							✓	SCC			
			<i>Limothrips</i> sp.							✓	SCC			
			<i>Microcephalothrips abdominalis</i>						X		SCC			
			<i>Neohydatothrips burungae</i> (Hood)	X	X	X	X	X	X	✓	SCC			
			<i>Thripidae</i> sp.						X		SCC			
			<i>Thrips tabaci</i> Linderman				X	X		✓	SCC			
			Larvas de Thripidae			X	X	X	X	✓	SCC			
			ABUNDANCIA	493	89	541	971	442	163	547				
		RIQUEZA	3	3	6	8	8	10	21					

Continuacion de tabla 5.

ORDEN	FAMILIA	SP/MORFOESPECIE	Ra	In.Pa	Pa	Fl	G.L	G.S	VE	G.F	DUG	VAL	FAO	
C O L E O P T E R A	Anthicidae	Anthicidae sp.1			X					O				
		Anthicidae sp.2			X				✓	O				
	Bruchidae	Bruchidae sp.1					X				G			
		<i>Acanthoscelides</i> sp.					X				G		4	
		Bruchidae sp.3				X					G			
	Chrysomelidae	<i>Diabrotica speciosa</i> (Germar)	X	X	X		X			✓	C-G			
		<i>Diabrotica</i> sp.1	X				X			✓	C-G			
		<i>Diabrotica</i> sp.2					X		X	✓	C-G			
		<i>Diabrotica</i> sp.3	X		X	X	X			✓	C-G			
		<i>Epitrix</i> sp.	X			X	X	X	✓	C			5,6	
		Chrysomelidae sp.1		X	X	X	X	X	✓	C				
		Chrysomelidae sp.2	X							✓	C			
		Chrysomelidae sp.4						X			C			
		Chrysomelidae sp.6							X	✓	C			
		Chrysomelidae sp.7			X	X	X	X	✓	C				
		Chrysomelidae sp.8								✓	C			
		Chrysomelidae sp.11						X		✓	C			
		Chrysomelidae sp.12					X			✓	C			
		Chrysomelidae sp.13								✓	C			
	Chrysomelidae sp.14								✓	C				
	Cicindelidae	Cicindelidae sp.1								✓	D			
	Coccinellidae	<i>Scymnus</i> sp.	X						X	✓	D			
		<i>Eriopis connexa</i> (Germar)	X	X	X					✓	D			
		<i>Harmonia axyridis</i> (Pallas)						X			D			
		<i>Hyperaspis festiva</i> (Mulsant)							X	✓	D			
		<i>Hippodamia convergens</i> (Guérin-Méneville)	X	X		X	X	X	✓	D				
	Curculionidae	Curculionidae sp.1						X			G			
		<i>Apion</i> sp.					X			✓	A			
	Elateridae	<i>Conoderus</i> sp.							X		C			
	Lathridiidae	Lathridiidae sp.1				X	X	X	X	✓	DT-SA			
		Lathridiidae sp.2							X	✓	DT-SA			
	Meloidae	<i>Epicauta atomaria</i> (Germar)		X	X	X	X	X			C-G			
Mordellidae	Mordellidae sp.1				X		X			A				
	Mordellidae sp.2								✓	A				
Nitidulidae	Nitidulidae sp.				X				✓	O				
Phalacridae	Phalacridae sp.								✓	A-F				
		Larva de Coccinellidae					X	X	✓	D				
		ABUNDANCIA	22	29	25	40	76	101	169					
		RIQUEZA	8	5	8	12	16	12	25					

Continuacion de tabla 5.

