

UNIVERSIDAD DE COSTA RICA
FACULTAD DE CIENCIAS AGROALIMENTARIAS
ESCUELA DE AGRONOMÍA

“Estudio de la asociación de entomofauna y arvenses
acompañantes del cultivo de caña de azúcar en dos
regiones productoras de Costa Rica”

Ángela María Soto Sáenz

Tesis de la Facultad de Ciencias Agroalimentarias de la
Universidad de Costa Rica para optar por el título profesional de
Ingeniera Agrónoma con el grado académico de Licenciatura en
Ingeniería Agronómica con énfasis en Fitotecnia

Ciudad Universitaria Rodrigo Facio

2019

“Estudio de la asociación de entomofauna y arvenses
acompañantes del cultivo de caña de azúcar en dos
regiones productoras de Costa Rica”

Ángela María Soto Sáenz

Tesis para optar por el título profesional de Ingeniera Agrónoma
con el grado académico de Licenciatura en Agronomía con
énfasis en Fitotecnia

UNIVERSIDAD DE COSTA RICA
FACULTAD DE CIENCIAS AGROALIMENTARIAS
ESCUELA DE AGRONOMÍA

2019

“Estudio de la asociación de entomofauna y arvenses acompañantes del cultivo de caña de azúcar en dos regiones productoras de Costa Rica”

Ángela María Soto Sáenz

TESIS PARA OPTAR POR EL TÍTULO PROFESIONAL DE INGENIERA
AGRÓNOMA CON EL GRADO ACADÉMICO DE LICENCIATURA EN
AGRONÓMICA CON ÉNFASIS EN FITOTECNIA

Dr. Robin Gómez Gómez, PhD

DIRECTOR DE TESIS

Dr. Julio M. Arias Reverón, PhD

MIEMBRO DEL TRIBUNAL

M.Sc. Manuel Solís Vargas, MSc

MIEMBRO DEL TRIBUNAL

Ing. Agr. Jose Daniel Salazar Blanco, Lic.

MIEMBRO DEL TRIBUNAL

Dr. Luis Gómez Alpizar, PhD

DIRECTOR DE ESCUELA

B.Sc. Ángela María Soto Sáenz

SUSTENTANTE

Dedicatoria

Quiero dedicarle este trabajo a mi familia, en especial a mi mamá, que nunca ha dudado de mi capacidad para salir adelante y ha inculcado en mí un espíritu de superación personal, de salir de mi zona de confort y de pelear por lo realmente valioso con su “¿Qué prefiere, tener razón o ser feliz?” siempre desafiándome a hacer todo aquello que me haga feliz.

A mis hermanos y cuñada que han estado de manera incondicional durante toda mi vida y mi carrera, por siempre apoyarme, por tener una frase de amor fraternal y estar para mí aún en las condiciones más difíciles, porque siempre hemos sido un equipo y hemos estado unos para los otros.

En especial a mi pareja sentimental Bryan por su amor incondicional, por estar siempre conmigo y apoyarme en este, y muchos otros proyectos de vida, y siempre creer en mi.

A la memoria de mi abuela que tuvo un papel tan importante en mi formación como persona, en mi crianza y por su amor infinito, así como por su nata con azúcar y sus galletas de higo.

A mi amiga Carolina por ser tan importante en la defición de mi yo feminista y con autocuido como prioridad, y por todas esas tardes de café en la mezcalita durante el periodo de identificación de los insectos, a Raiza por ser mi alegría y pañuelo de lágrimas en tantas ocasiones, y a Cordoba por estar de manera incondicional durante tantos años.

AGRADECIMIENTOS

Quisiera agradecerle a mi director de tesis Robin, por su infinita paciencia y apoyo para todos los aspectos de la realización de esta tesis, por creer en mí e impulsarme a ser una mejor estudiante y a tener aspiraciones más grandes que yo misma.

Al profesor Ramón Mexzón por ser una guía y enseñarme todo lo que pudo acerca del uso de plantas para la atracción de enemigos naturales, por inculcar en mí la adoración por el control biológico, por ser una fuente de conocimiento y apoyo incondicional, y por su gran ayuda durante el proceso de identificación de insectos para esta tesis.

Deseo agradecerle al Departamento de Fitosanidad de DIECA y a LAICA por todo su apoyo y confianza en este proyecto, por el financiamiento y la disposición del equipo para esta tesis.

Deseo realizar un agradecimiento muy particular a Jose Daniel Salazar de DIECA por todos sus consejos y su guía, y por ser una persona tan especial.

A Eduardo Cadet quién se apuntó a esta investigación desde incluso antes de que el proyecto se definiera, que me ayudó de manera tan diligente con la confección del equipo, que fue mi compañero de giras y con quién pasé tantas horas en campo, hablando por horas y discutiendo de la vida.

A todos los miembros del comité, por estar dispuestos a reunirse conmigo incluso cuando me encontraba a 5000 km de distancia, por leer los avances y ayudarme a darle forma a esta tesis por medio de su guía, a Julio Arias por su guía durante tantos años, así como a Manuel Solís por su revisión posterior de las muestras y el documento final.

Le agradezco a Mauricio Serrano quien estando en Iowa no sólo fue un gran amigo, sino que me ayudó y apoyó en todos los análisis estadísticos.

También le agradezco a el Museo de Insectos por brindarme un espacio para procesar las muestras y las fincas COOPECAÑITA y El Palmar por dejarme utilizar sus parcelas para obtener los datos. A Valeri que me ayudó con el filtrado inicial de cada una de las muestras, a Javier por su compañía durante la identificada de insectos, a la profe Ana María Rodríguez y a Fernando Ramirez por su ayuda con la identificación de las plantas.

A todas aquellas personas que no mencioné anteriormente, que aportaron de una u otra manera para que este trabajo fuese llevado a cabo.

RESUMEN

Al considerar el agroecosistema de manera integral es posible utilizar diversos servicios ecosistémicos para el manejo integrado de plagas, entre estos servicios se encuentra el uso de enemigos naturales para controlar plagas. Las plantas acompañantes del cultivo de caña de azúcar sirven de reservorio a una gran variedad de insectos y es por ello que el objetivo de esta investigación fue estudiar la asociación entre insectos benéficos, plaga y arvenses presentes en bordes de cañales en dos fincas de las regiones cañeras Pacífico Central (Puntarenas, finca El Palmar) y Turrialba (finca COOPECAÑITA), durante parte del ciclo de cultivo. Para ello se realizó una visita mensual entre abril y diciembre del 2018 a cada finca y se seleccionaron 20 puntos de muestreos en donde se aspiraron todos los insectos contenidos en una estructura cuboide de $0,25\text{ m}^3$, se identificaron hasta especie todas las plantas, mientras que los insectos fueron identificados hasta familia y morfoespecie, y de acuerdo a su hábito alimenticio por punto de muestreo. Se identificaron en total 140 especies de arvenses pertenecientes a 41 familias diferentes, 76 especies en El Palmar y 107 en Turrialba. Turrialba presentó resultados de diversidad, riqueza y equitatividad de arvenses superiores a El Palmar, con diferencias significativas en los meses de abril, octubre y diciembre para diversidad, y en mayo para equitatividad. Se observó una mayor frecuencia de aparición de Poaceae en ambas zonas, sin embargo, en El Palmar esta familia se observó en un 50% de las evaluaciones mientras que en Turrialba se cuantificó en sólo un 28% de estas. Se identificaron 137 familias de artrópodos para un total de 13.026 individuos, ambas zonas presentaron proporciones de diversidad, riqueza y abundancia similares. La familia Cicadellidae fue la más abundante en ambas regiones, seguida de tres familias de moscas de las familias Cecidomyiidae, Ceratopogonidae y

Chloropidae. Se observó una mayor proporción de familias del orden Heteroptera en Puntarenas, mientras que en Turrialba se cuantificaron familias del orden Hymenoptera en mayor cantidad. Al realizar el análisis de concurrencia se observó que *Kyllinga brevifolia* presentó una asociación positiva ($P < 0,05$) con Coccinellidae, Syrphidae y Dolichopodidae, ésta última familia presentó la mayor asociación con arvenses. Con respecto a parasitoides Eulophidae se asoció con ocho especies de arvenses y la mayor probabilidad se observó en *Panicum trichoides*, *Spermacoce laevis* y *Drymaria cordata*. Este estudio permitió observar la diversidad de plantas e insectos entre ambas regiones y a través del tiempo, además de permitir la identificación de plantas que pueden ser utilizadas como herramientas para incrementar el control biológico e integrarlo con el manejo de plagas de la caña de azúcar al mantenerlas en los bordes del cultivo.

Palabras clave: servicios ecosistémicos, insectos benéficos, enemigos naturales, parasitoides, insectos depredadores, diversidad, agrobiodiversidad

ABSTRACT

When we consider the agroecosystem as a whole, it is possible to utilize multiple ecosystem services for the integrated pest management; among these services we found the use of natural enemies for the biological control of pests. The adjoining plants of sugarcane plantations can work as a reservoir of a great variety of insects. The objective of this research was to study the association between beneficial insects, pests, and accompanying plants present in sugarcane borders in two farms of the Central Pacific (Puntarenas, El Palmar farm) and Turrialba (COOPECAÑITA farm) regions during part of the crop cycle. We visited monthly each farm between April and December of 2018, 20 random sampling points were selected, and in those, we vacuumed all the insects contained in a cuboid structure of 0,25 m³. All the plants included in this area were identified up to species, while the insects were identified up to family, morphospecies, and its guild per sampling point. We identified up to 140 plant species from 41 different families, 76 species from El Palmar, and 107 from Turrialba. Turrialba presented higher diversity, richness, and evenness compared to El Palmar, with significant differences in April, October and December for diversity, and May for evenness. We found a higher frequency of appearance of Poaceae in both areas; however, in El Palmar, this family appeared in 50% of all the samples, while in Turrialba, we found it only in 28% of them. We identified 137 arthropods families for a total of 13.026 individuals; both areas presented similar diversity, richness, and abundance. The Cicadellidae family was the most abundant in both regions, followed by Cecidomyiidae, Ceratopogonidae, and Chloropidae flies. We observed a higher proportion of families of the order Heteroptera in Puntarenas, while in Turrialba, we quantified more Hymenoptera. The joint occurrence analysis

showed that *Kyllinga brevifolia* had a positive association ($P < 0,05$) with Coccinellidae, Syrphidae, and Dolichopodidae, and the latest had a higher association with adjoining plants. Regarding parasitoids, Eulophidae was associated with eight plant species, and it was more likely to be found in *Panicum trichoides*, *Spermacoce laevis* y *Drymaria cordata*. This study showed plant and insect diversity among both regions and through time. It allowed us to identify plants that can be used as tools to increase the biological control of pests and integrate it with the pest management in sugarcane plantations when we keep them on crop borders.

Key words: Ecosystem services, beneficial insects, natural enemies, parasitoids, predators, diversity, agrobiodiversity

ÍNDICE GENERAL

Dedicatoria	iii
AGRADECIMIENTOS	iv
RESUMEN	vi
ABSTRACT	viii
1. INTRODUCCIÓN	1
2. OBJETIVOS	3
2.1 Objetivo general	3
2.2 Objetivos específicos.....	3
3. ANTECEDENTES	4
3.1 La caña de azúcar en Costa Rica.....	4
3.2 Problemática del control de plagas.....	5
3.3 Esfuerzos realizados para el Manejo Integrado de Plagas en caña	5
3.4 Arvenses como fuentes de alimento a insectos benéficos	7
3.5 Roles ecológicos de los insectos.....	10
3.6 Control biológico conservativo.....	13
3.7 Aplicabilidad del control biológico.....	14
3.8 Cuantificación y comprensión de la biodiversidad	16
4. MATERIALES Y MÉTODOS	19
4.1 Sitio de estudio	19
4.2 Condiciones climáticas	20
4.3 Muestreos.....	25
4.4 Análisis del material recolectado	27
4.5 Análisis estadístico	28
5. RESULTADOS	32
5.1 Condiciones climáticas	32
5.2 Caracterización de las zonas de acuerdo a las especies vegetales	32
5.3 Comparación entre regiones de acuerdo a diversidad, riqueza y equitatividad de las especies vegetales a través del tiempo	38

5.4	Caracterización de las zonas según su diversidad de insectos.....	45
5.5	Comparación entre regiones de acuerdo a diversidad, riqueza y abundancia de insectos a través del tiempo.....	53
5.6	Relación entre arvenses e insectos.....	60
6.	DISCUSIÓN	65
6.1	Influencia de las condiciones climáticas en las arvenses	65
6.2	Poaceae en los bordes de cultivo.....	66
6.3	Diversidad, riqueza y equitatividad de arvenses por zona.....	66
6.4	Frecuencia de aparición de arvenses por zona y a través del tiempo .	69
6.5	Diversidad, riqueza y abundancia de insectos por zona de acuerdo a las condiciones climáticas	72
6.6	Frecuencia de aparición de insectos por zona y a través del tiempo ..	73
6.7	Comparación de zonas de acuerdo a la distribución de los órdenes de insectos	76
6.8	Coocurrencia de insectos depredadores o parasitoides en arvenses .	77
6.9	Insectos plaga de caña de azúcar.....	80
7.	CONCLUSIONES	84
8.	RECOMENDACIONES	85
9.	LITERATURA CITADA.....	86
10.	ANEXOS	123

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Representación gráfica del crecimiento de la caña de azúcar durante los meses de evaluación	20
Figura 2. Imagen satelital de la Finca COOPECAÑITA y zonas aledañas donde se realizaron los muestreos en Turrialba.....	21
Figura 3. Imagen satelital de las fincas del Ingenio El Palmar donde se realizaron los muestreos	22
Figura 4. Datos meteorológicos de temperatura, humedad y precipitación, recolectados por la estación meteorológica del IMN localizada en Aranjuez de Puntarenas, Costa Rica	23
Figura 5. Datos meteorológicos de temperatura, humedad y Precipitación, recolectados por una estación meteorológica localizada en la Suiza de Turrialba, Costa Rica. Las flechas indican las fechas de muestreo	24
Figura 6. Estructura cuboide envuelta en malla anti-áfidos en un borde de cañal; equipo de aspirado con bolsa confeccionada de malla anti-áfidos en el extremo para recolección de muestras de insectos; bolsa de malla con muestras de insectos dentro de una bolsa plástica con sello doble y código de identificación.	26
Figura 7. Diversidad de arvenses analizada por medio del Índice de Shannon para las zonas de El Palmar y Turrialba realizadas entre los meses de abril a diciembre del 2018	39
Figura 8. Equitatividad de arvenses para las zonas de El Palmar y Turrialba realizadas entre los meses de abril a diciembre del 2018.....	40
Figura 9. Riqueza de arvenses para las zonas de El Palmar y Turrialba realizadas entre los meses de abril a diciembre del 2018.....	41
Figura 10. Frecuencia de aparición acumulada de las primeras diez familias de arvenses presentes en las zonas de El Palmar y Turrialba.....	42

Figura 11. Frecuencia de aparición acumulada de las cinco familias de arvenses más recurrentes de las fincas de El Palmar y Turrialba ..	43
Figura 12. Frecuencia de aparición a través del tiempo de las cinco arvenses más importantes de la zona de El Palmar y Turrialba	44
Figura 13. Diversidad de insectos analizada por medio del Índice de Shannon para las zonas de El Palmar y Turrialba realizadas entre los meses de abril a diciembre del 2018	54
Figura 14. Abundancia de insectos expresada en cantidad de individuos para las zonas de El Palmar y Turrialba realizadas entre los meses de abril a diciembre del 2018	55
Figura 15. Riqueza de insectos expresada en cantidad de morfoespecies para las zonas de El Palmar y Turrialba realizadas entre los meses de abril a diciembre del 2018	56
Figura 16. Frecuencia acumulada de familias de insectos para ambas zonas (El Palmar y Turrialba) realizadas entre los meses de abril a diciembre del 2018	57
Figura 17. Frecuencia de aparición acumulada de taxones de insectos a las zonas de El Palmar y Turrialba realizadas entre los meses de abril a diciembre del 2018	58
Figura 18. Frecuencia de aparición acumulada de taxones de insectos a las zonas de El Palmar y Turrialba realizadas entre los meses de abril a diciembre del 2018	59
Figura 19. Porcentaje de los órdenes de insectos más importantes en las zonas de El Palmar y Turrialba en las muestras recolectadas entre los meses de abril a diciembre del 2018	60

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Cantidad de familias, géneros y especies de arvenses identificadas en las áreas de El Palmar y Turrialba entre abril y diciembre del 2018.	32
Cuadro 2. Lista de especies de arvenses identificadas en las zonas de El Palmar y Turrialba entre abril y diciembre del 2018.	33
Cuadro 3. Diversidad de acuerdo al Índice de Shannon, riqueza y equitatividad de arvenses de las zonas de El Palmar y Turrialba, Costa Rica ..	38
Cuadro 4. Cantidad de órdenes, familias e individuos de insectos identificados en las zonas de Puntarenas y Turrialba entre abril y diciembre del 2018.	45
Cuadro 5. Lista de familias de insectos identificadas en las zonas de Puntarenas y Turrialba entre abril y diciembre del 2018.	45
Cuadro 6. Comparación entre diversidad de acuerdo al Índice de Shannon, riqueza y abundancia de insectos de las zonas de El Palmar y Turrialba, Costa Rica.....	53
Cuadro 7. Especies vegetales con probabilidades de encontrarse en el mismo sitio que la familia de insecto parasitoide	61
Cuadro 8. Especies vegetales con probabilidades de encontrarse en el mismo sitio que la familia de insecto parasitoide	63

1. INTRODUCCIÓN

La caña de azúcar (*Saccharum* spp.) es cultivada y comercializada en Costa Rica desde mediados del siglo XVI (Subirós, 2011) debido a su gran capacidad para acumular azúcares en su tallo. Actualmente el 17% de la superficie sembrada en cultivos permanentes en Costa Rica corresponde a este cultivo (INEC, 2015), con 64.250 ha sembradas al 2017 (Chaves et al., 2018).

Este cultivo presenta problemas con una variedad de plagas de insectos que le atacan en distintas etapas fenológicas, muchas de estas plagas presentan dificultades para su control principalmente debido a su biología y hábito, así como la dificultad de acceso que conlleva la etapa de macollamiento de la caña de azúcar, donde la producción y cercanía de los tallos imposibilita el control por medio de aplicaciones químicas terrestres (Subirós, 2011).

Sin embargo, en cañales de distintas zonas del país se ha observado, de manera natural, la presencia de controladores biológicos atacando las plagas, especialmente en áreas en las que no se realiza un agresivo control de arvenses por medios químicos en los bordes de las plantaciones y que, por lo tanto, presentan una mayor presencia de arvenses acompañantes (Salazar, 2019). El efecto del ambiente circundante en el control biológico de plagas se ha observado también en cultivos como trigo en España (Purtauf et al., 2005) y Alemania (Caballero-López, 2012), y en oliva en Italia (Boccaccio y Petacchi, 2009).

El presente estudio tuvo como objetivo determinar cuáles familias de insectos benéficos se encuentran asociadas a las arvenses presentes en los bordes del cultivo de caña, en dos regiones de Costa Rica, por medio de recolectas periódicas de insectos durante parte del ciclo del cultivo. Se estudió

también la potencial relación que existe entre la presencia de ciertas especies de arvenses y posibles controladores biológicos, ya que la proliferación de ciertas especies vegetales podría encontrarse relacionado con un control natural de plagas que podría traducirse en un posible menor uso de plaguicidas y un incremento en los rendimientos de la caña de azúcar.

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo general

Estudiar la asociación entre insectos benéficos, plaga y arvenses presentes en bordes de cañales en dos fincas localizadas en las Regiones Pacífico Central y Turrialba durante parte del ciclo de cultivo.

2.2 Objetivos específicos

- 1) Determinar la diversidad de insectos benéficos que se encuentran asociados a las arvenses que crecen en los bordes de las plantaciones de caña.
- 2) Comprobar si existe relación entre la diversidad (abundancia + riqueza) de los insectos benéficos y la diversidad de las arvenses presentes en bordes de cañales.
- 3) Demostrar si se presentan diferencias entre la diversidad de los insectos y las arvenses entre las dos regiones y a través del tiempo.
- 4) Determinar la incidencia de insectos plaga de la caña de azúcar en las arvenses de los bordes de las plantaciones.