ORDEN	FAMILIA	SP/MORFOESPECIE	Ra	In.Pa	Pa	Fl	G.L	G.S	VE	G.F	DUG	VAL	FAO	
H E M I P T E R A	Anthocoridae	<i>Orius</i> sp.		X	X	X	X	X	✓	D	7		7,8	
		Anthocoridae sp.3					X			D				
	Berytidae	Berytidae sp.							✓	D-SS				
	Aphididae	Aphididae sp.1	X		X	X	X			✓	SS	9		9
		Aphididae sp.2	X		X	X	X	X		✓	SS			10
		Aphididae sp.3			X	X				✓	SS			11
		Aphididae sp.4				X					SS	12		12
		Aphididae sp.5			X	X	X			✓	SS			
		Aphididae sp.6				X	X			✓	SS			
		Aphididae sp.7				X				✓	SS			
		Aphididae sp.8								✓	SS			
	Cicadellidae	<i>Agalliana ensigera</i> Oman		X							SS			
		Agallini sp.1	X	X							SS			
		Agallini sp.2		X		X	X				SS			
		<i>Macugonalia leucomelas</i> (F.Walker)			X						SS			
		<i>Empoasca</i> sp.			X	X					SS			
		<i>Bucephalogonia</i> sp.					X			✓	SS			
		<i>Diedrocephala bimaculata</i> (Gmelin)								✓	SS			
		<i>Protalebrella brasiliensis</i> (Baker)								✓	SS			
		Typhlocybinae sp.		X		X				✓	SS			
		Cicadellidae sp.4								✓	SS			13
		Cicadellidae sp.6				X				✓	SS			14
		Cicadellidae sp.7		X							SS			15
		Cicadellidae sp.10				X					SS			16
		Cicadellidae sp.11				X					SS			
		Cicadellidae sp.15					X				SS			
		Cicadellidae sp.16					X			✓	SS			
		Cicadellidae sp.17					X	X			SS			
		Cicadellidae sp.18						X		✓	SS			
		Cicadellidae sp.19						X			SS			
		Deltocephalinae sp.1	X	X		X	X			✓	SS			
	Deltocephalinae sp.2								✓	SS				
	Deltocephalinae sp.3								✓	SS				
	Cixiidae	Cixiidae sp.	X				X		✓	SS				
	Cydnidae	Cydnidae sp.							✓	SS				
	Delphacidae	Delphacidae sp.1	X						✓	SS				
		Delphacidae sp.2			X				✓	SS				
	Derbidae	Derbidae sp.1				X			✓	SS				
	Geocoridae	Geocoridae sp.		X						D				
	Kinnariidae	Kinnariidae sp.						X	✓	SS				
Lygaeidae	Lygaeidae sp.1							✓	SS	17		17		
	Lygaeidae sp.2							✓	SS					
Membracidae	Membracidae sp.1		X		X					SS				
	Membracidae sp.2							✓	SS					

Continuacion de tabla 5.

ORDEN	FAMILIA	SP/MORFOESPECIE	Ra	In.Pa	Pa	Fl	G.L	G.S	VE	G.F	DUG	VAL	FAO	
H E M I P T E R A	Miridae	<i>Orthotylus</i> sp.	X	X	X	X	X	X	✓	SS-G	18		18	
		Miridae sp.2		X		X	X		✓	D-SS			19	
		<i>Aspidobothrys</i> sp.1			X	X					D-SS			
		<i>Aspidobothrys</i> sp.2			X						D-SS			
		Miridae sp.5					X	X	✓	D-SS				
		Miridae sp.6				X			✓	D-SS				
		Miridae sp.7						X		D-SS				
		Miridae sp.8						X		D-SS				
	Pentatomidae	<i>Dichelops furcatus</i> (Fabricius)	X								SS			
		Pentatomidae sp.3			X	X			X		SS	20		20
		Pentatomidae sp.4					X				SS	21,22		21,22
	Psyllidae	Psyllidae sp.							✓	SS				
	Reduviidae	Ectrichiinae sp.							X		D			
		Reduviidae sp.							X		D			
	Rhopalidae	Rhopalidae sp.1	X	X	X	X	X	X	✓	SS-G	23		23	
		Rhopalidae sp.2	X								SS-G	24		24
		Rhopalidae sp.3							✓	SS				
	Rhyparochromidae	Rhyparochromidae sp.					X		✓	G				
	Triozidae	<i>Triozia chenopodii</i> Reuter		X	X	X	X	X	✓	SS-G				
		<i>Triozia</i> sp.2			X	X	X	X	✓	SS-G				
		Ninfa de Hemiptera			X	X			X		SS			
		Ninfa de Auchenorrhyncha	X		X				X	✓	SS			
		Ninfa de Heteroptera		X	X	X	X	X	✓	SS				
ABUNDANCIA			41	39	237	875	1516	1514	402					
RIQUEZA			10	13	15	24	22	16	39					
H Y M E N O P T E R A	Aphelinidae	Aphelinidae sp.1			X	X		X		P				
		Aphelinidae sp.2							✓	P				
		Aphelinidae sp.3								✓	P			
		Aphelinidae sp.4								✓	P			
	Apidae	Apidae sp.				X			✓	A				
	Bethylidae	Bethylidae sp.	X							P				
	Braconidae	<i>Leiophron</i> sp.			X	X	X				P			
		<i>Meteorus</i> sp.			X	X	X		✓	P				
		Braconidae sp.2	X	X	X	X	X		✓	P	25		25	
		Braconidae sp.3	X						✓	P				
		Braconidae sp.4	X			X	X	X	✓	P				
		Braconidae sp.5		X							P			
		Braconidae sp.6		X					✓	P				
		Braconidae sp.7							✓	P				
	Braconidae sp.8							✓	P					
	Ceraphronidae	Ceraphronidae sp.	X			X	X		✓	P				
	Chalcididae	Chalcididae sp.				X			✓	P				
	Encyrtidae	Encyrtidae sp.1	X		X	X	X	X		P	26	26	26	
		Encyrtidae sp.2			X	X	X	X	✓	P				
	Eulophidae	Eulophidae sp.1				X	X				P			
		Eulophidae sp.2	X		X	X	X		✓	P				
		Eulophidae sp.3			X		X		✓	P				
		Eulophidae sp.4				X	X		✓	P				
Eulophidae sp.6					X					P				
Eupelmidae	Eupelmidae sp.			X				✓	P					
Eurytomidae	Eurytomidae sp.1	X						✓	P					
	Eurytomidae sp.2							✓	P					

Continuacion de tabla 5.

ORDEN	FAMILIA	SP/MORFOESPECIE	Ra	In.Pa	Pa	Fl	G.L	G.S	VE	G.F	DUG	VAL	FAO
HYMENOPTERA	Figitidae	Figitidae sp.1	X	X	X	X		X	✓	P			
		Figitidae sp.2							✓	P			
	Formicidae	Formicidae sp.1	X	X	X	X	X	X	✓	IND			
		Formicidae sp.2		X		X	X	X	✓	IND			
		Formicidae sp.3		X	X				✓	IND			
		Formicidae sp.4		X	X			X	✓	IND			
		Formicidae sp.5		X						IND			
		Formicidae sp.6							✓	IND			
		Formicidae sp.7							✓	IND			
		Formicidae sp.9							✓	IND			
		Formicidae sp.10							✓	IND			
		Ichneumonidae	Ichneumonidae sp.1			X	X				P		
	Ichneumonidae sp.2			X						P			
	Ichneumonidae sp.3						X		✓	P			
	Mymaridae	Mymaridae sp.1	X					X	✓	P			
		Mymaridae sp.2					X			P			
		Mymaridae sp.3			X		X		✓	P			
		Mymaridae sp.4			X	X	X	X	✓	P			
		Mymaridae sp.5			X	X	X	X	✓	P			
		Mymaridae sp.6					X		✓	P			
	Platygastridae	Macroteleia sp.	X		X	X	X		✓	P			
		Inostemma sp.					X	X	✓	P			
		Platygastridae sp.1							✓	P			
		Platygastridae sp.2							✓	P			
		Platygastridae sp.3		X		X	X		✓	P			
		Platygastridae sp.4							✓	P			
		Platygastridae sp.5					X			P			
	Pteromalidae	Pteromalidae sp.1	X		X	X			✓	P			
		Pteromalidae sp.2					X		✓	P			
		Pteromalidae sp.3					X	X	✓	P			
		Pteromalidae sp.4						X	✓	P			
		Pteromalidae sp.5							✓	P			
		Pteromalidae sp.6							✓	P			
		Pteromalidae sp.8							✓	P			
		Pteromalidae sp.9							✓	P			
		Scelionidae	Telenomus sp.	X				X	X	✓	P		
	Scelionidae sp.2				X	X			✓	P			
	Scelionidae sp.3				X				✓	P			
	Scelionidae sp.6						X	X	✓	P			
	Torymidae	Torymidae sp.				X			P				
	Trichogrammatidae	Trichogrammatidae sp.1				X	X	X		P			
		Trichogrammatidae sp.2					X			P			
Vespidae	Vespidae sp.1	X		X	X	X	X	✓	D				
	Vespidae sp.2				X				D				
ABUNDANCIA			36	37	57	61	220	147	259				
RIQUEZA			15	11	22	27	31	18	55				

Continuacion de tabla 5.