3. ANTECEDENTES

3.1 La caña de azúcar en Costa Rica

Esta planta perteneciente a la familia Poaceae, es una monocotiledónea del género *Saccharum*, se originó como cultivo en el sureste asiático, y llegó a América por medio de la colonización española donde desde las primeras décadas del siglo XVI se cultivaba en la isla de Santo Domingo (hoy conocida como República Dominicana). En Costa Rica se tiene noticias de la siembra de caña de azúcar a partir de finales del siglo XVI donde se tiene registro de siembras en varias zonas del Valle Central (León y Arroyo, 2012).

Debido a la alta capacidad para acumular azúcares en su tallo esta planta ha sido explotada desde hace varias décadas no sólo por su producción de alimentos, sino también para obtener energía y alcohol al ser procesada de manera industrial.

El cultivo de caña de azúcar en Costa Rica se siembra en una gran diversidad de áreas con factores característicos muy diferentes, según INEC (2015), las plantaciones de caña representan un 17% del área total sembrada en cultivos permanentes en Costa Rica, y este cultivo puede establecerse en condiciones de clima, suelos, altitud y relieve muy variadas, encontrándose de Norte a Sur en el territorio costarricense y en la mayoría de las áreas del país, exceptuando la zona Caribe.

Esta diversidad de ambientes permite que a nivel social y de tenencia de tierra su producción sea sumamente heterogénea presentándose una gran cantidad de productores independientes particularmente pequeños y con poco acceso al uso de tecnologías agrícolas (Chaves, 2015) así como grandes empresas productoras que poseen cientos de hectáreas.

3.2 Problemática del control de plagas

Una de las causas importantes de la disminución de rendimiento en la producción de azúcar y tonelaje de los cultivares de caña es el daño causado por plagas insectiles (Badilla y Gómez, 2003; Salazar et al., 2006; Mendoza et al., 2013; Cadet et al., 2016).

Los métodos tradicionales de control de plagas han demostrado ser insuficientes y poco adaptables para el cultivo de caña, debido a que, al ser este un cultivo extensivo, rústico, de baja inversión y con poco manejo cultural después de la etapa de macollamiento, las plagas tienden a ser poco o difícilmente controladas por medios químicos, dando paso a la implementación de control por medios biológicos desde hace varias décadas, especialmente debido al gran costo económico y ambiental asociado al control químico de plagas (Chaves, 2008; Salazar et al., 2016).

Aunado a estos factores, el sector cañero tiene como requisito certificaciones mundiales como Bonsucro para el 2020 (Solano, 2017) por lo que prácticas agrícolas sostenibles son priorizadas y altamente requeridas en este sector agrario.

3.3 Esfuerzos realizados para el Manejo Integrado de Plagas en caña

En Costa Rica desde la creación de la Liga Agrícola Industrial de la Caña de Azúcar (LAICA) y del Departamento de Investigación y Extensión de la Caña de Azúcar (DIECA) en 1984, se ha implementado el uso de organismos controladores biológicos como parte del Manejo Integrado de Plagas (MIP) de uso generalizado en todo el país; haciéndose liberaciones periódicas de *Cotesia flavipes* Cameron (Hymenoptera: Braconidae), avispa parasitoide de larvas de *Diatraea* spp. y aplicaciones de los hongos entomopatógenos *Beauveria bassiana* B. y *Metarhizium anisopliae* M. Sin embargo, la efectividad

de estos u otros controladores puede ser baja por muchas razones, entre ellas la falta de vegetación acompañante que les sirva de refugio y alimento alternativo (Bustillo, 2009; Salazar et al., 2016; Heralty, 2018) así como por el mal manejo tanto de los productos como del cultivo.

Se ha observado una eficacia limitada en la liberación de controladores biológicos de plagas en algunas áreas cultivables de caña, así como una baja población de insectos benéficos en áreas con un severo control químico de malezas (Vargas et al., 2006), situación reportada hace varias décadas incluso por Ingram et al. (1947) quienes observaron que aplicaciones de químicos como el herbicida 2,4-D han probado tener una afectación directa del parasitismo de *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera, Braconidae) sobre huevos de *Diatraea saccharalis* Fabricius (Lepidoptera: Pyralidae). Se considera que una de las razones que puede estar ligada a esta situación es la pérdida de ecosistemas que sirvan de áreas de protección y refugio a estos controladores, esto debido al control de malezas intensivo y la alta carga química de herbicidas utilizadas, lo cual minimiza la capacidad natural del ambiente para autorregularse y controlar el desarrollo poblacional excesivo de plagas (Boccaccio y Petacchi, 2009; Bustillo, 2009).

Sin embargo, en algunas fincas cañeras sí se ha observado la presencia de controladores biológicos nativos atacando plagas de la caña de azúcar (Bustillo, 2013; Salazar, 2019), especialmente en áreas con una mayor diversidad de arvenses acompañantes. Situación similar reportan varios autores en distintas latitudes y cultivos: en huertas agrícolas de diferentes países (Prokopy, 1994), canola en Suiza (Frank, 1998), papa (Werling y Gratton, 2008), soya en Estados Unidos (Gardiner et al., 2010), maíz en Canadá (Maisonhaute et al., 2010), esto debido a que la biodiversidad circundante influye de manera positiva evitando un desbalance de insectos

que se convierten en plagas, situación difícilmente observada en comunidades naturalmente diversas (Jones y Snyder, 2018).

En caña es conocido y utilizado por muchos productores el control biológico para el manejo de plagas. Han sido ampliamente estudiadas las especies de depredadores y parasitoides de plagas en caña (Badilla, 2002; Vargas et al., 2006; Águila et al., 2008; Branco, 2008; Bustillo, 2013; Banu et al., 2016; Branco et al., 2016; Atencio et al., 2018a). Sin embargo, en este cultivo se han realizado pocos estudios acerca de las interacciones que presentan los insectos benéficos controladores de plagas con las distintas arvenses y plantas circundantes a los cañales; entre ellos se puede mencionar los de Tophan y Beardsley (1975) que cuantificaron plantas en Hawaii asociadas a *Lixophaga sphenophorus* Townsend (Diptera: Tachinidae) controlador de *Rhabdoscelus obscurus* Boisduval (Coleoptera: Curculionidae) y a Vargas et al. (2006) que reportan presencia de moscas controladoras de plagas de caña en arvenses.

3.4 Arvenses como fuentes de alimento a insectos benéficos

Existe una gran cantidad de registros de arvenses acompañantes de cultivos que han sido reportadas como hospederos alternos de insectos benéficos, entre los ejemplos que pueden ser considerados se encuentra Tingle et al. (1978) quienes mencionan que una planta de la familia Amaranthaceae sirve de alimento a *Spodoptera exigua* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae). Este insecto no es plaga importante en campos de maíz, sin embargo, sirve de hospedero alternativo a nueve especies de parasitoides que podrían atacar a *S. frugiperda* Smith (Lepidoptera: Noctuidae), insecto que causa grandes pérdidas en dicho cultivo. Al observarse la primera especie en el campo, ésta permite mantener las poblaciones de parasitoides aun cuando

el maíz no se encuentra en la etapa fenológica en la que se da la infestación de la plaga.

Jones y Snyder (2018) explican que ciertos enemigos naturales pueden diferir en el patrón de actividad en el tiempo y que el establecimiento de distintos eslabones atacando fitófagos brinda una complementariedad en el tiempo, incrementando la capacidad de los enemigos naturales de brindar servicios ecosistémicos importantes y de manera constante en el control biológico.

Graham et al. (1986), reportan 17 especies de arvenses creciendo en bordes de cultivos de alfalfa, algodón y sorgo, que sirven de hospederos alternos para chinches del género *Lygus* y sus parasitoides. Stansly et al. (1997) reportan la presencia de parasitoides de mosca blanca presentes en plantas del género *Bidens* y *Ludwigia*. Norris y Kogan (2000) brindan una lista detallada de plagas, enemigos naturales de esas plagas, hospederos alternos y arvenses en la cual se pueden observar estos controladores, ofreciendo una explicación extensa de acuerdo al tipo de plaga y cultivo. Incluso desde 1920 investigadores como Drake (1920) reportaron incrementos en el parasitismo de *Nezara viridula* por parte de un tachinido al haber presencia de plantas acompañantes en el cultivo de *Citrus*.

Topham y Beardsley (1975) reportan un parasitismo de sólo 10% en una plaga de caña de azúcar en zonas donde las malezas fueron controladas, mientras que en zonas sin aplicaciones de herbicidas se observó hasta un 65% de parasitismo, esto demuestra la alta capacidad del ecosistema circundante en autorregularse y brindar control a las poblaciones de insectos que se reproducen de manera descontrolada hasta volverse plagas

Tomando como referencia las arvenses reportadas en caña de azúcar para Costa Rica por Agüero et al. (2017), la literatura menciona que *Cynodon*

dactylon, *Panicum maximum* y *Pennisetum clandestinum* sirven de hospederos alternos a *Spodoptera exempta* Walker (Lepidoptera: Noctuidae) (Yarro, 1984; Chang et al., 1986) mientras que *Eleusine indica*, *Digitaria sanguinalis*, *Cynodon dactylon*, y *Cyperus* spp. se observaron como hospederos alternos de *S. frugiperda* (Pencoe y Martin, 1981). En presencia de *D. sanguinalis*, *Panicum* sp., *Amaranthus retroflexus* y *Chenopodium* sp. Weber et al. (1990) observaron un decrecimiento en el ataque de *Ostrinia nubilalis* Hubner (Lepidoptera: Crambidae) en maíz dulce, todos estos lepidopteros pueden no estar interactuando con el cultivo de caña, sin embargo, funcionan de hospederos alternos a insectos que pueden controlar los barrenadores de caña pertenecientes a este orden.

Digitaria sanguinalis y *Cyperus esculentus* demostraron ser hospederos de cicadellidos en alfalfa (Lamp et al., 1984), sin embargo, en presencia de plantas hojas ancha, el ataque de esta plaga disminuyó. Por otro lado, si el paisaje se componía sólo de hojas angostas este ataque aumentó y era aún mayor en parcelas con control de herbicidas de amplio espectro (Oloumi-Sadeghi et al., 1987). Otros autores han observado también la disminución de ataque de *Diabrotica* sp. en maní debido a la mayor presencia de depredadores en áreas con *D. sanguinalis* y otras gramíneas en comparación a zonas controladas por medio de herbicidas (Brust, 1990).

Otros ejemplos en donde las arvenses circundantes tuvieron un efecto en el control de plagas fue observado por Banks (2000) en brócoli al disminuirse el ataque de *Myzus persicae* en márgenes de cultivos con presencia de arvenses. Bocaccio y Petacchi (2009), observaron el efecto de las plantas circundantes en los parasitoides de una mosca plaga de la oliva; Burgio (2007) analizó los servicios ecológicos que la vegetación en bordes de cultivo brindaba como áreas de conservación de depredadores y parasitoides,

al igual que Costanzo y Bárberi (2013) que revisaron los servicios ecosistémicos de la biodiversidad funcional en trigo.

3.5 Roles ecológicos de los insectos

Los insectos cumplen una gran variedad de roles y nichos ecológicos en los ecosistemas terrestres, al clasificarse de acuerdo a su hábito alimenticio es evidente su rol en las cadenas tróficas. Una cadena trófica rastrea el flujo de energía y recursos que resulta cuando algunos organismos consumen otros organismos vivos o sus partes, definiendo así una relación trófica; entender cómo funcionan los roles ecológicos es de suma importancia para interpretar la dinámica de población de artrópodos y especialmente relevante al considerar las relaciones entre artrópodos y arvenses (Norris y Kogan, 2000).

Como base de la macrofauna se observan los artrópodos saprófitos; estos se alimentan de plantas o animales muertos y realizan un importante rol en el reciclaje de nutrientes de los cuales las plantas se alimentan, existen insectos fitófagos que se alimentan de plantas vivas, mientras que la entomofauna carnívora se alimenta de otros animales (Heralty, 2018).

Los insectos depredadores son aquellos que matan y se alimentan de múltiples presas mientras que los parasitoides son aquellos insectos que necesitan alimentarse de otro artrópodo durante un periodo de su ciclo de vida, viviendo de manera parasítica en un hospedero, ya sea de manera interna o externa, matando a su hospedero (Price, 1984; Jones y Snyder, 2018). Es posible clasificar estas asociaciones de acuerdo a una agrupación o “guild” donde se puede considerar un grupo de insectos como hospederos alternos, otro como depredadores, otro de parasitoides, de alimento suplementario, entre otros, brindando un patrón de entendimiento de los roles ecológicos de cada agrupación (Rosenheim et al., 1995; Korňan y Kopril, 2014).

Existen varias hipótesis que explican las complejas relaciones entre artrópodos y arvenses. La hipótesis de concentración de recursos explica que las arvenses representan un factor de dilución de concentración de la planta cultivada (Andow, 1991). La hipótesis de los enemigos (Russell, 1989) indica que las arvenses introducen un elemento de biodiversidad que expande el espectro de enemigos naturales disponibles para colonizar un cultivo al presentarse presas u hospederos, ésta brinda una base teórica para el manejo de un ecosistema para incrementar los enemigos naturales en las zonas cultivadas.

Esta variedad de interacciones resulta en una compleja red de relaciones, en las cuales factores bióticos y abióticos afectan de manera cercana la presencia o ausencia de estos en el ecosistema. Al considerar todos los roles que los insectos tienen en el ambiente es imposible no considerarlos como beneficiosos en algún aspecto en términos de disminución de plagas en un agroecosistema. Desde la devolución de nutrientes al suelo por medio de saprófitos hasta el ataque de plagas pueden ser considerados como servicios eco-sistémicos (Jones y Snyder, 2018); estos beneficios a los sistemas de producción de cultivos incrementan rendimientos y disminuyen la dependencia a factores externos para aumentarlos.

Aún entre los insectos fitófagos se pueden observar beneficios, teniendo en cuenta que una gran mayoría de los herbívoros en el agroecosistema no se encuentran alimentándose del cultivo, estos brindan servicios como hospederos alternos de depredadores o parasitoides que pueden no encontrar a la plaga de acuerdo al ciclo de cultivo y en su escala temporal (Norris y Kogan, 2005; Jones y Snyder, 2018). Incluso para insectos móviles las arvenses que pueden ser utilizadas como hospederos alternos no necesariamente deben encontrarse en el cultivo, pueden estar creciendo en los bordes sin producción o incluso entre eco-regiones distantes de las

plantaciones, y servir no sólo de hospederos alternos si no de protección y refugio, que es casi tan importante como la provisión de nutrientes (Norris y Kogan, 2000; 2005).

Muchos insectos del suborden Sternorrhyncha y Auchenorrhyncha producen ligamaza, que es la secreción de un compuesto azucarado que contiene carbohidratos, aminoácidos y agua derivado del floema de las plantas (Styrsky y Eubanks, 2007). Este compuesto es altamente rico y una gran variedad de insectos se alimentan de ella, especialmente debido a que una sustancia con tan alto contenido energético es sumamente necesario para insectos que se alimentan de proteína. Esta sustancia sirve como suplemento nutricional incluso cuando las poblaciones de presas disminuyen, o para artrópodos con altas demandas energéticas como insectos voladores (Wäckers et al., 2005).

Suplementos energéticos puede ser también obtenidos por medio de néctar floral, sin embargo, este es dependiente del estado fenológico de las arvenses cercanas al cultivo. El néctar extrafloral por otro lado, es producido por algunas plantas por medio de glándulas en secciones vegetativas. Rudgers y Gardener (2003) y Wäckers et al. (2005) mencionan que la planta puede incrementar la secreción de compuestos más ricos y con mayor contenido de aminoácidos en respuesta al ataque de herbívoros como una forma de atraer enemigos naturales que le ayudan a disminuir las poblaciones de fitófagos. Takasu y Lewis (1995) reportaron mayor longevidad y capacidad reproductiva en depredadores que se alimentan de polen o néctar, y que a falta de estos tienden no sólo a tener mayor dificultad para encontrar sus presas, sino que se incrementa la proporción de aquellos que hiperparasitan hospederos.

Desde hace décadas autores observan la importancia de áfidos productores de ligamaza presentes en arvenses en bordes sobre el parasitismo de plagas, e incluso Gardner (1938) realizó estudios acerca de la distancia a las cuales estas plantas se encontraban del cultivo y el grado de parasitismo de acuerdo a dicha distancia.

La falta de alimento suplementario puede tener un alto impacto en la biología de depredadores y parasitoides, haciendo que estos insectos disminuyan su capacidad de búsqueda de presas a favor de buscar otros medios alimenticios, convirtiendo las fuentes de azúcares en el agroecosistema en elementos esenciales en el establecimiento de interacciones tróficas (Takasu y Lewis, 1995; Baggen et al., 1999; Wäckers et al., 2005; Jones y Snyder, 2018).

Al no cumplirse un esquema ecológico en donde todos los roles ecológicos se observen en un sistema de producción de monocultivo, empieza a darse un desequilibrio donde los insectos fitófagos que se alimentan del cultivo se reproducen de manera descontrolada, y al no existir una cadena trófica establecida en la cual se mantengan plagas y enemigos naturales en equilibrio, se empiezan a dar pérdidas en rendimiento.

3.6 Control biológico conservativo

Existen distintos métodos para incrementar las poblaciones de enemigos naturales presentes en los agroecosistemas, entre estos se encuentra el control biológico conservativo el cual consiste en la modificación del medio ambiente para incrementar enemigos naturales específicos u otros organismos con el fin de reducir el efecto de las plagas (Omkar, 2016), este método busca brindar un espacio para que los insectos controladores puedan mantenerse en zonas aledañas al cultivo.

Diferentes arvenses presentes en áreas cercanas a las plantaciones de caña pueden ser consideradas como plantas benéficas debido al servicio que brindan al agroecosistema, además son zonas con vegetación semi-natural que contienen un amplio espectro de diversidad de plantas (Cirujeda et al., 2019). Muchas de estas plantas tienen la capacidad debido a sus condiciones biológicas o morfológicas de servir de refugio, alimento, vías de tránsito y de hospederos alternos a controladores biológicos (Mexzón, 1997; Stapel et al., 1997; Denys y Tschardtke, 2002; Pfiffner y Wyss, 2004; Vargas, 2011).

El control biológico conservativo es una combinación entre proteger a los enemigos naturales y brindar recursos para que sean más efectivos (Omkar, 2016). Al considerar esto, establecer áreas de plantas benéficas que atraigan dichos enemigos naturales e incrementar la diversidad biológica, puede hacer que la incidencia de plagas en caña disminuya debido al establecimiento de cadenas tróficas en el ecosistema, lo que no permitiría el desarrollo de un insecto de manera descontrolada (Landis et al., 2000; Burgio, 2007).

Este tipo de control permite una reducción en el uso de agentes químicos como insecticidas; disminuyendo también el impacto ambiental. Por medio de la conservación del ambiente natural es posible realizar un control de plagas sostenible (Pfiffner y Wyss, 2004; Purtauf et al., 2005; Burgio, 2007; Gardiner et al., 2010), incrementando así el potencial de las liberaciones de insectos controladores y potenciando la capacidad natural del ambiente para controlar las plagas de la caña de azúcar.

3.7 Aplicabilidad del control biológico

A pesar de que el potencial de control biológico al manejarse el ecosistema circundante es mucho mayor en zonas tropicales que en zonas templadas debido a la gran diversidad de artrópodos y la actividad de insectos

durante todo el año (Omkar, 2016), estas han sido poco estudiadas en los trópicos, sin embargo, en zonas templadas como Europa Occidental y en la zona oeste de Estados Unidos la implementación de franjas de plantas con flores consideradas como benéficas, poco a poco está siendo más ampliamente estudiada y utilizada.