ORDEN	FAMILIA	SP/MORFOESPECIE	Ra	In.Pa	Pa	Fl	G.L	G.S	VE	G.F	DUG	VAL	FAO
LEPIDOPTERA	Gelechiidae	<i>Eurysacca</i> sp. (Adulto) ¿?			X			X	✓	A	27	28	28,29,30
		<i>Eurysacca</i> sp. (Larva)	X	X	X		X	X		M-C-G			
	ABUNDANCIA			23	14	23	0	3	22	1			
RIQUEZA			1	1	1	0	1	1	1				
MANTODEA	Mantidae	Mantidae sp.	X	X			X	X		D			
	ABUNDANCIA			2	1	0	0	2	1	0			
	RIQUEZA			1	1	0	0	1	1	0			
ORTHOPTERA	Acrididae	Acrididae sp.							✓	C	31,32		31,32
	Grillidae	Grillidae sp.	X			X	X		✓	O			33
	Romaleidae	Romaleidae sp.1	X	X	X	X			✓	C-G	34		34
		Romaleidae sp.2							✓	C-G			
	Tettigoniidae	Tettigoniidae sp.1	X	X	X	X			✓	C			
		Tettigoniidae sp.2				X			✓	C			
		Tettigoniidae sp.3					X		✓	C			
ABUNDANCIA			6	2	29	29	5	0	35				
RIQUEZA			3	2	2	4	2	0	7				
NEUROPTERA	Chrysopidae	Chrysopidae sp. (Larva)		X	X	X	X	X	✓	D			
	Mantispidae	Mantispidae sp.					X			D			
	ABUNDANCIA			0	1	2	1	3	4	2			
RIQUEZA			0	1	1	1	2	1	1				
DERMAPTERA	Forficulidae	Forficulidae sp.		X					✓	D			35
	ABUNDANCIA			0	3	0	0	0	0	19			
	RIQUEZA			0	1	0	0	0	0	1			
ARANEAE	Araneae	Araneae	X	X	X	X	X	X	✓	D			
	ABUNDANCIA			21	18	20	69	100	96	98			
	RIQUEZA			1	1	1	1	1	1	1			
ENTOMOBRYOMORPHA	Entomobryidae	Entomobryidae sp.					X	X	✓	DT			
	ABUNDANCIA			0	0	0	0	1	1	18			
	RIQUEZA			0	0	0	0	1	1	1			

Tabla 6. Identificación, riqueza y abundancia por órdenes de los artrópodos presentes en la vegetación espontánea en el período octubre 2017 a febrero 2018 en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).

ORDEN	FAMILIA	SP/MORFOESPECIE	17-nov-17	06-dic-17	14-dic-17	27-dic-17	22-ene-18	23-feb-18	
T H Y S A N O P T E R A	Aeolothripidae	<i>Aeolothripidae</i> sp.				X			
		<i>Stomatothrips angustipennis</i>	X		X	X	X		
	Phlaeothripidae	<i>Haplothrips gowdeyi</i>				X			
		<i>Haplothrips</i> sp.1				X			
		<i>Haplothrips</i> sp.2				X			
		<i>Karnyothrips</i> sp.				X			
	Thripidae	<i>Arorathrips mexicanus</i>					X	X	
		<i>Arorathrips</i> sp.			X				
		<i>Arorathrips texanus</i>	X		X			X	
		<i>Caliothrips phaseoli</i>	X	X	X	X	X		
		<i>Echinothrips</i> sp.			X				
		<i>Frankliniella australis</i>						X	X
		<i>Frankliniella frumenti</i>	X	X	X	X	X	X	X
		<i>Frankliniella gemina</i>			X	X	X		
		<i>Frankliniella schultzei</i>	X	X	X	X	X		
		<i>Leucothrips piercei</i>		X	X	X	X	X	X
		<i>Leucothrips</i> sp.1				X			
		<i>Leucothrips</i> sp.2				X			
		<i>Limothrips</i> sp.						X	
		<i>Neohydatothrips burungae</i>				X	X	X	X
	<i>Thrips tabaci</i>				X				
		Larvas de Thripidae		X	X	X	X		
		ABUNDANCIA	75	12	173	227	53	7	
	RIQUEZA	5	4	13	13	11	4		

Continuacion de tabla 6.