Con respecto a este tema, diversos investigadores han realizado estudios en el tema de la ecología del paisaje para la atracción de enemigos naturales, entre los cuales se pueden destacar los realizados por Mexzón (1997) en palma aceitera; Al-Doghairi y Cranshaw (1999) en jardines botánicos; Thomas y Marshall (1999) en cereales; Landis et al. (2000) quienes realizan una revisión en distintos sistemas agrícolas; Fernández (2001) en jardines botánicos; Marshall y Moonen (2002) en una revisión de bordes de cultivos varios; Pfiffner y Luka (2003) en cereales; Wäckers y Steppuhn (2003) en plantaciones de repollo; Pfiffner y Wyss (2004), Burgio (2007) y Tschardt et al. (2007) en bordes de cultivos sembrados con plantas nativas en Suiza, Italia y Alemania; Caballero-López et al. (2012) en distintos sistemas de cereales; Vargas (2011) en plantaciones de café; Balzan et al. (2016) en cultivos de tomate; Eoche-Bosy et al. (2016) en cereales, entre otros.

Con respecto al cultivo de caña, Vargas et al. (2006) reportan a *Bidens pilosa*, *Mangifera indica*, *Lippia nodiflora* y *Acmella oppositifolia* como fuentes de alimento de moscas de la familia Tachinidae, que atacan larvas barrenadoras del tallo de caña. Williams (1931) reporta la presencia de *Lixophaga sphenophori*, parasitoide de *Metamasius obscurus* Horn (Coleoptera: Curculionidae) en caña de azúcar alimentándose de *Euphorbia glomerifera* (actualmente descrita como *Euphorbia hypericifolia* L.).

En este mismo cultivo Leeper (1974) también menciona a *Euphorbia hirta*, *Ricinus communis*, *Mimosa virgata*, *Bidens pilosa*, *Bidens* spp., varias

especies de *Crotalaria* y *Phyllanthus niruri*, como hospederas de *L. sphenophori*. Bustillo (2013) reporta la presencia de Syrphidos depredadores de salivazos en *Sida* sp. y en *Emilia sonchifolia*. Incluso Ali et al. (1984) y Ali y Reagan (1985) reportan incrementos en el rendimiento de la caña de azúcar en presencia de arvenses hojas ancha hospederas de hormigas de fuego atacando *Diatraea saccharalis*, con hasta un 19% de incremento en rendimiento en ambientes con mayor crecimiento de malezas.

En otros cultivos como café, Vargas (2011) reporta el uso de *Bidens pilosa*, *Chamaesyce hirta*, *Galinsoga quadriradiata*, *Melampodium* sp., *Spermacoce* spp. y *Verbena litoralis* para atraer himenópteros parasitoides, mientras que en palma aceitera se menciona el uso de *Crotalaria* sp. (Ramírez et al., 2001), *Solanum* spp., *Urena lobata*, *Croton* spp., *Cassia tora*, *Melanthera aspera* y varias especies de las familias Asteraceae, Euphorbiaceae, Fabaceae, Malvaceae, entre otras, para la atracción y conservación de parasitoides y depredadores (Mexzón, 1997).

Por medio de la diversidad y abundancia de las comunidades de insectos enemigos naturales en el agroecosistema se puede obtener información acerca de la potencial eficacia que podrían poseer para controlar plagas, la cual se encuentra directamente relacionada a las comunidades vegetales circundantes que serán el ambiente en el cual los depredadores y parasitoides se mantendrán dentro del agroecosistema (Gurr et al. 2017).

3.8 Cuantificación y comprensión de la biodiversidad

Existen varios elementos que ayudan a entender y cuantificar la biodiversidad de un ecosistema, sin embargo, los más comunes son el número o riqueza de especies, la abundancia relativa y equitatividad de especies, y la identidad de estas especies en la comunidad (Jones y Snyder, 2018).

La riqueza de especies puede ser calculada al contar cada especie de la comunidad, describiendo el número de especies diferentes, este aspecto es importante ya que entre mayor cantidad de especies se encuentren presentes, una mayor variedad de roles ecológicos o nichos pueden ser esperados en el agroecosistema (Jones y Snyder, 2018).

La equitatividad (“evenness” por su término en inglés) de especies describe la abundancia relativa de especies en un conjunto, una baja equitatividad se representa con una mayor abundancia de ciertas especies en comparación con otras, mientras que cuando la equitatividad es alta se puede esperar una abundancia relativamente similar entre especies. Este parámetro es importante ya que una comunidad con mayor equitatividad posee una mayor capacidad de llenar una mayor variedad de nichos ecológicos (Jones y Snyder, 2018), al presentar una alta riqueza y equitatividad se puede mejorar la obtención de servicios ecológicos de interés por medio de la complementariedad de especies.

La identidad de las especies contenidas en el ecosistema brinda información sobre qué especies se pueden encontrar; cuando hay comunidades ecológicas más diversas o complejas es más probable que se incluyan algunas especies más importantes que otras, como un depredador más efectivo siendo más eficiente en brindar servicios ecológicos de interés (Heralty, 2018; Jones y Snyder, 2018).

Una comunidad de plantas diversas puede estimular una diversidad y abundancia de enemigos naturales mayor, disminuyendo la incidencia de plagas en el cultivo (Jones y Snyder, 2018). Al existir una mayor diversidad de especies también se da una complementariedad en términos de hábitos alimenticios, ya que al existir una mayor riqueza de enemigos naturales habrá especies que se alimenten de diferentes etapas de la vida de la plaga, logrando

un mayor control y presión de selección disminuyendo las posibilidades de ciertos insectos a sobrevivir y desarrollarse de manera descontrolada hasta volverse una plaga.

Sin embargo, al remover los refugios y recursos por medio del uso de agroquímicos, la biodiversidad de insectos benéficos puede verse afectada ya que usualmente los enemigos naturales tienden a ser más sensibles a los insecticidas. Esta condición se encuentra relacionada a su modo de vida ya que tienden a ser insectos de vida libre, voladores o con alta movilidad, evitando que estos se adapten fácilmente o desarrollen resistencia a los químicos, y que al eliminarlos se vea amenazada la capacidad del ambiente a recuperarse y mantenerse en equilibrio, por lo que es vital disminuir la carga química y buscar metodologías de manejo integrado de plagas más eficientes (Jones y Snyder, 2018).

Es importante realizar investigaciones acerca del rol de la biodiversidad de insectos benéficos con el fin de entender la forma en la cual se pueden utilizar estos recursos como servicios ecosistémicos que permita entender cómo conservarlos en el ambiente e incrementar la eficiencia del manejo integrado de plagas (Winfrey et al., 2015; Heralty, 2018).

4. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Sitio de estudio

Este estudio se realizó en dos fincas pertenecientes a dos diferentes regiones productoras de caña de azúcar. Se realizaron los muestreos en las fincas del Ingenio El Palmar, ubicado en Miramar de Puntarenas (10°1'35.60"N; 84°46'59.15"O), sitio perteneciente de la región cañera del Pacífico Central, localizado a aproximadamente 20 msnm, y en la finca COOPECAÑITA del sector Omega, localidad Jurai, de la región cañera de Turrialba (9°50'8.50"N; 83°39'17.86"O), a 625 msnm en Costa Rica.

En la finca COOPECAÑITA, la caña adyacente a los muestreos fue de la variedad B 76-259 mientras que en El Palmar se tomaron muestras en zonas aledañas a las variedades de caña CP72-1210 y CP72-2086.

Se realizó una evaluación mensual durante ocho meses iniciando en abril con caña soca (proveniente de un retoño) de aproximadamente 1-2 meses de edad, esta fecha se seleccionó con el fin de evitar los disturbios al borde del cañal causados por la maquinaria y aplicación de herbicidas que se realiza en las fincas en los primeros meses. La última evaluación se realizó en el mes de diciembre cuando la caña se encontraba durante la etapa de maduración, el cañal ya había cerrado y no había ingreso de maquinaria ni disturbio dentro del cultivo (Figura 1).

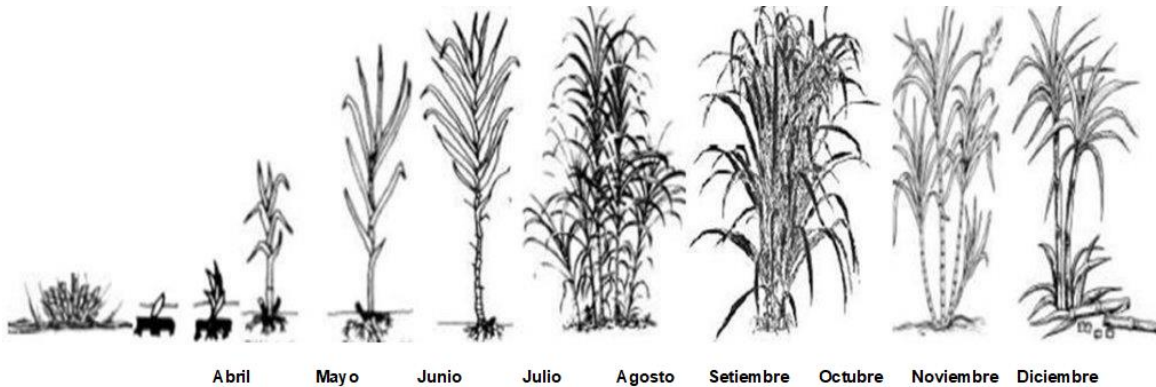


Figura 1. Representación gráfica del crecimiento de la caña de azúcar durante los meses de evaluación (adaptado de Aguilar, 2011).

4.2 Condiciones climáticas

En este estudio se abarcaron las condiciones de transición entre época seca y lluviosa, época lluviosa, y transición entre lluviosa y seca entre los meses de abril y diciembre.

En la región de Turrialba las condiciones climáticas se midieron por medio de sensores de humedad, temperatura y precipitación en una estación meteorológica de la Universidad de Costa Rica que tomaba los datos cada hora. Esta estación se encontraba localizada a 4 km de la finca COOPECAÑITA en donde se realizaron los muestreos. Como puede observarse en el mapa la geografía de la región es montañosa con áreas boscosas y campos de cultivos cercanos a la carretera (Figura 2).



Figura 2. Imagen satelital de la Finca COOPECAÑITA y zonas aledañas donde se realizaron los muestreos en Turrialba (Google Earth, 2019a). Cartago, Costa Rica, 2019.

No se contó con una estación climática completa dentro del Ingenio El Palmar en la región de Puntarenas, por lo que se utilizaron los datos de temperatura, humedad, y precipitación de la estación meteorológica del Instituto Meteorológico Nacional en Pitahaya, Aranjuez, ubicada a 5 km de los puntos de muestreos. Se evidencia por medio de la imagen que la zona está principalmente dominada por campos de cultivo y se encuentra en una zona con topografía plana (Figura 3).



Figura 3. Imagen satelital de las fincas del Ingenio El Palmar donde se realizaron los muestreos (Google Earth, 2019b). Puntarenas, Costa Rica, 2019.

Las condiciones climáticas en la zona de Puntarenas (Figura 4) y Turrialba (Figura 5) fueron analizadas entre abril y diciembre del 2018; y para ello se graficaron los datos correspondientes a máximos, mínimos y promedios de temperatura y humedad, así como la precipitación acumulada diaria en cada zona.

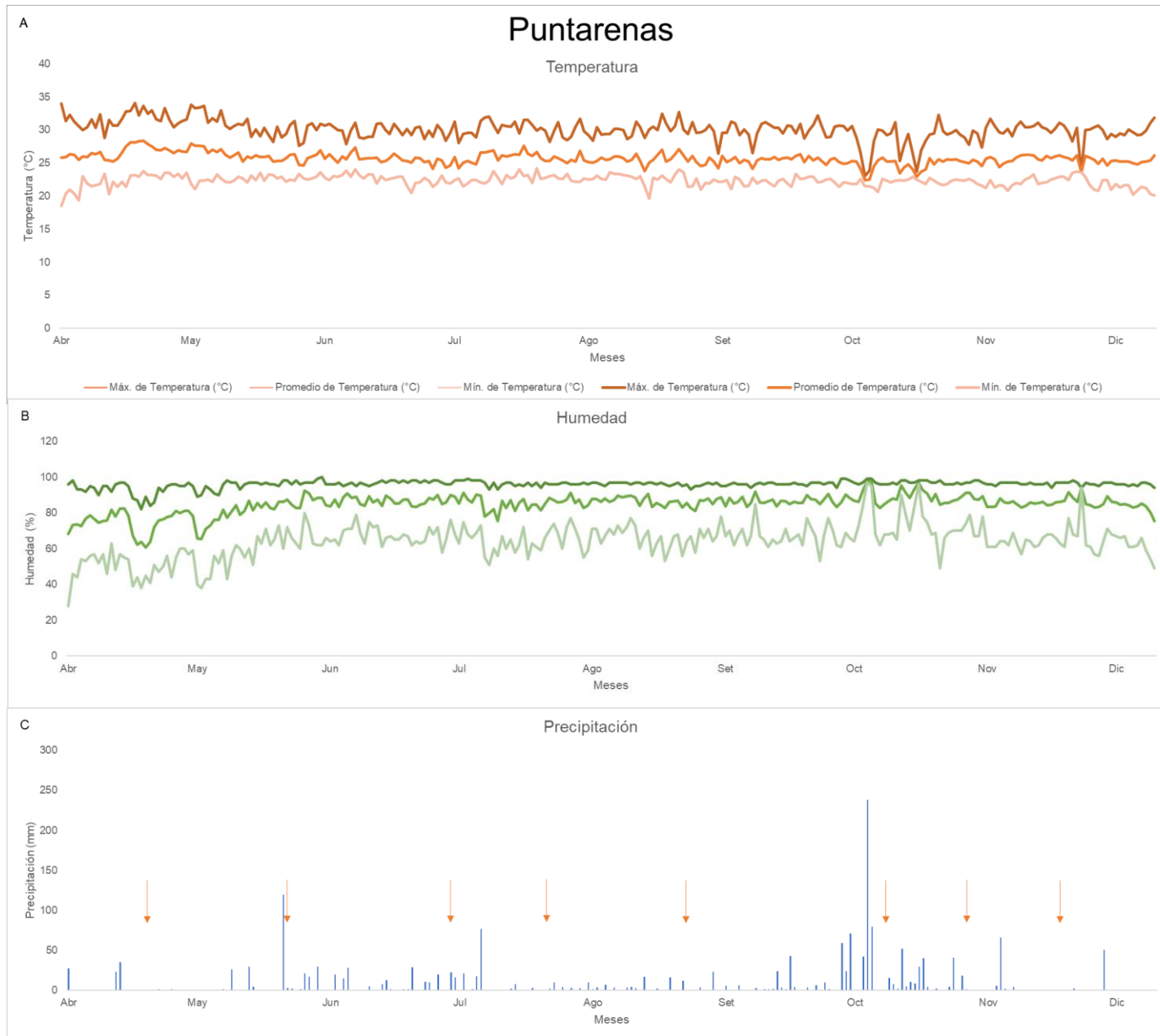


Figura 4. Datos meteorológicos de temperatura (°C) (A), humedad (%) (B) y precipitación (mm) (C), recolectados por la estación meteorológica del IMN localizada en Aranjuez de Puntarenas, Costa Rica. Las flechas indican las fechas de muestreo. Abril a diciembre 2018.

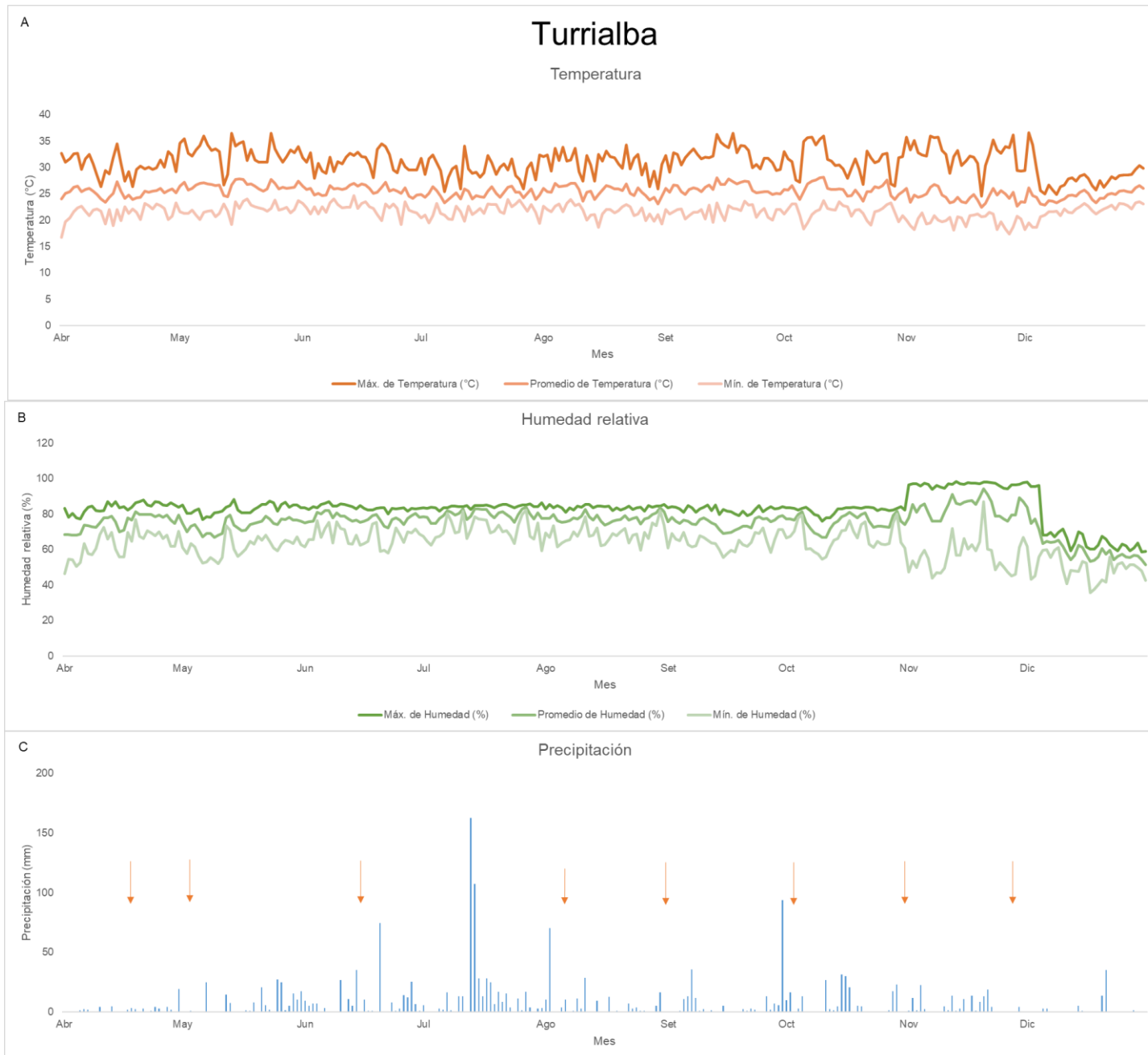


Figura 5. Datos meteorológicos de temperatura (°C) (A), humedad (%) (B) y Precipitación (mm) (C), recolectados por una estación meteorológica localizada en la Suiza de Turrialba, Costa Rica. Las flechas indican las fechas de muestreo. Abril a diciembre, 2018.

4.3 Muestreos

Se realizaron visitas a ambas fincas una vez por mes durante ocho meses, se escogieron aleatoriamente sitios en los bordes inmediatos a la caña que no hubieran sido tratados con herbicidas o corte mecánico al momento de la toma de datos. Estos fueron escogidos de acuerdo a la cobertura vegetal, buscando espacios con al menos un metro cuadrado de vegetación colindante al cultivo.

Se realizaron dos muestreos en cada fecha, uno en horas de la mañana y el segundo en horas de la tarde, para ello se seleccionaron diez puntos con presencia de arvenses en cada periodo del día, debido a las condiciones climáticas u otras razones algunas fechas tuvieron un menor número de puntos de muestreo por lo que se homogenizó la cantidad de puntos para ambas zonas en cada mes. En cada uno de los muestreos se tomó en cuenta las características generales del sitio de muestreo, y sus coordenadas geográficas. Se definió como unidad muestral un punto de 0,25 m² donde se colocó la estructura cuboide que se detalla más adelante en este documento.