ORDEN	FAMILIA	SP/MORFOESPECIE	17-nov-17	06-dic-17	14-dic-17	27-dic-17	22-ene-18	23-feb-18	
C O L E O P T E R A	Anthicidae	Anthicidae sp.2		X					
	Chrysomelidae	<i>Diabrotica speciosa</i>			X				X
		<i>Diabrotica</i> sp.1						X	
		<i>Diabrotica</i> sp.2							X
		<i>Diabrotica</i> sp.3	X	X	X	X	X	X	X
		<i>Epitrix</i> sp.	X	X	X	X	X	X	X
		Chrysomelidae sp.1					X	X	X
		Chrysomelidae sp.2			X				
		Chrysomelidae sp.6	X					X	X
		Chrysomelidae sp.7			X	X	X	X	X
		Chrysomelidae sp.8			X	X			X
		Chrysomelidae sp.11						X	X
		Chrysomelidae sp.12					X		X
		Chrysomelidae sp.13					X		
		Chrysomelidae sp.14					X		
	Cicindelidae	Cicindelidae sp.			X				
	Coccinellidae	<i>Scymnus</i> sp.		X	X				X
		<i>Eriopis connexa</i>		X	X				
		<i>Hyperaspis festiva</i>			X				
		<i>Hippodamia convergens</i>						X	X
Curculionidae	<i>Apion</i> sp.						X		
Lathridiidae	Lathridiidae sp.1					X	X		
	Lathridiidae sp.2						X		
Mordellidae	Mordellidae sp.2						X		
Nitidulidae	Nitidulidae sp.					X			
Phalacridae	Phalacridae sp.						X		
	Larva de Coccinellidae						X		
	ABUNDANCIA	18	12	25	24	27	63		
	RIQUEZA	3	4	10	8	10	17		

Continuacion de tabla 6.

ORDEN	FAMILIA	SP/MORFOESPECIE	17-nov-17	06-dic-17	14-dic-17	27-dic-17	22-ene-18	23-feb-18	
H E M I P T E R A	Anthocoridae	<i>Orius</i> sp.				X		X	
	Berytidae	Berytidae sp.				X			
	Aphididae	Aphididae sp.1	X		X	X	X	X	X
		Aphididae sp.2	X		X	X			X
		Aphididae sp.3					X		
		Aphididae sp.5					X	X	
		Aphididae sp.6					X	X	
		Aphididae sp.7					X		X
		Aphididae sp.8					X	X	X
		Cicadellidae	<i>Bucephalonia</i> sp.	X	X	X	X	X	X
	<i>Diedrocephala bimaculata</i>				X	X	X	X	
	<i>Protalebrella brasiliensis</i>						X	X	X
	Typhlocybinae sp.				X	X	X	X	
	Cicadellidae sp.4		X						
	Cicadellidae sp.6				X				
	Cicadellidae sp.16				X				
	Cicadellidae sp.18								X
	Deltocephalinae sp.1						X		
	Deltocephalinae sp.2			X			X	X	X
	Deltocephalinae sp.3						X		
	Cixiidae	Cixiidae sp.		X					
	Cydnidae	Cydnidae sp.					X	X	
	Delphacidae	Delphacidae sp.1					X		
		Delphacidae sp.2	X				X	X	
	Derbidae	Derbidae sp.1					X	X	X
	Kinnariidae	Kinnariidae sp.	X	X	X	X	X	X	X
	Lygaeidae	Lygaeidae sp.1	X						
		Lygaeidae sp.2						X	
	Membracidae	Membracidae sp.2						X	
	Miridae	<i>Orthotylus</i> sp.					X	X	X
		Miridae sp.2	X					X	X
		Miridae sp.5							X
		Miridae sp.6					X		
	Psyllidae	Psyllidae sp.					X		
Rhopalidae	Rhopalidae sp.1	X				X	X	X	
	Rhopalidae sp.3					X		X	
Rhyparochromidae	Rhyparochromidae sp.						X		
Trioziidae	<i>Trioza chenopodii</i>							X	
	<i>Trioza</i> sp.2							X	
	Ninfa de Auchenorrhyncha	X	X	X	X	X	X	X	
	Ninfa de Heteroptera			X				X	
	ABUNDANCIA	20	9	36	106	73	158		
	RIQUEZA	9	4	8	25	19	19		

Continuacion de tabla 6.