En estos bordes de cañal se efectuó un muestreo aleatorio en una unidad muestral de 0,25 m², área en la cual se colocó una estructura cuboide de 50 cm x 50 cm x 100 cm (0,25 m³) de hierro soldado envuelta en malla anti-áfidos (Figura 6 A). Dentro de ésta se realizó un aspirado de todos los insectos presentes dentro de la estructura por medio de un soplador de hojas modelo HBL 26 BV de la marca Homelite, modificado según Dođramaci (2011); Cherrill (2015) y Zou et al. (2016) para poder utilizar un tubo largo y aspirar los insectos. En el extremo del aspirador se introdujo una bolsa de 20 cm x 15 cm confeccionada de malla anti-áfidos donde se recolectaron los insectos aspirados (Figura 6 B). Una vez tomada la muestra, las bolsas de malla fueron introducidas dentro de bolsas plásticas con sello doble (Figura 6 C) y guardadas en frío (4°C) hasta el momento de su clasificación en el laboratorio.

Posterior al aspirado se identificaron taxonómicamente las plantas que se encontraban presentes en esta unidad muestral y se estimó el porcentaje de cobertura del suelo por especie. Cada una de las muestras de insectos se relacionó

con la información de las arvenses por medio de un código para su análisis posterior.



Figura 6. Estructura cuboide envuelta en malla anti-áfidos en un borde de cañal (A); equipo de aspirado con bolsa confeccionada de malla anti-áfidos en el extremo para recolección de muestras de insectos (B); bolsa de malla con muestras de insectos dentro de una bolsa plástica con sello doble y código de identificación (C).

Las muestras de insectos recolectadas fueron transferidas primero a recipientes de plástico de 50 ml con alcohol al 75%; estas muestras incluían semillas, hojas, materia orgánica y suelo asociados a la recolección, por lo que se realizó una limpieza individual por muestra en donde los insectos fueron seleccionados y colocados en microtubos plásticos de 1,5 ml de capacidad con alcohol al 75% rotulados con la información de colecta. La información relacionada de las arvenses se identificó con la misma información de fecha, lugar y ubicación.

4.4 Análisis del material recolectado

Teniendo en cuenta el nivel de conocimiento avanzado que conlleva la identificación hasta especie en la gran mayoría de los grupos de artrópodos, que la identificación hasta especie sólo lo consigue un taxónomo especializado, y que el tiempo necesario para realizar tal identificación de los más de 13.000 individuos recolectados conllevaría varios meses, la identificación de los insectos en este estudio se realizó hasta nivel de familia. Adicionalmente, por punto de muestreo se identificaron con un código aquellas especies que se consideraron morfológicamente similares en cada familia y se contabilizó la cantidad de individuos de cada morfoespecie que se encontró por punto de muestreo.

Posterior al muestreo se realizó por medio de observación en estereoscopio la identificación taxonómica de los insectos recolectados (Curran, 1934; Borrer y White, 1970; Hanson, 2019a; Hanson, 2019b; Hanson, 2019c; Mexzón, 2019; comunicación personal Hanson, P., 2019; comunicación personal Mexzón, R.G., 2019). Estos fueron separados por familia, preservados en microtubos plásticos de 0,5 ml - 1,5 ml con alcohol al 75%, y se clasificaron todos los insectos de cada familia de acuerdo a sus características morfológicas como forma y color, y de acuerdo a ello se registró la cantidad de morfoespecies por familia y el número de individuos por morfoespecie para cada muestra independientemente.

Una vez procesadas todas las muestras, cada familia fue clasificada de acuerdo a su hábito alimenticio, permitiendo separar entre agrupaciones de insectos benéficos. Cada familia de insecto se clasificó como depredadora, parasitoide,

fitófaga, saprófita y polinizadora, algunas de estas conteniendo múltiples clasificaciones de acuerdo a la variedad de hábitos de la familia. Esta clasificación se realizó según múltiples referencias bibliográficas (Curran, 1934; Peterson y Davies, 1960; Bennett, 1965; Borror y White, 1970; Afify y Farghaly, 1971; Lloyd, 1973; Lindgren y Wolfenbarger, 1976; Shapas y Hilsenhoff, 1976; Bosque y Rabinovich, 1979; White, 1983; Atim y Graham, 1984; Linley, 1985; Dudgeon, 1989; Hanson y Gauld, 1995; Huber, 1996; Willemstein, 1987; Gagné y Bennet, 1993; Goulet y Huber, 1993; Brailovsky y Mayorga, 1994; Cox, 1994; Torres et al., 1996; Bardwell y Averi, 1997; Kirejtshuk et al., 1997; Woodley y Judd, 1998; Yanoviak, 1999; Bilde et al., 2000; Grundy y Maelzer, 2000; Dodds et al., 2001; Aukema y Raffa, 2004; Kohno et al., 2004; Arevalo y Frank, 2005; Butler y O'Neill, 2006; Byrne y Toscano, 2006; Gauld y Hanson, 2006; Weber et al., 2008; Brown et al., 2009; Bland y Jaques 2010; Brown et al., 2010; Couri y Barros, 2010; Franco, 2010; Kurczewski, 2010; Medeiros et al., 2010; Cambero et al., 2011; Polodori, 2011; Vargas et al., 2011; Arcaya et al., 2013; Bistline-East y Hoddle, 2014; Pyñeyro et al., 2016; Jones y Snyder, 2018; Heraty, 2018; Hanson, 2019a; Hanson, 2019b; Hanson, 2019c; Mexzón, 2019; comunicación personal Hanson, P., 2019; comunicación personal Mexzón, R.G., 2019).

4.5 Análisis estadístico

Una vez procesadas las muestras se analizaron los datos por medio de los programas estadísticos SAS 9.4 y R versión 3.6.1 "Action of the Toes". Con los paquetes Vegan (Oksanen et al., 2018) y BiodiversityR (Kindt y Coe, 2005) se realizaron los análisis de diversidad de morfoespecies de insectos y especies de arvenses por medio del Índice de Shannon-Wiener, así como la abundancia y riqueza de morfoespecies por familia de insectos y de cobertura de arvenses, y por último la equitatividad de arvenses.

El Índice de diversidad de Shannon-Wiener propone que entre mayor sea el valor obtenido mayor será la diversidad biológica, responde a un rango entre 0 y 5, y utiliza la siguiente fórmula (Southwood y Henderson, 2009):

$$H = - \sum_{i=1}^{S_{obs}} p_i \log_e p_i$$

Dónde:

H = Índice de diversidad de Shannon-Wiener

S = Número de especies (riqueza). En el caso de los insectos se utilizó el número de morfoespecies por familia.

Pi = Abundancia proporcional de la *i*ésima especie. Se utilizó el porcentaje de cobertura de cada especie de arvense en lugar del número de individuos, y en el caso de insectos el número de individuos de cada morfoespecie.

Al tener en cuenta que la fórmula de diversidad de Shannon-Wiener contempla varios elementos para determinar la diversidad de arvenses, se obtuvo un valor de riqueza descrito como el número de especies de plantas por región, fecha y punto de muestreo, así como un valor de abundancia, dado por el porcentaje de cobertura de cada especie vegetal en cada unidad de muestreo por fecha y región.

El valor de diversidad de insectos se obtuvo al calcular el número de morfoespecies por familia (riqueza) y la abundancia, esta última descrita por la cantidad de individuos identificados por morfoespecie de cada familia en cada punto de muestreo. Para el análisis de los datos se promediaron los valores por fecha y por región.

Se decidió calcular el Índice de equitatividad de arvenses también llamado abundancia, equidad (Lou y González-Oreja, 2012) o “evenness” en inglés, sustituyendo el valor de abundancia obtenido por medio del porcentaje de cobertura. El valor de equitatividad representa el grado de repartición o nivel de semejanza de los individuos -o cobertura vegetal en este caso- de las especies de plantas presentes, obteniéndose valores cercanos a uno cuando hay un nivel relativamente similar de cobertura de especies (Badii et al., 2008; Morris et al., 2014) en cada punto de muestreo y fecha, y utiliza la siguiente fórmula (Southwood y Henderson, 2009; Kindt, 2019):

$$E_H = \frac{H}{\log S}$$

Dónde:

E = Índice de equitatividad

H = Índice de diversidad de Shannon-Wiener

S = Número de especies de arvenses identificadas (riqueza)

El valor de equitatividad puede ser fácilmente comparado por mes ya que se promedian los valores relativos del Índice en cada fecha de muestreo de cada zona, donde se observan valores más altos o bajos de acuerdo a la semejanza de especies vegetales que cada punto presentó.

El Índice de diversidad de Shannon al presentarse en conjunto con datos de riqueza y abundancia (equitatividad en el caso de las plantas) permite describir mejor la estructura de la comunidad de especies según Moreno (2001).

Para determinar si se obtuvieron diferencias significativas en el tiempo con respecto a los promedios de diversidad de insectos y plantas, y la equitatividad de plantas se realizó un análisis de varianza por medio del programa estadístico SAS 9.4, este análisis comparó los valores promedios obtenidos en cada zona en cada una de las fechas.

Por medio de la biblioteca de manipulación de datos “dplyr” (Wickham et al., 2019) del programa R se realizaron los análisis de frecuencias de aparición tanto de insectos como de plantas, donde se ordenaron por zona y a través del tiempo de manera jerárquica, las familias de plantas y de artrópodos con más apariciones totales (frecuencia acumulada) durante toda la evaluación. Esto quiere decir que en puntos de muestreo en donde se observaron múltiples morfoespecies de una familia de insectos, se puede considerar que esta familia presentó una mayor cantidad de apariciones acumuladas, lo que ayuda a entender la dinámica ecológica de los resultados obtenidos y observar las diferencias entre zonas.

Para determinar la coocurrencia de especies de plantas y familias de insectos se utilizó la biblioteca de manipulación de datos “cooccur” (Griffith et al., 2016) del programa R. Este análisis permite observar la probabilidad de ocurrencia de dos variables cualquiera, brindando un número que representa la probabilidad de aparición de un insecto en presencia de una planta y su asociación positiva o negativa, esta determinada por el nivel de significancia de los datos obtenidos ($P < 0,05$) determinada de acuerdo a los datos acumulados de todas las evaluaciones en ambas zonas y durante el tiempo.

5. RESULTADOS

5.1 Condiciones climáticas

De acuerdo a los datos del Instituto Meteorológico en la zona del Pacífico Central la estación lluviosa se estableció en el mes de abril (IMN, 2018a), la transición entre lluviosa a seca se observó en el mes de octubre, (IMN, 2018b) y a pesar de observarse un pico de precipitación en este mes, según el IMN (2018c) la estación seca inició en noviembre, condición que se puede evidenciar al observar el cese de lluvias a partir de este mes (Figura 4 C).

Con respecto a los datos de precipitación (Figura 5 C), de la zona de Turrialba se puede considerar que cuando iniciaron los muestreos, el área se encontraba en la estación seca, el inicio de la estación lluviosa empezó aproximadamente a principios de mayo, seguido por una época con menor cantidad de eventos de lluvia en noviembre, donde se inició la transición a la temporada seca.

5.2 Caracterización de las zonas de acuerdo a las especies vegetales

En total se identificaron en ambas regiones 140 especies de arvenses pertenecientes a 41 familias diferentes. En la zona de El Palmar se identificaron 76 especies mientras que en Turrialba se identificaron 107 especies vegetales, en cada una de estas zonas se identificaron 33 familias (Cuadro 1), sin embargo, en cada región se observaron familias diferentes (Cuadro 2).

Cuadro 1. Cantidad de familias, géneros y especies de arvenses identificadas en las áreas de El Palmar y Turrialba entre abril y diciembre del 2018.

Zona	Familias	Géneros	Especies
El Palmar	33	58	83
Turrialba	33	86	120
Total	41	105	157

Cuadro 2. Lista de especies de arvenses identificadas en las zonas de El Palmar y Turrialba entre abril y diciembre del 2018.

Familia	Especie	Zona en la que se encontraba
Aizoaceae	<i>Trianthema portulacastrum</i>	El Palmar
Apiaceae	<i>Eryngium foetidum</i>	Turrialba
	<i>Spananthe paniculata</i>	Turrialba
Araceae	<i>Dieffenbachia</i> sp.	Turrialba
Araliaceae	<i>Hydrocotyle bowlesioides</i>	El Palmar
Asteraceae	<i>Acmella radicans</i>	Turrialba
	<i>Ageratum conyzoides</i>	Turrialba
	<i>Baltimora germinata</i>	Turrialba
	<i>Bidens pilosa</i>	Turrialba
	<i>Conyza bonariensis</i>	Turrialba
	<i>Crassocephalum crepidioides</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Eclipta alba</i>	Turrialba
	<i>Eclipta postrata</i>	El Palmar
	<i>Elvira biflora</i>	Turrialba
	<i>Emilia fosbergii</i>	Turrialba
	<i>Erechtites hieraciifolius</i>	Turrialba
	<i>Melampodium divaricatum</i>	El Palmar
	<i>Mikania micrantha</i>	Turrialba
	<i>Mikania</i> sp.	Turrialba
	<i>Synedrella nodiflora</i>	Turrialba
	<i>Tridax procumbens</i>	El Palmar
	<i>Vernonia cinerea</i>	El Palmar
	<i>Wedelia</i> sp.	Turrialba
<i>Youngia japonica</i>	Turrialba	
Begoniaceae	<i>Begonia semiovata</i>	Turrialba
Boraginaceae	<i>Heliotropium indicum</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Heliotropium procumbens</i>	El Palmar

Brassicaceae	<i>Cardamine bonariensis</i>	Turrialba
Campanulaceae	<i>Hippobroma longiflora</i>	Turrialba
	<i>Lobelia xalapensis</i>	Turrialba
Caryophyllaceae	<i>Drymaria cordata</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Moehringia pentandra</i>	Turrialba
Cleomaceae	<i>Cleome viscosa</i>	El Palmar
Commelinaceae	<i>Commelina diffusa</i>	Turrialba
	<i>Commelina</i> sp.	Turrialba
	<i>Murdannia nudiflora</i>	Turrialba
Convolvulaceae	<i>Ipomoea alba</i>	Turrialba
	<i>Ipomoea grandifolia</i>	Turrialba
Cucurbitaceae	<i>Cucumis melo</i>	El Palmar
	<i>Melotria pendula</i>	El Palmar
	<i>Momordica charantia</i>	El Palmar
Cyperaceae	<i>Cyperus diffusus</i>	Turrialba
	<i>Cyperus esculentus</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Cyperus ferax</i>	Turrialba
	<i>Cyperus iria</i>	El Palmar
	<i>Cyperus lazulae</i>	Turrialba
	<i>Cyperus odoratus</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Cyperus rotundus</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Cyperus</i> sp.	Turrialba
	<i>Fimbristylis annua</i>	Turrialba
	<i>Fimbristylis miliacea</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Juncus dudleyi</i>	Turrialba
	<i>Kyllinga brevifolia</i>	Turrialba
	<i>Kyllinga sesquiflora</i>	Turrialba
	<i>Rhynchospora nervosa</i>	Turrialba
Euphorbiaceae	<i>Acalypha alopecuroides</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Caperonia palustris</i>	El Palmar

	<i>Croton hirtus</i>	Turrialba
	<i>Croton lobatus</i>	El Palmar
	<i>Euphorbia heterophylla</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Euphorbia hirta</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Euphorbia hypericifolia</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Euphorbia postrata</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Hypericum gnidioides</i>	El Palmar
	<i>Indigofera hirsuta</i>	Turrialba
Fabaceae	<i>Aeschynomene sensitiva</i>	Turrialba
	<i>Centrosema</i> sp.	Turrialba
	<i>Desmodium heterocarpon</i>	Turrialba
	<i>Desmodium</i> sp.	Turrialba
	<i>Erythrina poeppigiana</i>	Turrialba
	<i>Hypericum gnidioides</i>	Turrialba
	<i>Mimosa púdica</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Mimosa</i> sp.	Turrialba
	<i>Pueraria phaseoloides</i>	Turrialba
Lamiaceae	<i>Hyptis brevipes</i>	El Palmar
	<i>Hyptis suaveolens</i>	Turrialba
	<i>Marsypianthes chamaedrys</i>	Turrialba
Loganiaceae	<i>Spigelia anthelmia</i>	El Palmar
Lythraceae	<i>Cuphea carthagenensis</i>	Turrialba
Malvaceae	<i>Malachra alceifolia</i>	El Palmar
	<i>Sida rhombifolia</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Sida</i> sp.	El Palmar
Molluginaceae	<i>Mollugo verticillata</i>	El Palmar
Nyctaginaceae	<i>Boerhavia erecta</i>	El Palmar y Turrialba
Onagraceae	<i>Ludwigia octovalvis</i>	Turrialba
	<i>Ludwigia</i> sp.	Turrialba
Oxalidaceae	<i>Oxalis barrelieri</i>	Turrialba

	<i>Oxalis corniculata</i>	Turrialba
Phyllanthaceae	<i>Phyllanthus amarus</i>	El Palmar
	<i>Phyllanthus niruri</i>	Turrialba
	<i>Phyllanthus</i> sp.	El Palmar y Turrialba
	<i>Phyllanthus urinaria</i>	Turrialba
Piperaceae	<i>Peperomia pellucida</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Piper umbellatum</i>	Turrialba
Plantaginaceae	<i>Mecardonia procumbens</i>	El Palmar
	<i>Scoparia dulcis</i>	El Palmar
Poaceae	<i>Arthraxon hispidus</i>	El Palmar
	<i>Chloris radiata</i>	Turrialba
	<i>Coix lacryma-jobi</i>	Turrialba
	<i>Cynodon dactylon</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Cynodon nlemfuensis</i>	Turrialba
	<i>Dactyloctenium aegyptium</i>	El Palmar
	<i>Digitaria sanguinalis</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Digitaria</i> sp.	El Palmar
	<i>Echinochloa colona</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Echinochloa crus-galli</i>	El Palmar
	<i>Eleusine indica</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Fimbristylis annua</i>	Turrialba
	<i>Fimbristylis miliacea</i>	Turrialba
	<i>Ixophorus unisetus</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Leptochloa filiformis</i>	El Palmar
	<i>Leptochloa panicea</i>	El Palmar
	<i>Leptochloa uninervia</i>	El Palmar
	<i>Oplismenus burmannii</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Oryza latifolia</i>	El Palmar
	<i>Oryza sativa</i>	El Palmar
<i>Panicum capillare</i>	Turrialba	

	<i>Panicum fasciculatum</i>	El Palmar
	<i>Panicum trichoides</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Paspalum conjugatum</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Paspalum fasciculatum</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Paspalum paniculatum</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Paspalum squamulatum</i>	Turrialba
	<i>Poa annua</i>	Turrialba
	<i>Rottboellia cochinchinensis</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Rottboellia exaltata</i>	El Palmar
	<i>Saccharum officinarum</i>	Turrialba
Polygalaceae	<i>Polygala dactylon</i>	Turrialba
	<i>Polygala paniculata</i>	Turrialba
	<i>Polygonum persicaria</i>	El Palmar
Pontederiaceae	<i>Heteranthera reniformis</i>	El Palmar y Turrialba
Portulacaceae	<i>Portulaca oleracea</i>	Turrialba
Rubiaceae	<i>Spermacoce hirta</i>	Turrialba
	<i>Spermacoce alata</i>	El Palmar
	<i>Spermacoce laevis</i>	Turrialba
	<i>Spermacoce latifolia</i>	Turrialba
Sapindaceae	<i>Paullinia alata</i>	El Palmar
Scrophulariaceae	<i>Lindernia crustacea</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Lindernia dubia</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Mecardonia procumbens</i>	Turrialba
	<i>Stemodia durantifolia</i>	El Palmar
Solanaceae	<i>Browalia americana</i>	Turrialba
	<i>Physalis peruviana</i>	Turrialba
	<i>Physalis sp.</i>	El Palmar y Turrialba
	<i>Solanum viarum</i>	Turrialba
Tiliaceae	<i>Corchorus orinocensis</i>	El Palmar
Urticaceae	<i>Cecropia sp.</i>	Turrialba

	<i>Laportea aestuans</i>	Turrialba
	<i>Phenax sonneratii</i>	Turrialba
	<i>Pilea hyalina</i>	Turrialba
Verbenaceae	<i>Lantana camara</i>	Turrialba
	<i>Lantana trifolia</i>	Turrialba
Vitaceae	<i>Cissus verticillata</i>	Turrialba
Zygophyllaceae	<i>Kallstroemia maxima</i>	El Palmar

Las familias que se presentaron con mayor cantidad de especies en cada finca fueron las siguientes: Poaceae con 26 especies y Euphorbiaceae con nueve en El Palmar, y las familias Poaceae con 24 especies, y Asteraceae y Cyperaceae con 14 cada una en Turrialba (Cuadro 2).

5.3 Comparación entre regiones de acuerdo a diversidad, riqueza y equitatividad de las especies vegetales a través del tiempo

Se comparó la diversidad de ambas regiones por medio del Índice de Shannon, su riqueza, y su equitatividad, y los resultados demostraron que la finca de Turrialba presentó los mayores valores en términos de especies y cobertura vegetal para diversidad y riqueza más no de equitatividad (Cuadro 3).

Cuadro 3. Diversidad de acuerdo al Índice de Shannon, riqueza y equitatividad de arvenses de las zonas de El Palmar y Turrialba, Costa Rica. Abril a diciembre, 2018.

Zona	Diversidad (Índice de Shannon)	Riqueza (cantidad de especies)	Índice de equitatividad
El Palmar	3,6	83	0,8538
Turrialba	4,0	120	0,8023

Al realizar los análisis de diversidad de Shannon de las arvenses a través del tiempo (Figura 7) se observó una mayor diversidad en todos los meses en las evaluaciones en Turrialba, excepto en agosto, con diferencias significativas para los meses de abril, octubre y diciembre ($F=4,71$; $DF=27$; $P=0,0389$ para abril; $F=16,92$; $DF=38$; $P=0,0002$ para octubre; $F=4,96$; $DF=38$; $P=0,0319$; para diciembre; $P<0,05$).

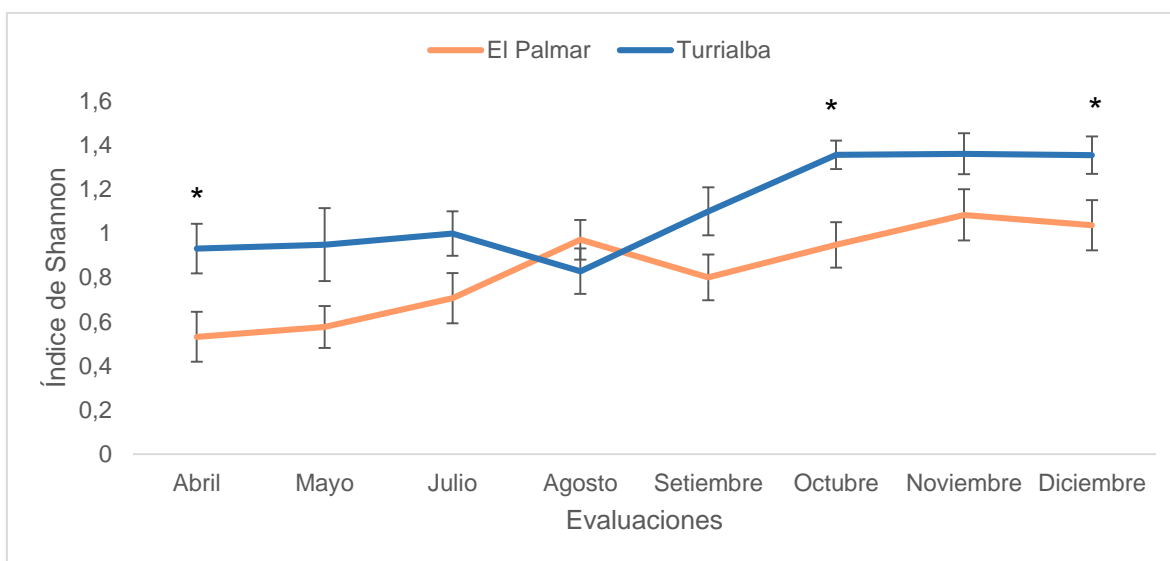


Figura 7. Diversidad de arvenses analizada por medio del Índice de Shannon para las zonas de El Palmar y Turrialba realizadas entre los meses de abril a diciembre del 2018. Los asteriscos representan las fechas en las cuales se observaron diferencias significativas ($F=4,71$; $DF=27$; $P=0,0389$ para abril; $F=16,92$; $DF=38$; $P=0,0002$ para octubre; $F=4,96$; $DF=38$; $P=0,0319$; para diciembre; $P<0,05$) entre las medias de cada fecha y regiones. Puntarenas y Cartago, 2018.

Al calcular los valores promedio de equitatividad de las distintas especies en cada evaluación se evidencia una tendencia a mayor equitatividad promedio de las especies de plantas identificadas en cada fecha en la finca de El Palmar al compararse con Turrialba, sin embargo, sólo la evaluación de mayo presentó diferencias significativas ($F=6,54$; $DF=18$; $P=0,0198$; $P<0,05$) (Figura 8).

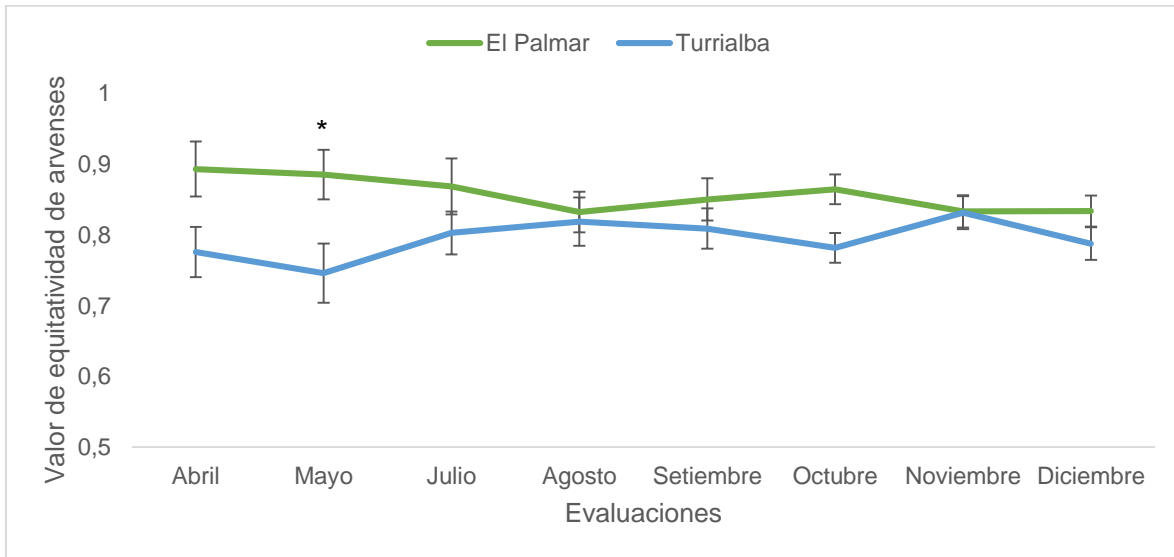


Figura 8. Equitatividad de arvenses para las zonas de El Palmar y Turrialba realizadas entre los meses de abril a diciembre del 2018. El asterisco representa la fecha en la cual se observaron diferencias significativas ($F=6,54$; $DF=18$; $P=0,0198$; $P<0,05$) entre las medias de cada fecha y regiones. Puntarenas y Cartago, 2018.

Los valores de riqueza de arvenses fueron, en la mayoría de las evaluaciones, mayores en la zona de Turrialba exceptuando el mes de agosto, donde la cantidad de especies en esta zona fue similar a la de El Palmar (Figura 9).

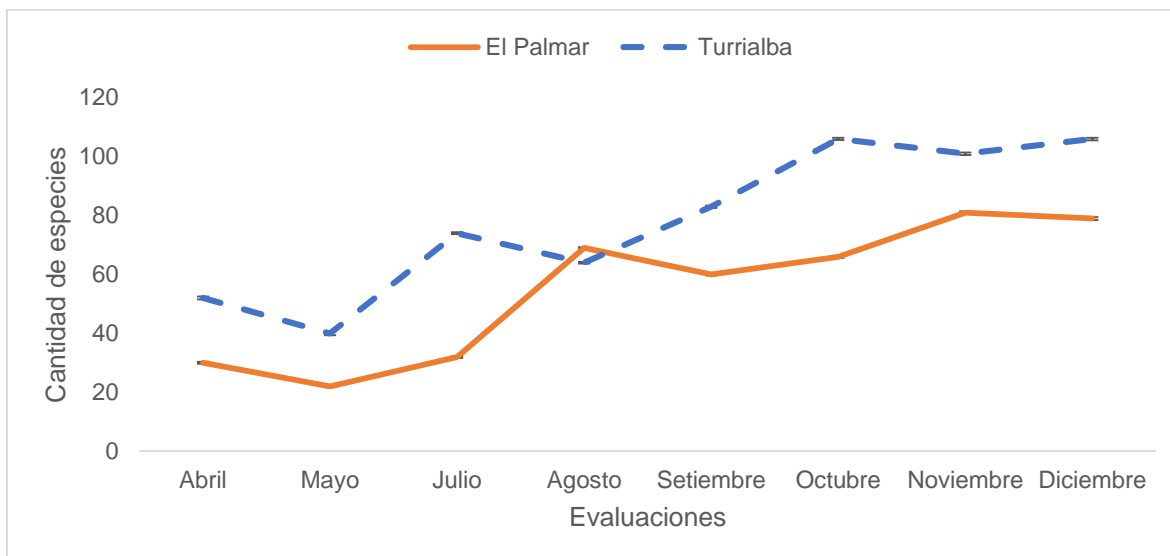


Figura 9. Riqueza de arvenses para las zonas de El Palmar y Turrialba realizadas entre los meses de abril a diciembre del 2018. Puntarenas y Cartago, 2018.

La familia de arvenses con mayor aparición en ambas zonas tanto por especies como por cantidad de veces que fue identificada en el campo fue Poaceae, apareciendo en un 36,8% de todas las plantas identificadas, triplicando a la siguiente familia, Asteracea, que apareció en un 11,9% y cuatro veces más que Cyperaceae, que se observaron en un 7,8% de las veces (Figura 10). Valores superiores de frecuencia de aparición acumulada significan que familias como Poaceae se observó 400 veces en el campo (Figura 10).

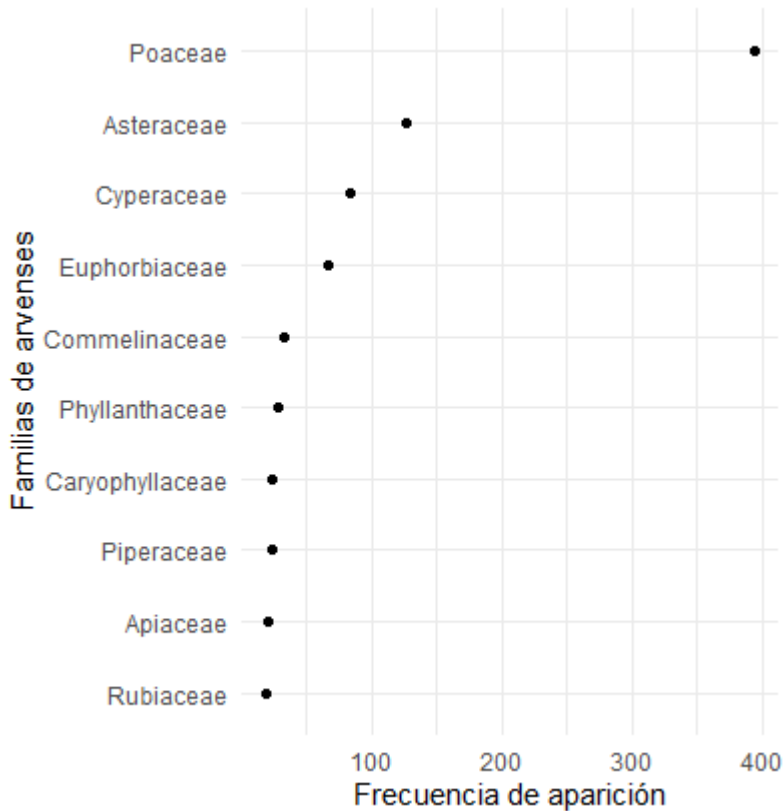


Figura 10. Frecuencia de aparición acumulada de las primeras diez familias de arvenses presentes en las zonas de El Palmar y Turrialba. Puntarenas y Cartago, 2018.

Se observó que la familia Poaceae se presentó en mayor frecuencia en El Palmar (49,7% de todas las evaluaciones) en comparación con la finca de Turrialba (27,9%) (Figura 11). Además, en la finca de El Palmar (Figura 11 A) se identificaron especies de las familias Euphorbiaceae, Cucurbitaceae y Cleomaceae, familias que no se encontraron entre las primeras cinco de la finca de Turrialba (Figura 11 B). Las arvenses de la familia Cyperaceae se observaron entre las terceras más importantes en ambas fincas, sin embargo, en Turrialba se encontraron el triple de veces que en El Palmar.

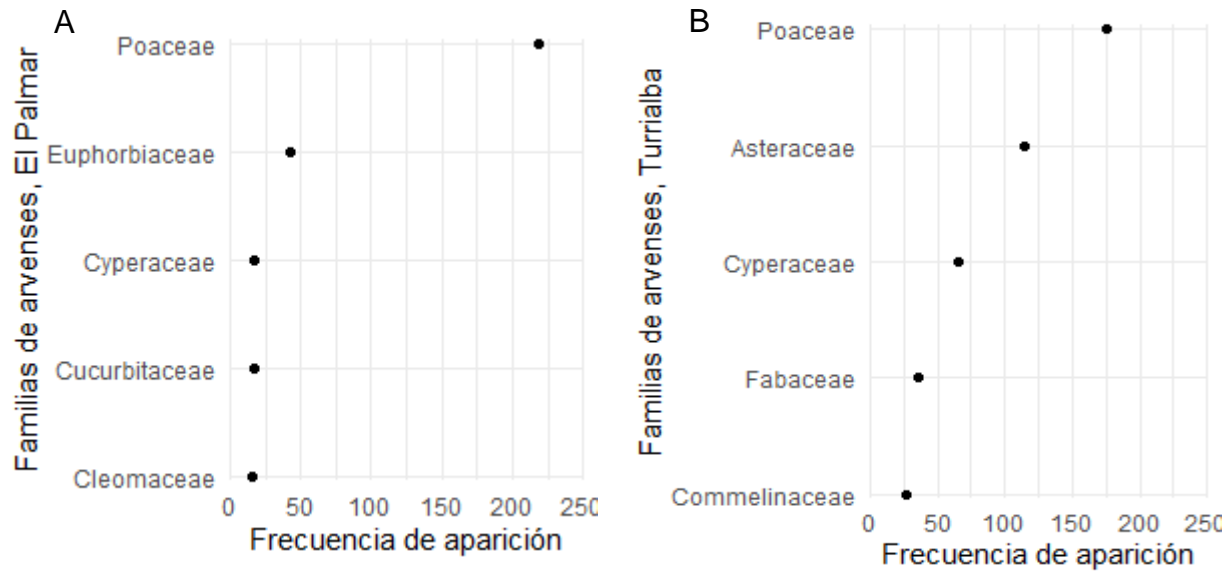


Figura 11. Frecuencia de aparición acumulada de las cinco familias de arvenses más recurrentes de las fincas de El Palmar (A) y Turrialba (B). Puntarenas y Cartago, 2018.

En El Palmar se observó un crecimiento sostenido de poaceas durante los primeros meses hasta alcanzar el pico de frecuencia en el mes de octubre, (Figura 12 A), mientras que en ese mismo mes las siguientes cuatro familias con mayor frecuencia acumulada disminuyeron cercanas a cero. Se observó una mayor frecuencia de aparición de euphorbiaceas en la mayoría de las evaluaciones y un incremento de esta familia en el mes de agosto, las cleomaceas no se registraron en la evaluación de diciembre a pesar de encontrarse entre las cinco más frecuentes en los meses anteriores.

Los resultados de frecuencia en familias de arvenses en el tiempo para Turrialba (Figura 12 B) difieren no sólo en las familias que aparecieron con respecto a El Palmar (Figura 12 A), sino que, las poaceas presentaron un decrecimiento en julio y octubre, mientras la mayoría de las otras familias, como las cyperaceas, presentaron incrementos en este último mes. Otra característica evidenciada en Turrialba es el incremento mantenido de las asteraceas en el tiempo, y los aumentos

en las cyperaceas en los meses de julio y octubre, que no fueron observados en la otra zona.

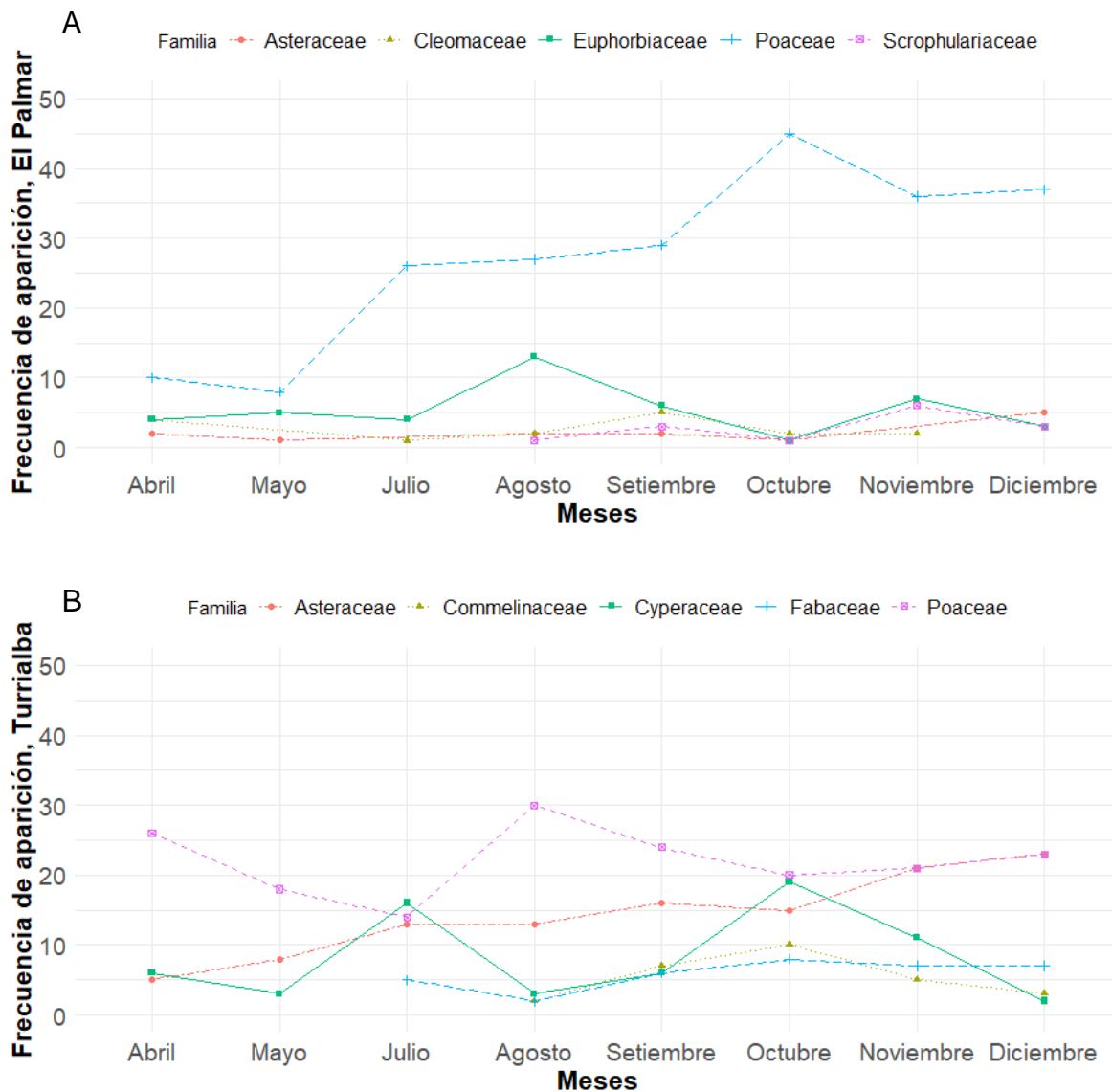


Figura 12. Frecuencia de aparición a través del tiempo de las cinco arvenses más importantes de la zona de El Palmar (A) y Turrialba (B). Puntarenas y Cartago, 2018.