ORDEN	FAMILIA	SP/MORFOESPECIE	17-nov-17	06-dic-17	14-dic-17	27-dic-17	22-ene-18	23-feb-18	
H Y M E N O P T E R A	Aphelinidae	Aphelinidae sp.2			X			X	
		Aphelinidae sp.3					X		
		Aphelinidae sp.4					X	X	
	Apidae	Apidae sp.			X				
	Braconidae	Meteorus sp.				X			
		Braconidae sp.2	X	X		X			
		Braconidae sp.3		X			X	X	
		Braconidae sp.4			X				X
		Braconidae sp.6				X			
		Braconidae sp.7			X		X		
		Braconidae sp.8						X	
	Ceraphronidae	Ceraphronidae sp.					X		
	Chalcididae	Chalcididae sp.					X	X	
	Encyrtidae	Encyrtidae sp.2			X				
	Eulophidae	Eulophidae sp.2			X				
		Eulophidae sp.3				X	X		
		Eulophidae sp.4				X	X		
	Eupelmidae	Eupelmidae sp.			X				
	Eurytomidae	Eurytomidae sp.1			X				
		Eurytomidae sp.2			X				X
	Figitidae	Figitidae sp.1	X	X	X	X	X		
		Figitidae sp.2			X				
	Formicidae	Formicidae sp.1			X	X	X	X	X
		Formicidae sp.2	X		X	X	X	X	X
		Formicidae sp.3		X	X	X	X	X	X
		Formicidae sp.4		X	X		X		
		Formicidae sp.6			X	X	X	X	X
		Formicidae sp.7		X					
		Formicidae sp.9						X	X
		Formicidae sp.10						X	
	Ichneumonidae	Ichneumonidae sp.3				X			
	Mymaridae	Mymaridae sp.1	X		X	X			X
Mymaridae sp.3				X	X				
Mymaridae sp.4					X			X	
Mymaridae sp.5				X	X				
Mymaridae sp.6					X	X			

Continuacion de tabla 6.

ORDEN	FAMILIA	SP/MORFOESPECIE	17-nov-17	06-dic-17	14-dic-17	27-dic-17	22-ene-18	23-feb-18
HYMENOPTERA	Platygastridae	<i>Macroteleia</i> sp.		X		X	X	X
		<i>Inostemma</i> sp.					X	X
		Platygastridae sp.1						X
		Platygastridae sp.2						X
		Platygastridae sp.3		X			X	X
		Platygastridae sp.4				X		X
	Pteromalidae	Pteromalidae sp.1	X			X	X	X
		Pteromalidae sp.2					X	
		Pteromalidae sp.3						X
		Pteromalidae sp.4						X
		Pteromalidae sp.5				X		
		Pteromalidae sp.6					X	
		Pteromalidae sp.8					X	
	Scelionidae	<i>Telenomus</i> sp.				X	X	X
		Scelionidae sp.2				X	X	X
		Scelionidae sp.3					X	
		Scelionidae sp.6					X	X
Vespidae	Vespidae sp.1	X						
	ABUNDANCIA	10	10	56	30	65	88	
	RIQUEZA	6	8	19	22	30	25	
LEPIDOPTERA	Gelechiidae	<i>Eurysacca</i> sp. (Adulto) ¿?	X					
	ABUNDANCIA	1	0	0	0	0	0	
	RIQUEZA	1	0	0	0	0	0	
ORTHOPTERA	Acrididae	Acrididae sp.					X	X
	Grillidae	Grillidae sp.			X	X	X	X
	Romaleidae	Romaleidae sp.1	X	X		X	X	
		Romaleidae sp.2					X	
	Tettigoniidae	Tettigoniidae sp.1			X	X		X
		Tettigoniidae sp.2				X		
Tettigoniidae sp.3					X	X		
	ABUNDANCIA	2	4	10	7	6	6	
	RIQUEZA	1	1	2	5	5	3	
NEUROPTERA	Chrysopidae	Chrysopidae sp. (Larva)						X
	ABUNDANCIA	0	0	0	0	0	2	
	RIQUEZA	0	0	0	0	0	1	
DERMAPTERA	Forficulidae	Forficulidae sp.	X	X	X	X	X	X
	ABUNDANCIA	1	7	4	2	2	3	
	RIQUEZA	1	1	1	1	1	1	
ARANEAE	Araneae	Araneae	X	X	X	X	X	X
	ABUNDANCIA	12	9	12	11	15	39	
	RIQUEZA	1	1	1	1	1	1	
ENTOMOBRYOMORPHA	Entomobryidae	Entomobryidae sp.		X	X		X	X
	ABUNDANCIA	0	1	7	0	4	6	
	RIQUEZA	0	1	1	0	1	1	

Tabla 7: Precipitaciones registradas durante el período noviembre 2017 - febrero 2018 registradas en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy). En amarillo se resaltan las precipitaciones y en rosado las fechas de muestreo.