5.4 Caracterización de las zonas según su diversidad de insectos

En total se identificaron entre ambas zonas 137 familias de insectos pertenecientes a 22 órdenes (Cuadro 4 y 5).

Cuadro 4. Cantidad de órdenes, familias e individuos de insectos identificados en las zonas de Puntarenas y Turrialba entre abril y diciembre del 2018.

Zona	Órdenes	Familias	Individuos
El Palmar	17	111	6419
Turrialba	20	112	6607
Total	22	137	13.026

Cuadro 5. Lista de familias de insectos identificadas en las zonas de Puntarenas y Turrialba entre abril y diciembre del 2018.

* Hábitos alimenticios (Curran, 1934; Peterson y Davies, 1960; Bennett, 1965; Borror y White, 1970; Afify y Farghaly, 1971; Lloyd, 1973; Lindgren y Wolfenbarger, 1976; Shapas y Hilsenhoff, 1976; Bosque y Rabinovich, 1979; White, 1983; Atim y Graham, 1984; Linley, 1985; Dudgeon, 1989; Hanson y Gauld, 1995; Huber, 1996; Willemstein, 1987; Gagné y Bennet, 1993; Goulet y Huber, 1993; Brailovsky y Mayorga, 1994; Cox, 1994; Torres et al., 1996; Bardwell y Averi, 1997; Kirejtshuk et al., 1997; Woodley y Judd, 1998; Yanoviak, 1999; Bilde et al., 2000; Grundy y Maelzer, 2000; Dodds et al., 2001; Aukema y Raffa, 2004; Kohno et al., 2004; Arevalo y Frank, 2005; Butler y O'Neill, 2006; Byrne y Toscano, 2006; Gauld y Hanson, 2006; Weber et al., 2008; Brown et al., 2009, Bland y Jaques 2010; Brown et al., 2010; Couri y Barros, 2010; Franco, 2010; Kurczewski, 2010; Medeiros et al., 2010; Cambero et al., 2011; Polodori, 2011; Vargas et al., 2011; Arcaya et al., 2013; Bistline-East y Hoddle, 2014; Pyñeyro et al., 2016; Jones y Snyder, 2018; Heraty, 2018; Hanson, 2019a; Hanson, 2019b; Hanson, 2019c; Mexzón, 2019; comunicación personal Hanson, P., 2019; comunicación personal Mexzón, R.G., 2019).

Órden	Familia	Hábito alimenticio*	Cantidad de individuos	Región
Acari	Ácaro	Depredador, saprófito y fitófago	111	El Palmar
			46	Turrialba
Arachnida	Indeterminada	Depredador	165	El Palmar
			107	Turrialba
Auchenorrhyncha	Achilidae	Fitófago	1	Turrialba
	Cercopidae	Fitófago	32	El Palmar
			19	Turrialba
	Cicadellidae	Fitófago	919	El Palmar
			1204	Turrialba
	Cicadidae	Fitófago	10	El Palmar
			7	Turrialba
	Cixiidae	Fitófago	8	El Palmar
			11	Turrialba
	Delphacidae	Fitófago	164	El Palmar
			59	Turrialba
	Dictyopharidae	Fitófago	152	El Palmar
			22	Turrialba
	Issidae	Fitófago	2	Turrialba
Membracidae	Fitófago	9	El Palmar	
		39	Turrialba	
Blattodea	Blattidae	Saprófito	2	El Palmar
			4	Turrialba
Coleoptera	Anthicidae	Omnívoro	15	El Palmar
			2	Turrialba
	Bostrichidae	Fitófago	1	El Palmar
	Buprestidae	Saprófito	1	El Palmar
			3	Turrialba
	Cantharidae	Depredador y saprófito	24	El Palmar
	Cerambycidae	Depredador y saprófito	4	Turrialba
	Carabidae	Depredador y parasitoide	2	El Palmar
2			Turrialba	

	Chrysomelidae	Fitófago y saprófita	170	El Palmar
			134	Turrialba
	Cicindelidae	Depredador	12	Turrialba
	Cleridae	Depredador	10	El Palmar
			3	Turrialba
	Coccinellidae	Depredador y fitófago	82	El Palmar
			61	Turrialba
	Cucujidae	Depredador y saprófita	1	Turrialba
	Curculionidae	Fitófago y saprófita	12	El Palmar
			24	Turrialba
	Dermestidae	Saprófito	5	El Palmar
			1	Turrialba
	Elateridae	Depredador, saprófita y fitófago	13	El Palmar
	Languriidae	Fitófago	1	El Palmar
	Mordellidae	Depredador, saprófita y fitófago	11	El Palmar
			9	Turrialba
	Nitidulidae	Depredador y saprófita	2	Turrialba
	Ostomidae	Depredador y saprófita	2	El Palmar
	Phalacridae	Fitófago y saprófita	2	El Palmar
	Staphylinidae	Depredador y saprófita	2	El Palmar
			4	Turrialba
	Tenebrionidae	Depredador y saprófita	4	El Palmar
			3	Turrialba
	Sin identificación		1	El Palmar
Collembola	Collembola	Saprófito	47	El Palmar
			59	Turrialba
Diplura	Diplura	Saprófito	2	El Palmar
	Anisopodidae	Saprófito	4	El Palmar
			3	Turrialba
	Anthomyzidae	Saprófito	12	El Palmar
			6	Turrialba
Asilidae	Depredador	37	El Palmar	

		1	Turrialba
Bibionidae	Saprófito	1	Turrialba
Calliphoridae	Saprófito	11	El Palmar
		2	Turrialba
Cecidomyiidae	Depredador, parasitoide, saprófito y fitófago	635	El Palmar
		604	Turrialba
Ceratopogonidae	Parasitoide, depredador y hematófago	452	El Palmar
		590	Turrialba
Chamaemyiidae	Depredador	29	El Palmar
Chironomidae	Depredador y saprófito	17	Turrialba
Chloropidae	Depredador, parasitoide, saprófito y fitófago	1019	El Palmar
		651	Turrialba
Clusiidae	Saprófito	1	Turrialba
Conopidae	Parasitoide	3	El Palmar
Culicidae	Depredador y saprófito	9	El Palmar
		11	Turrialba
Diopsidae	Saprófito	1	El Palmar
Dixidae	Saprófito	1	El Palmar
		6	Turrialba
Dolichopodidae	Depredador	70	El Palmar
		111	Turrialba
Drosophilidae	Depredador, saprófito y fitófago	148	El Palmar
		218	Turrialba
Empididae	Depredador	63	El Palmar
		48	Turrialba
Ephydriidae	Depredador, parasitoide, saprófito y fitófago	15	El Palmar
		101	Turrialba
Lauxaniidae	Saprófito	57	El Palmar
		93	Turrialba

Lonchaeidae	Fitófago y saprófita	82	El Palmar
		50	Turrialba
Micropezidae	Saprófita	1	El Palmar
		1	Turrialba
Milichiidae	Depredador y saprófita	1	Turrialba
Mycetophilidae	Saprófita	31	El Palmar
		15	Turrialba
Opomyzidae	Fitófago y saprófita	1	El Palmar
Phoridae	Depredador, parasitoide y saprófita	52	El Palmar
		24	Turrialba
Psychodidae	Saprófita y hematófago	5	El Palmar
		30	Turrialba
Richardiidae	Saprófita	25	El Palmar
		64	Turrialba
Sarcophagidae	Parasitoide y saprófita	4	El Palmar
Scatopsidae	Saprófita	8	El Palmar
		130	Turrialba
Sciaridae	Saprófita	54	El Palmar
		59	Turrialba
Sciomyzidae	Depredador, parasitoide y saprófita	2	El Palmar
		5	Turrialba
Sepsidae	Saprófita	2	Turrialba
Simuliidae	Saprófita y hematófago	13	El Palmar
		16	Turrialba
Stratiomyidae	Depredador y saprófita	2	Turrialba
Syrphidae	Depredador y fitófago	20	El Palmar
		24	Turrialba
Tachinidae	Parasitoide	6	El Palmar
		5	Turrialba
Tephritidae	Fitófago	3	El Palmar
		6	Turrialba
Tipulidae	Depredador y fitófago	12	El Palmar
		45	Turrialba

	Ulidiidae	Fitófago y saprófito	2	El Palmar	
			4	Turrialba	
	Sin identificación		33	El Palmar	
			20	Turrialba	
Ephemeroptera	Indeterminado	Fitófago y saprófito	3	Turrialba	
Heteroptera	Alydidae	Fitófago	32	El Palmar	
			41	Turrialba	
	Anthocoridae	Depredador	24	El Palmar	
			1	Turrialba	
	Berytidae	Fitófago	2	El Palmar	
			2	Turrialba	
	Coreidae	Fitófago	7	El Palmar	
			6	Turrialba	
	Lygaeidae	Depredador y fitófago	47	El Palmar	
			6	Turrialba	
	Miridae	Depredador y fitófago	274	El Palmar	
			135	Turrialba	
	Pentatomidae	Depredador y fitófago	59	El Palmar	
			26	Turrialba	
	Pyrrhocoridae	Fitófago	15	El Palmar	
			3	Turrialba	
	Rhyparochromidae	Fitófago	164	El Palmar	
			40	Turrialba	
	Reduviidae	Depredador	21	El Palmar	
			22	Turrialba	
	Rophalidae	Fitófago	1	El Palmar	
	Schizopteridae	Fitófago	1	Turrialba	
	Tingidae	Fitófago	5	El Palmar	
			2	Turrialba	
	Sin identificación		2	El Palmar	
			2	Turrialba	
	Hymenoptera	Apidae	Polinizador	23	El Palmar
				17	Turrialba

Bethylidae	Parasitoide	2	El Palmar
Braconidae	Parasitoide	132	El Palmar
		86	Turrialba
Ceraphronidae	Parasitoide	1	Turrialba
Chalcididae	Parasitoide	27	El Palmar
		17	Turrialba
Diapriidae	Parasitoide	5	El Palmar
		16	Turrialba
Dryinidae	Parasitoide	1	Turrialba
Encyrtidae	Parasitoide	3	El Palmar
		5	Turrialba
Eucharitidae	Parasitoide	2	El Palmar
		1	Turrialba
Eulophidae	Parasitoide	74	El Palmar
		78	Turrialba
Eurytomidae	Parasitoide	3	El Palmar
		3	Turrialba
Evaniidae	Parasitoide	8	El Palmar
		2	Turrialba
Figitidae	Parasitoide	23	El Palmar
		27	Turrialba
Formicidae	Omnívoro	83	El Palmar
		797	Turrialba
Ichneumonidae	Parasitoide	6	El Palmar
		12	Turrialba
Mymaridae	Parasitoide	21	El Palmar
		39	Turrialba
Perilampidae	Parasitoide	1	Turrialba
Platygastridae	Parasitoide	1	El Palmar
		2	Turrialba
Pompilidae	Parasitoide	3	El Palmar
Pteromalidae	Parasitoide	8	El Palmar
		13	Turrialba

	Ropronidae	Parasitoide	1	El Palmar
	Scelionidae	Parasitoide	7	El Palmar
			14	Turrialba
	Sphecidae	Parasitoide	5	Turrialba
	Tenthredinidae	Parasitoide	1	Turrialba
	Trichogrammatidae	Parasitoide	2	El Palmar
			1	Turrialba
	Vespidae	Depredador y fitófago	6	El Palmar
			1	Turrialba
	Sin identificación		1	El Palmar
			1	Turrialba
Lepidoptera	Indeterminado	Fitófago	57	El Palmar
			50	Turrialba
Neuroptera	Hemerobiidae	Depredador	3	Turrialba
Odonata	Libelluloidea	Depredador	2	Turrialba
	Odonata	Depredador	1	El Palmar
	Zygoptera	Depredador	1	El Palmar
Orthoptera	Acrididae	Fitófago	181	El Palmar
			118	Turrialba
	Gryllidae	Fitófago	1	Turrialba
	Mantodea	Depredador	2	El Palmar
Protura	Indeterminado	Saprófito	7	El Palmar
Psocoptera	Psocidae	Saprófito	1	Turrialba
	Indeterminado	Saprófito	1	El Palmar
Sternorrhyncha	Aleyrodidae	Fitófago	15	El Palmar
			10	Turrialba
	Aphididae	Fitófago	74	El Palmar
			74	Turrialba
	Coccidae	Fitófago	1	El Palmar
	Sin identificación		1	El Palmar
Thysanoptera	Trips	Depredador y fitófago	30	El Palmar
			23	Turrialba
Zoraptera	Indeterminado	Saprófito	1	Turrialba

Zygentoma	Indeterminado	Saprófito	1	Turrialba
Cantidad total de individuos			13.026	

5.5 Comparación entre regiones de acuerdo a diversidad, riqueza y abundancia de insectos a través del tiempo

Ambas zonas presentaron valores de diversidad, riqueza y abundancia acumulada de insectos similares (Cuadro 6). Los datos de riqueza de esta sección se contabilizaron de acuerdo a la cantidad de morfoespecies diferentes de cada familia que fueron registradas en cada región, sin embargo, debido a que no fue posible caracterizar morfológicamente y documentar cada una de manera independiente para mantener registro, no fue posible determinar si estas morfoespecies se observaron múltiples veces a través del tiempo, por punto de muestreo o por zona.

Cuadro 6. Comparación entre diversidad de acuerdo al Índice de Shannon, riqueza y abundancia de insectos de las zonas de El Palmar y Turrialba, Costa Rica. Abril a diciembre, 2018.

Zona	Diversidad (Índice de Shannon)	Riqueza (cantidad de morfoespecies)	Abundancia (cantidad de individuos)
El Palmar	4,5	269	6419
Turrialba	4,3	272	6607

La diversidad de insectos aumentó a través del tiempo, sin embargo, sólo las evaluaciones de agosto y de diciembre, presentaron diferencias significativas ($F=18,56$; $DF=38$; $P=0,0001$ para agosto y $F=7,86$; $DF=38$; $P=0,0079$ para diciembre; $P>0,05$) entre ambas zonas (Figura 13).

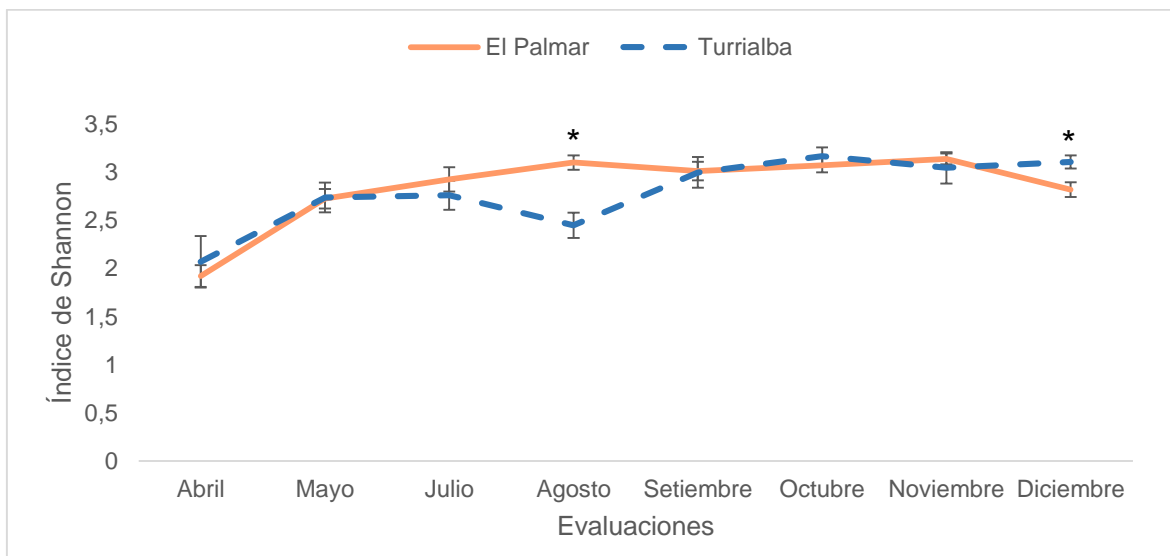


Figura 13. Diversidad de insectos analizada por medio del Índice de Shannon para las zonas de El Palmar y Turrialba realizadas entre los meses de abril a diciembre del 2018. Los asteriscos representan las fechas en las cuales se observaron diferencias significativas ($F=18,56$; $DF=38$; $P=0,0001$ para agosto y $F=7,86$; $DF=38$; $P=0,0079$ para diciembre) entre las medias de cada fecha y regiones. Puntarenas y Cartago, 2018.

La abundancia de insectos fue variable a través del tiempo, observándose un incremento por fecha en la zona de Turrialba excepto en las evaluaciones correspondientes a agosto y diciembre donde se presentaron cantidades de individuos mucho menores que las evaluaciones posteriores. En El Palmar se observa un ligero incremento en la sumatoria de individuos hasta setiembre, momento en el que empieza a disminuir la abundancia (Figura 14).

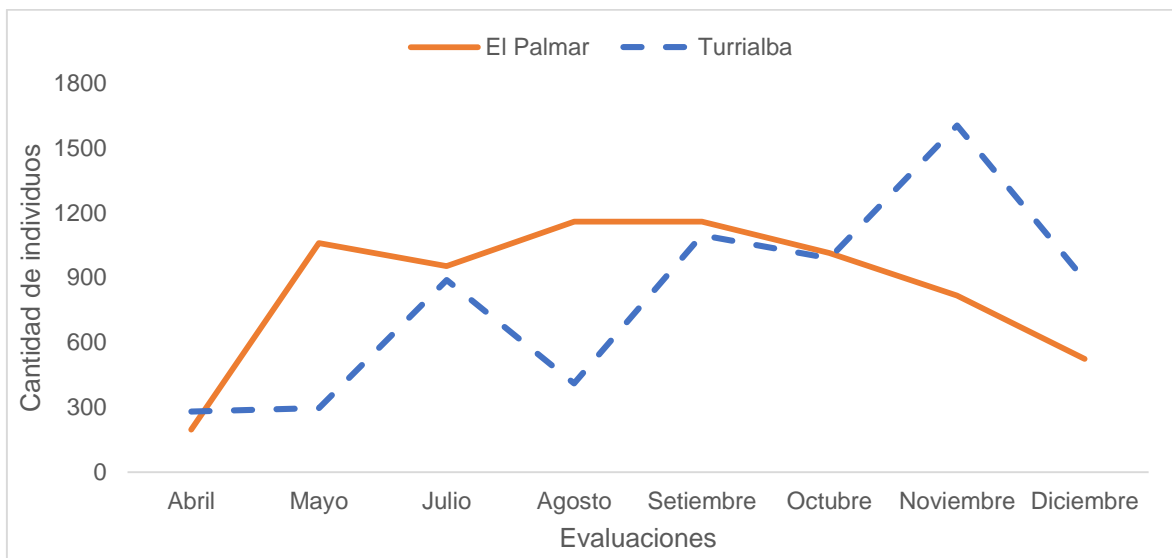


Figura 14. Abundancia de insectos expresada en cantidad de individuos para las zonas de El Palmar y Turrialba realizadas entre los meses de abril a diciembre del 2018. Puntarenas y Cartago, 2018.

La cantidad de morfoespecies que se registraron por fecha de muestreo fue variable a través del tiempo, presentándose una riqueza diferente para cada zona de acuerdo a la fecha de muestreo. Se observa una mayor cantidad de morfoespecies en la zona de El Palmar hasta el mes de setiembre, momento en el cual la tendencia se invierte y Turrialba presenta mayores cantidades (Figura 15).

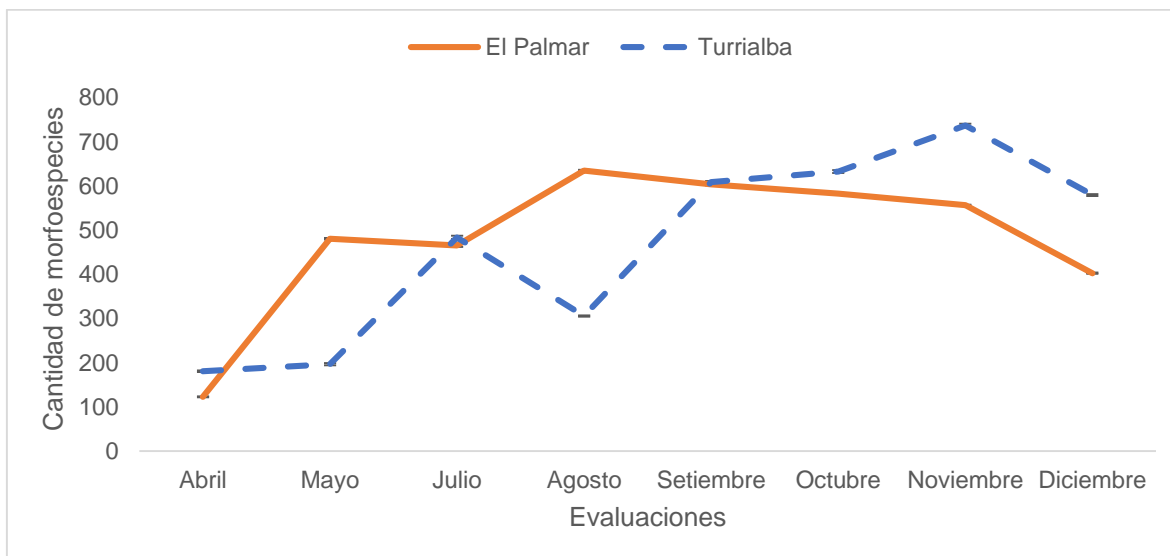


Figura 15. Riqueza de insectos expresada en cantidad de morfoespecies para las zonas de El Palmar y Turrialba realizadas entre los meses de abril a diciembre del 2018. Puntarenas y Cartago, 2018.

La familia que se presentó en mayor frecuencia en todos los muestreos fue Cicadellidae en 16,1% de las muestras, llegando a casi 1200 apariciones seguida de las moscas Chloropidae (8,8%), Cecidomyiidae (8,6%) y Ceratopogonidae (8,1%). Se puede resaltar la presencia de los parasitoides Braconidae (2,6%) y Eulophidae (2%), y los depredadores Dolichopodidae (2,1%) y Coccinellidae (1,6%) entre las primeras 15 familias (Figura 16).

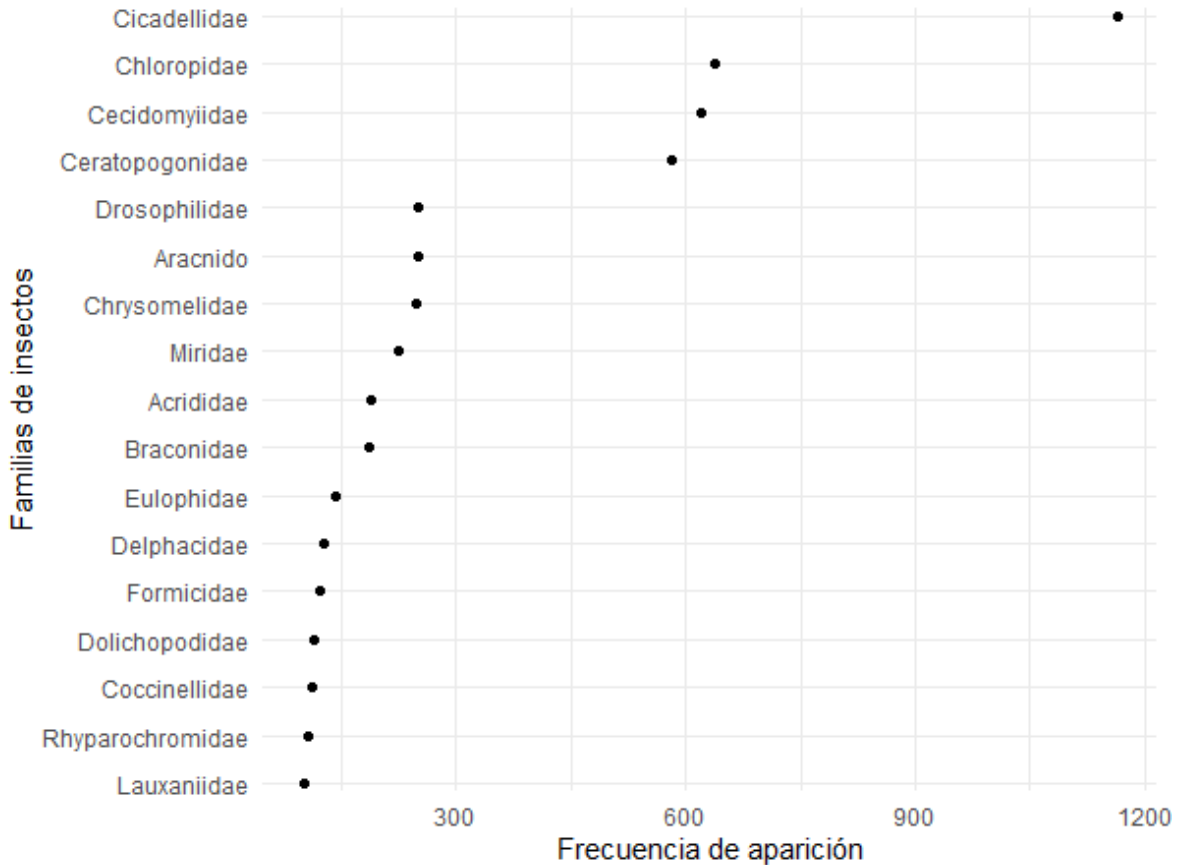


Figura 16. Frecuencia acumulada de familias de insectos para ambas zonas (El Palmar y Turrialba) realizadas entre los meses de abril a diciembre del 2018. Puntarenas y Cartago, 2018.

Al observar la frecuencia de aparición específica para cada zona (Figura 17), Cicadellidae se mantuvo con aproximadamente 600 apariciones en cada una, sin embargo, a pesar de mantenerse las mismas tres familias de moscas en ambas zonas, en El Palmar Ceratopogonidae apareció de cuarta (Figura 17 A), mientras que en Turrialba apareció de segunda (Figura 17 B).

Otra diferencia marcada entre ambas zonas fue la presencia de dictyopháridos y rhyparocrómidos en Puntarenas entre los primeros 15 mientras que en Turrialba no se observaron estas familias. Se puede señalar también que en Turrialba las avispa parasitoides Braconidae y Eulophidae ocuparon el noveno y décimo lugar,

mientras en El Palmar Braconidae apareció de décimo, pero Eulophidae se cuantificó en el catorceavo lugar. Los depredadores Formicidae, Dolichopodidae y Coccinellidae aparecieron entre los primeros 15 en Turrialba, pero en El Palmar sólo Coccinellidae apareció de 15° lugar, las arañas se posicionaron en quinto lugar en esta zona mientras que aparecieron de octavas en Turrialba (Figura 17).

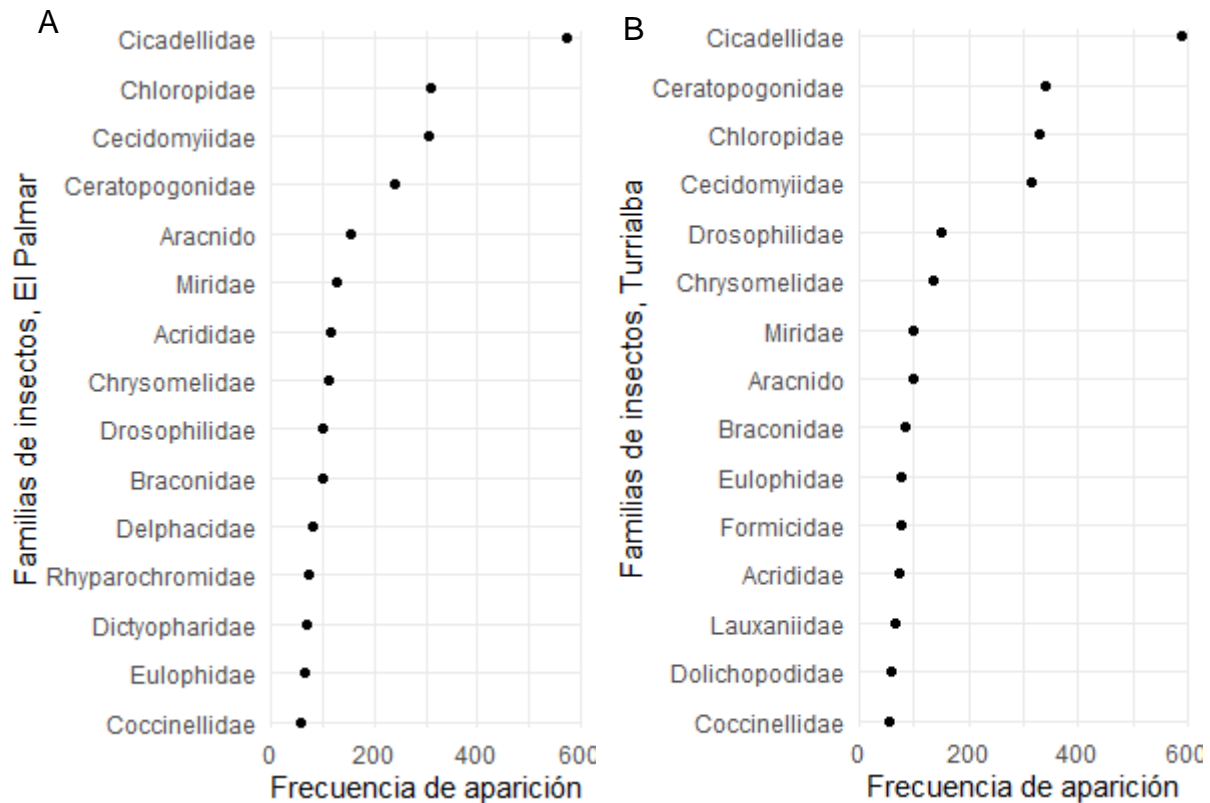


Figura 17. Frecuencia de aparición acumulada de taxones de insectos a las zonas de El Palmar (A) y Turrialba (B) realizadas entre los meses de abril a diciembre del 2018. Puntarenas y Cartago, 2018.

El grupo de arácnidos y los míridos aparecen entre los seis principales en jerarquía para El Palmar (Figura 18 A), las arañas presentan un pico de aparición en julio y se mantienen constantes a partir de ese mes al igual que los hemípteros. Los chrysomélidos y drosophílicos se mantuvieron en crecimiento mantenido en la mayoría de las evaluaciones de Turrialba (Figura 18 B).

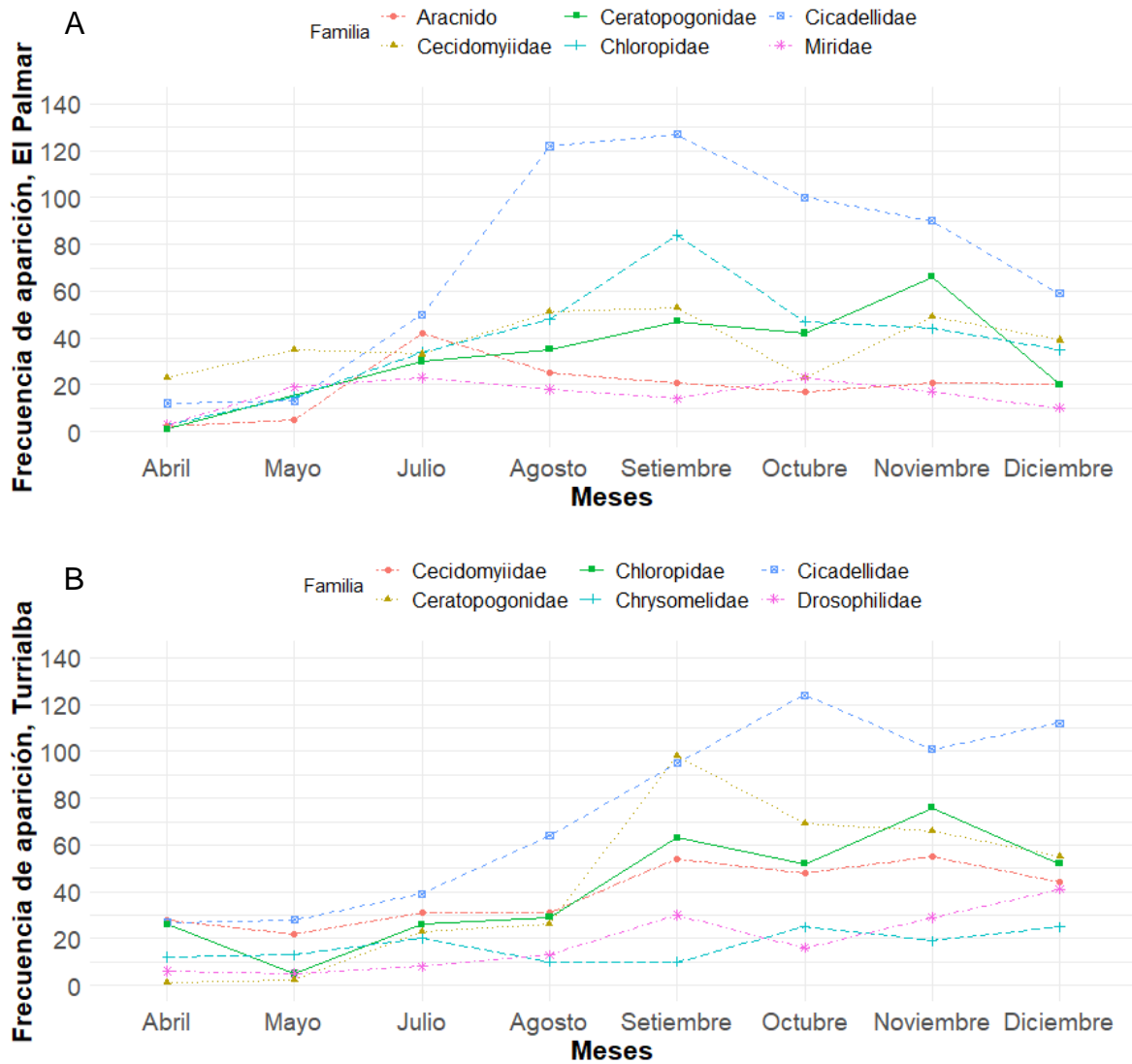


Figura 18. Frecuencia de aparición acumulada de taxones de insectos a las zonas de El Palmar (A) y Turrialba (B) realizadas entre los meses de abril a diciembre del 2018. Puntarenas y Cartago, 2018.

En cada zona el porcentaje de cada orden de insectos fue similar, como se puede observar con Diptera y Auchenorrhyncha los cuales se presentaron en el mismo porcentaje independientemente de la zona (Figura 19); sin embargo, la cantidad de Hymenoptera en la zona de Turrialba fue más del doble que en

Puntarenas, mientras que el porcentaje de Heteroptera en el área de El Palmar (Figura 19 A) fue mayor que en Turrialba (Figura 19 B).

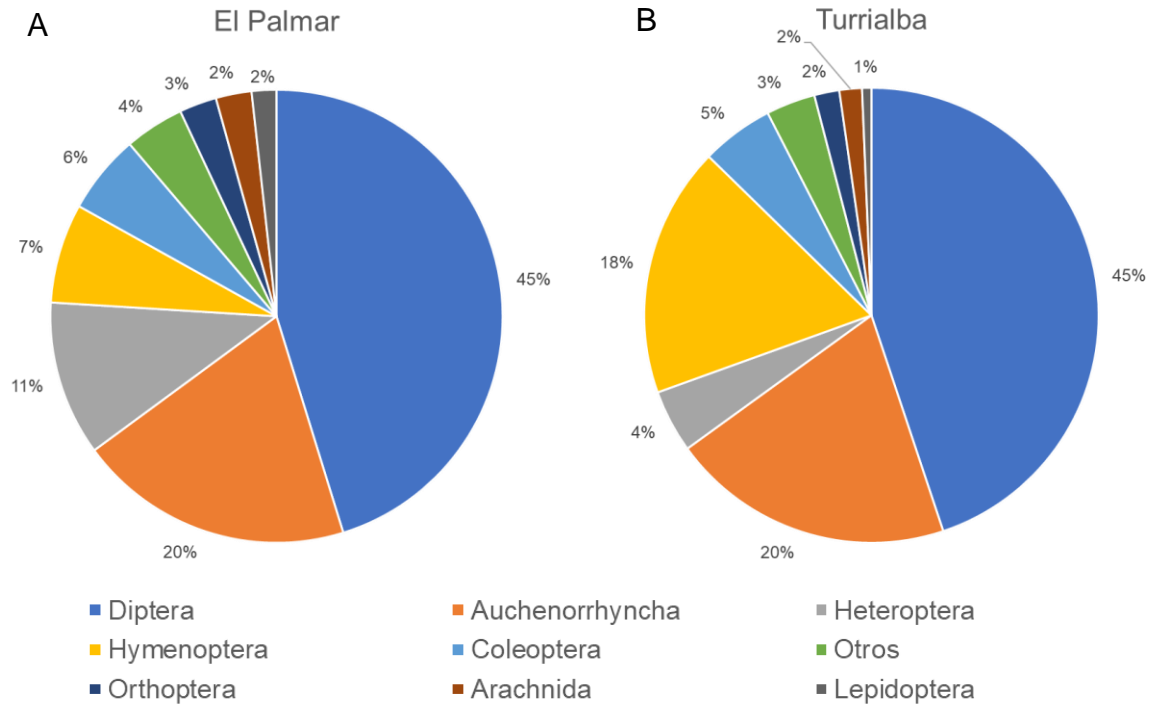


Figura 19. Porcentaje de los órdenes de insectos más importantes en las zonas de El Palmar (A) y Turrialba (B) en las muestras recolectadas entre los meses de abril a diciembre del 2018. Puntarenas y Cartago, 2018.

5.6 Relación entre arvenses e insectos

Se realizó un análisis de probabilidad de ocurrencia conjunta entre las plantas identificadas e insectos, todos los resultados se filtraron y se escogió aquella entomofauna clasificada como parasitoide (Cuadro 7) o depredadora (Cuadro 8) y se relacionó la probabilidad de observar dicha familia en arvenses. Este análisis incluyó el valor de probabilidad de coocurrencia, así como un valor P que analizó la significancia de la asociación negativa o positiva, Griffith et al. (2016) mencionan que valores menores a 0,05 demuestran una asociación significativa.

Los valores de P por debajo de 0,05 pueden ser interpretados según Griffith et al. (2016) como significativos al presentarse una significancia estadística, este análisis brinda información acerca de una asociación positiva entre una planta y un insecto depredador o bien una asociación negativa entre ambos al existir un $P < 0,05$ (Cuadro 7). Se observó la mayor relación ($P < 0,01$) entre dos Cyperaceae con Coccinellidae, *Peperomia pellucida* con Miridae, y *Murdannia nudiflora* y *Phyllanthus urinaria* con Dolichopodidae (Cuadro 7), este análisis también permite observar asociaciones negativas significativas, que demuestran en cuales plantas existía una menor posibilidad de observar ciertos insectos, y tal es el caso de *Digitaria sanguinalis* con Dolichopodidae o *Desmodium* sp. con arañas ($P < 0,01$).

Cuadro 7. Especies vegetales con probabilidades de encontrarse en el mismo sitio que la familia de insecto parasitoide. Puntarenas y Cartago, 2018.