Fecha	Prec. (mm)								
01-nov-17	0	24-nov-17	0	17-dic-17	0.1	09-ene-18	0	01-feb-18	0
02-nov-17	0	25-nov-17	0	18-dic-17	0.2	10-ene-18	0	02-feb-18	0
03-nov-17	0	26-nov-17	0	19-dic-17	0	11-ene-18	0	03-feb-18	0
04-nov-17	0	27-nov-17	0	20-dic-17	0	12-ene-18	0	04-feb-18	0
05-nov-17	0	28-nov-17	0	21-dic-17	0	13-ene-18	0.1	05-feb-18	0
06-nov-17	0	29-nov-17	0	22-dic-17	0.1	14-ene-18	0	06-feb-18	0
07-nov-17	0	30-nov-17	0	23-dic-17	0.1	15-ene-18	0	07-feb-18	0.1
08-nov-17	0	01-dic-17	0	24-dic-17	0	16-ene-18	0	08-feb-18	0
09-nov-17	0.1	02-dic-17	0	25-dic-17	0	17-ene-18	0	09-feb-18	0.2
10-nov-17	0.1	03-dic-17	0.1	26-dic-17	0	18-ene-18	0	10-feb-18	0.1
11-nov-17	0	04-dic-17	0.3	27-dic-17	0	19-ene-18	0	11-feb-18	0.1
12-nov-17	0	05-dic-17	0	28-dic-17	0	20-ene-18	0	12-feb-18	0.3
13-nov-17	0	06-dic-17	0	29-dic-17	0	21-ene-18	0	13-feb-18	0
14-nov-17	0	07-dic-17	0	30-dic-17	0	22-ene-18	0	14-feb-18	0
15-nov-17	0	08-dic-17	0	31-dic-17	0.1	23-ene-18	0	15-feb-18	0
16-nov-17	0	09-dic-17	0	01-ene-18	0	24-ene-18	0.1	16-feb-18	0.1
17-nov-17	0	10-dic-17	0	02-ene-18	0	25-ene-18	0.2	17-feb-18	0.1
18-nov-17	0	11-dic-17	0.1	03-ene-18	0	26-ene-18	0.1	18-feb-18	0
19-nov-17	0	12-dic-17	0	04-ene-18	0	27-ene-18	0	19-feb-18	0
20-nov-17	0	13-dic-17	0	05-ene-18	0	28-ene-18	0.1	20-feb-18	0
21-nov-17	0	14-dic-17	0	06-ene-18	0	29-ene-18	0	21-feb-18	0.5
22-nov-17	0	15-dic-17	0	07-ene-18	0	30-ene-18	0	22-feb-18	0
23-nov-17	0	16-dic-17	0	08-ene-18	0.2	31-ene-18	0.3	23-feb-18	0

ANEXO: IMAGENES





Fig. 23. Principales especies de Thysanoptera encontrados sobre el cultivo de quínoa durante el período noviembre 2017 - febrero 2018 registradas sobre las quinoas en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).





Fig. 24. Principales especies del orden Coleoptera fitófagos y depredadores encontrados sobre las plantas de quinoa en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).



Aphididae sp.1



Aphididae



Orthotylus sp.



Trioza sp.



Trioza chenopodii



Rhopalidae



Fig. 25. Principales especies fitófagas del orden Hemiptera encontrados sobre las plantas de quinoa en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).



Fig. 26. Principales depredadores del orden Hemiptera encontrados sobre las plantas de quinoa en Campo Experimental "Dr. Emilio Navea" en Severino (El Carmen-Jujuy).



Fig. 27. Principales depredadores del orden Dermaptera y Neuroptera encontrados sobre las plantas de quinoa en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).



Fig. 28. *Meteorus* sp. obtenido a partir de la cría de la pupa de *Eurysacca* sp. en condiciones de laboratorio encontrados sobre las plantas de quinoa en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).



Braconidae sp.2



Leiophron sp.



Chalcididae



Braconidae sp.4



Ichneumonidae



Eulophidae



Mymaridae sp.1



Pteromalidae



Eurytomidae



Macroteleia sp.



Scelionidae sp.2



Telenomus sp.



Fig. 29. Parasitoides del Orden Hymenoptera encontrados sobre las plantas de quinoa en Campo Experimental “Dr. Emilio Navea” en Severino (El Carmen-Jujuy).