Espece arvense	Familia de insecto depredador	Probabilidad de coocurrencia	Valor P (Asociación negativa)	Valor P (Asociación positiva)
<i>Kyllinga brevifolia</i>	Coccinellidae	0,033	0,99996	0,00045
<i>Cyperus esculentus</i>	Coccinellidae	0,014	1	0,00125
<i>Peperomia pellucida</i>	Miridae	0,036	0,99949	0,00450
<i>Murdannia nudiflora</i>	Dolichopodidae	0,044	0,99888	0,00516
<i>Phyllanthus urinaria</i>	Dolichopodidae	0,009	1	0,00950
<i>Ageratum conyzoides</i>	Syrphidae	0,038	0,99512	0,01878
<i>Kyllinga brevifolia</i>	Syrphidae	0,013	0,99631	0,02175
<i>Spananthe paniculata</i>	Empididae	0,013	0,99582	0,02410

<i>Murdannia nudiflora</i>	Araña	0,068	0,99006	0,03357
<i>Spermacoce latifolia</i>	Dolichopodidae	0,016	0,99558	0,03408
<i>Panicum trichoides</i>	Dolichopodidae	0,011	0,99715	0,03610
<i>Kyllinga brevifolia</i>	Dolichopodidae	0,031	0,99068	0,03722
<i>Eryngium foetidum</i>	Coccinellidae	0,007	1	0,03780
<i>Spermacoce latifolia</i>	Coccinellidae	0,017	0,99356	0,04520
<i>Peperomia pellucida</i>	Dolichopodidae	0,027	0,98909	0,04599
<i>Emilia fosbergii</i>	Araña	0,088	0,98294	0,04670
<i>Digitaria sanguinalis</i>	Ephydridae	0,031	0,03503	0,99550
<i>Digitaria sanguinalis</i>	Dolichopodidae	0,049	0,00834	0,99874
<i>Desmodium sp.</i>	Araña	0,027	0,00401	1
<i>Eleusine indica</i>	Ephydridae	0,020	0,03616	1
<i>Pilea hyalina</i>	Araña	0,017	0,03349	1

Con respecto a las probabilidades de ocurrencia conjunta entre insectos parasitoides y ciertas arvenses se observa una mayor probabilidad ($P < 0,01$) de encontrar Chalcididae en plantas de la especie *Fimbristylis miliacea* y avispas de la familia Eulophidae en *Panicum trichoides* y en *Spermacoce laevis*, mientras que esta misma familia difícilmente se observará en *Digitaria sanguinalis* o *Rottboellia cochinchinensis* de acuerdo a su valor P ($P < 0,05$) y su asociación negativa (Cuadro 8).

Cabe señalar también la repetición de ciertas familias de insectos en múltiples plantas como lo es el caso de Eulophidae el cual puede observarse en 8 especies diferentes (Cuadro 8).

Cuadro 8. Especies vegetales con probabilidades de encontrarse en el mismo sitio que la familia de insecto parasitoide. Puntarenas y Cartago, 2018.

Especie arvense	Familia de insecto parasitoide	Probabilidad de coocurrencia	Valor P (Asociación negativa)	Valor P (Asociación positiva)
<i>Fimbristylis miliacea</i>	Chalcididae	0,009	0,99949	0,00486
<i>Panicum trichoides</i>	Eulophidae	0,013	1	0,00597
<i>Spermacoce laevis</i>	Eulophidae	0,013	1	0,00597
<i>Drymaria cordata</i>	Eulophidae	0,020	0,99802	0,01055
<i>Polygala paniculata</i>	Mymaridae	0,008	0,99942	0,01118
<i>Ageratum conyzoides</i>	Eulophidae	0,107	0,99602	0,01134
<i>Paspalum paniculatum</i>	Braconidae	0,010	1	0,01455
<i>Hypericum gnidioides</i>	Eulophidae	0,010	1	0,01705
<i>Murdannia nudiflora</i>	Eulophidae	0,051	0,99423	0,02074
<i>Spananthe paniculata</i>	Empididae	0,013	0,99582	0,02410
<i>Ageratum conyzoides</i>	Mymaridae	0,069	0,99083	0,02587
<i>Peperomia pellucida</i>	Mymaridae	0,020	0,99252	0,03528

<i>Cyperus diffusus</i>	Braconidae	0,007	1	0,04273
<i>Crassocephalum crepidioides</i>	Eulophidae	0,008	1	0,04807
<i>Moehringia pentandra</i>	Eulophidae	0,008	1	0,04807
<i>Digitaria sanguinalis</i>	Eulophidae	0,056	0,03822	0,98945
<i>Rottboellia cochinchinensis</i>	Eulophidae	0,041	0,02600	0,99540

6. DISCUSIÓN

6.1 Influencia de las condiciones climáticas en las arvenses

Los datos de clima evidencian que a pesar de observarse menor incidencia de eventos de precipitación en El Palmar (Figura 4 C) en comparación con Turrialba (Figura 5 C), los eventos de lluvias diarios en la primera zona fueron mucho más fuertes y con mayor cantidad de agua que aquellos presentes en la segunda, con una lluvia acumulada durante toda la época de recolección de muestras de 1832 mm para El Palmar (Figura 3) y 1850 mm para Turrialba (Figura 2).

Como se mencionó previamente, según datos del IMN (2019a) la estación lluviosa inició en abril en la zona del Pacífico Central, momento en el cual se iniciaron los muestreos, a diferencia de Turrialba, donde de acuerdo a las fechas se iniciaron en la época seca; el inicio de las lluvias en esta segunda zona se consideró a partir de mayo.

Según Badii et al. (2008) condiciones con temperaturas cálidas y abundante precipitación, como las observadas en los sitios muestreados son asociadas con una alta biodiversidad de especies y que, además, espacios disturbados -como un agroecosistema- pueden influenciar en la riqueza de especies e incrementar especies anuales por encima de especies perennes (Cirujeda et al., 2019). Esta hipótesis de heterogeneidad ambiental se basa en que ambientes disturbados promueven el desarrollo de especies diferentes y de rápido crecimiento como lo son las arvenses, lo que permite una colonización de una mayor cantidad de especies, aumentando así la diversidad (Cirujeda et al., 2019).

Teniendo en cuenta que las arvenses difícilmente se encuentran individualmente en el campo, se considera la población de diferentes especies que coexisten juntas como una comunidad de arvenses (Ariza y Almanza-Merchán, 2012); para la realización de este trabajo se contempló el porcentaje de cobertura de cada especie vegetal con el fin de realizar los análisis de diversidad.

6.2 Poaceae en los bordes de cultivo

Las plantas de la familia Poaceae fueron las más abundantes en ambas zonas con 26 especies en El Palmar equivalentes a 30% del total encontrado y 32 especies en Turrialba equivalentes al 21% de todas las especies encontradas en esta región (Cuadro 2). Teniendo en cuenta que según Morales (2003) existen 488 especies de poaceas en Costa Rica, ambas zonas presentaron cantidades similares y estas representan el 5,3% y el 6,5% del total identificado para Costa Rica.

Se debe tener en cuenta que algunas arvenses de la familia Poaceae podrían estar interactuando de manera negativa con el cultivo al encontrarse las plantas muy cerca o alimentando al banco de semillas, tal es el caso de *Cynodon dactylon*, planta que posee efectos alelopáticos o de *Rottboellia cochinchinensis* que al presentar gran cobertura dentro de la plantación por medio del sombreo puede bajar los rendimientos de caña de azúcar hasta en un 40% (García, 1996; Vibrans, 2010) tienen un potencial perjudicial dentro del cultivo de la caña de azúcar. Al crecer estas especies en los bordes podrían producir semillas y otras estructuras reproductivas que al ser transportadas por agua o maquinaria dentro de los lotes podrían representar una limitante de producción a futuro.

Esta familia tiene un gran potencial de acuerdo a los resultados obtenidos, se observó una relación entre la presencia e incremento de Poaceae (Figura 12) y la presencia de Cicadellidae (Figura 18), esta familia de insecto es muy valiosa en el agroecosistema debido a su gran producción de ligamaza, la cual sirve de alimento suplementario a enemigos naturales consumidores de proteína (Wäckers et al., 2005), autores como Maes y Godoy (1993) resaltan la importancia de poaceas como fuente alimenticia de Cicadellidos.

6.3 Diversidad, riqueza y equitatividad de arvenses por zona

Al comparar los resultados de diversidad de plantas para cada zona es evidente que en Turrialba se presentaron en promedio valores más altos que en El Palmar (Cuadro 3). Autores como Nagy et al. (2017) mencionan que la proporción

de uso de herbicidas en zonas de topografía irregular tiende a ser menor que en zonas planas, sin embargo, a pesar de que la riqueza de especies de arvenses podría ser explicada por esta razón no se posee el dato de la cantidad de herbicida utilizado en cada finca.

Al considerar que El Palmar es una zona altamente tecnificada en donde las aplicaciones de herbicidas se realizan por medio de maquinaria, la selección de arvenses que sobreviven a las aplicaciones tiende a ser mayor, razón por la cual se pueden observar valores menores de diversidad y riqueza (Cuadro 3). En Turrialba por su parte las aplicaciones no son tecnificadas, y se realizan por medio de bomba de espalda debido a la topografía quebrada de la zona, haciendo que se utilice una cantidad de herbicida menor, permitiendo que una mayor diversidad de plantas se establezca en esta zona.

El nivel de tecnificación aplica también para la preparación del terreno; en la finca El Palmar los lotes se encuentran cuidadosamente delimitados y el paso del tractor para la preparación del terreno se realiza en los caminos y bordes que compactan el suelo y no permiten la germinación de algunas arvenses. En Turrialba, sin embargo, las zonas delimitadas para el paso de maquinaria pesada tienden a ser más estrechas, haciendo que la preparación del terreno, que incluye subsolado del suelo, podría disturbar los bordes del cultivo, lo que influiría la riqueza de especies vegetales (Badii et al., 2008).

La riqueza de especies vegetales en los bordes del cultivo debe ser predeciblemente mayor que dentro de este al haber una menor presión de competencia con el cultivo y una menor carga química, lo que hace que las zonas aledañas a la caña representen un hábitat de conservación de especies vegetales importante en los agroecosistemas (Nagy et al., 2017). Una mayor diversidad de especies de plantas como las encontradas en Turrialba (Cuadro 3) puede traducirse en una mayor cantidad de controladores biológicos (Figura 17 B), permitiendo que estas zonas sirvan como reservorio de enemigos naturales de plagas, lo que podría permitir considerarlas parte del sistema de manejo integrado en el cultivo de caña de azúcar.

A través del tiempo, la diversidad de plantas de acuerdo al Índice de Shannon fue significativamente superior en Turrialba en abril, octubre y diciembre, y estadísticamente similar en los restantes meses (Figura 7). Es posible que a partir de mediados del mes de mayo y hasta julio los eventos de precipitación incidieran en un incremento de diversidad, observándose un aumento en la zona de Turrialba, seguida de una disminución en setiembre al no haber acumulación de precipitación durante el mes de agosto, además, se observa un segundo incremento en noviembre luego del reinicio de la estación lluviosa en octubre (Figura 4 C).

Se observó un decrecimiento del Índice de Shannon en plantas en Turrialba en agosto (Figura 7) posiblemente asociado a varias razones, una de ellas la posible aplicación de herbicidas post emergente en la finca, a pesar de haberse evitado las zonas en las cuales las plantas fueron controladas para realizar la evaluación, sin embargo, al no contar con los registros del manejo de la finca no fue posible comprobarlo.

Una condición que pudo afectar la diversidad de plantas pudo también deberse a un exceso de lluvias entre julio y agosto con eventos que alcanzaron los 160 mm diarios (Figura 5 C). Es posible que el crecimiento de las plantas fuese afectado por el efecto anóxico del exceso de agua en el suelo (Ceccon, 2003), a pesar de observarse en un solo mes, lo que pudo causar una disminución del crecimiento celular en las plantas estresadas (Larson, 1989).

Otra condición a considerar es la restricción en la disponibilidad lumínica necesaria para el correcto desarrollo de las plantas ya que, al incrementarse las condiciones de estrés, estudios han revelado que la herbívora podría acrecentarse (Szukecki, 1987). Situación similar sufren los insectos ya que condiciones climáticas extremas pueden afectar el desarrollo y metabolismo de los organismos (Pruthi, 1969) por lo que áreas de hospedaje y protección de calor son sumamente importantes para su conservación en el medio ambiente (Szukecki, 1987).

El valor de equitatividad brinda información acerca de la uniformidad de las especies de arvenses observadas en cada zona (Figura 8), y según Badii et al. (2008) y Morris et al. (2014) al observarse valores cercanos a uno se considera que

se presenta una similitud de especies. Los valores más altos se observaron en abril y mayo, sin embargo, el mes de mayo fue el único momento en el que se observó que la equidad de especies fue mayor de manera significativa ($F=6,54$; $DF=18$; $P=0,0198$; $P<0,05$) en la zona de El Palmar en comparación con Turrialba (Cuadro 3). Sin embargo, la disminución en equitatividad de cobertura para mayo puede estar relacionada a la aplicación de herbicidas realizada en las fincas con el inicio de las lluvias de acuerdo al programa de control de malezas de la finca COOPECAÑITA en Turrialba.

La riqueza de especies de plantas fue en incremento conforme avanzó el tiempo (Figura 9), observándose una mayor cantidad de especies en la zona de Turrialba en comparación con El Palmar. La menor incidencia de luz y desarrollo de microclimas, así como el establecimiento de la época lluviosa pudieron ser factores claves para el establecimiento de una mayor cantidad de especies (Chaverri-Polini, 1998; Valverde et al., 2005). Badii et al. (2008), mencionan que condiciones como temperaturas cálidas y abundante precipitación ayudan al establecimiento de distintas plantas, además del incremento en germinación de semillas que se encuentren en el banco de semillas al romperse la dormancia producto de las condiciones climáticas.

6.4 Frecuencia de aparición de arvenses por zona y a través del tiempo

Las plantas de la familia Poaceae se presentaron en mayor frecuencia en ambos sitios. Al ser la caña de azúcar también una Poaceae, muchos de los herbicidas utilizados se escogen evitando modos de acción que afecten hojas angostas; también al ser un 45% de esta familia caracterizada como C4 las gramíneas se encuentran más adaptadas a distintas condiciones climáticas debido a su alto intervalo óptimo de temperatura para el crecimiento y gran capacidad de proliferación (Sage, 2003; Giraldo-Cañas, 2010; 2014; Jan et al., 2015). Con respecto a esto, Giraldo-Cañas (2010) menciona que géneros de gramíneas como *Paspalum*, *Panicum* y *Digitaria* se encuentran mejor adaptadas y diversificadas en zonas bajas y medias, con temperaturas altas y secas, y que, además, debido a su

adaptación ambiental son mejores competidoras que plantas hojas anchas y teniendo la capacidad de desplazar a especies nativas de manera más efectiva.

Giraldo-Cañas (2010) menciona que en general las zonas con poca altura poseen una mayor riqueza de gramíneas, no sólo en número de especies sino también en géneros y subfamilias, estos autores también mencionan que las poaceas C4 tienden a observarse en hábitats abiertos, con mayor luminosidad y altas temperaturas. Al ser El Palmar una plantación de caña en zona baja y plana con poco sombreado de árboles y amplios espacios abiertos, este tipo de arvense se observa hasta un 56,1% más que en la zona de Turrialba (Figura 11).

En El Palmar el género con mayor frecuencia de aparición fue *Echinochloa* spp. (33% de todas las Poaceae), seguida de las especies *Cynodon dactylon* (19%), *Digitaria sanguinalis* (7%) y *Panicum* spp. (6%), todas clasificadas como C4 (Reddy y Hodges, 2000). En Turrialba, por otro lado, las especies más comunes fueron *Digitaria sanguinalis* (14%), seguido de *Chloris radiata* (14%), *Cynodon dactylon* (12%) y *Rottboellia cochinchinensis* (11%). Las diferencias entre la composición de las gramíneas importantes de cada zona evidencian una alta capacidad de adaptación de estas plantas a las condiciones circundantes de cada región.

Otra condición que se observó fue la mayor frecuencia de asteraceas en Turrialba en comparación con El Palmar (Figura 11). Esto puede estar relacionado a varias condiciones, por ejemplo, el manejo agronómico que se realiza en El Palmar es más tecnificado debido a la homogeneidad del paisaje, y el control de malezas se hace por medio de tractores con aplicaciones de herbicidas más precisas, y una buena proporción es dirigida a hojas anchas evitando dañar al cultivo. Por el contrario, en la finca de Turrialba el control se hace por medio de aplicaciones con bomba de espalda en un paisaje mucho más heterogéneo en términos altitudinales, lo que permite el escape de muchas plantas al control químico debido al error humano al caminar a través de la plantación realizando la aplicación, permitiendo el establecimiento de una mayor diversidad de plantas.

En la zona de Turrialba se observó una mayor frecuencia de aparición de plantas de la familia Fabaceae que en El Palmar (Figura 11), esto debido a que en

Turrialba la finca COOPECAÑITA ha utilizado géneros como *Desmodium* spp. y *Pueraria* spp. como cobertura en bordes de cañales. En las fincas de El Palmar se observaron varias especies de Euphorbiaceae, especialmente del género *Euphorbia* spp. Según Doll (1996) arvenses de este género poseen un rápido crecimiento, haciéndolas muy competitivas en el ambiente, además de que producen una gran cantidad de néctar floral (Weber et al., 2015) que sirve de fuente de azúcares para polinizadores y otros insectos.

Al analizar la frecuencia de aparición de las primeras cinco arvenses más comunes a través del tiempo se evidencia que el incremento en Poaceae fue mantenido hasta el mes de octubre en El Palmar (Figura 12 A), observándose un pico en el mes de octubre, altamente influenciado por los eventos de lluvia (Figura 4 C) y compitiendo de manera muy eficiente con el resto de las arvenses al observarse una aparición cercana a cero para el resto de las familias de plantas en dicho mes (Figura 12 A). Esta condición concuerda con lo expuesto por Cirujeda et al. (2019) quienes mencionan que muchas gramíneas son altamente eficientes excluyendo otras arvenses. Otro aspecto a tener en cuenta es que cambios en la humedad del suelo, producto de la precipitación, pueden ser beneficiosas y causar la supervivencia de algunas especies mientras induce estrés en otras, alterando incluso la cantidad y proporción de nitrógeno en las zonas aéreas, haciéndolas más atractivas a fitófagos (White, 1976).

En la zona de Turrialba la distribución de frecuencia de aparición de las familias fue mucho más variada que en El Palmar (Figura 12 B), sin embargo, se observa en general que las poaceas se presentaron en mayor frecuencia a través del tiempo en El Palmar, con un incremento en agosto (Figura 12 A), momento donde se presentaron los mayores eventos de lluvia en el Pacífico Central (Figura 5 C). Morrone et al. (2005), explican la relación entre géneros de la familia Poaceae y cómo estas plantas presentan una relación cercana con la disponibilidad de agua en el ecosistema. A partir de agosto en El Palmar se observa un decrecimiento de la variedad de familias al incrementarse las gramíneas (Figura 12 A), con el subsecuente decrecimiento de diversidad (Figura 13), abundancia (Figura 14) y

riqueza de insectos (Figura 15). En meses posteriores, al disminuirse la presencia de poaceas se observa una mayor frecuencia de aparición de otras familias de arvenses (Figura 12 B), que también crea un incremento en la abundancia y riqueza de insectos (Figura 14 y Figura 17).

Algunas Poaceae pueden conservar altos porcentajes de humedad en sus partes aéreas que benefician el establecimiento de artrópodos en el medio ambiente (López-Gómez et al., 2009) como se observa en el incremento de insectos a partir de julio para El Palmar (Figura 18 A) y de agosto para Turrialba (Figura 18 B); que concuerda con el incremento de aparición de poaceas en ambas zonas (Figura 12 A y B).

6.5 Diversidad, riqueza y abundancia de insectos por zona de acuerdo a las condiciones climáticas

El Índice de diversidad de Shannon, riqueza y abundancia de insectos entre las dos zonas evaluadas fue similar (Cuadro 6).

Se observan diferencias significativas en la diversidad de insectos únicamente entre los muestreos realizados en agosto y diciembre ($F=18,56$; $DF=38$; $P=0,0001$ para agosto y $F=7,86$; $DF=38$; $P=0,0079$ para diciembre; $P>0,05$) (Figura 13), siendo en el primer mes el Índice mayor para El Palmar y en el segundo para la zona de Turrialba. Al relacionar esta diferencia con los datos de clima (Figura 4 C y Figura 5 C) se observó que en la zona de Puntarenas, en agosto, luego de presentarse eventos de lluvia en julio, se disminuyó la precipitación a unos pocos mm diarios (Figura 4), mientras que en Turrialba entre julio y agosto se dieron los eventos de lluvias más altos del año con precipitaciones que llegan hasta los 160 mm diarios seguidos de eventos con al menos 20-25 mm diarios (Figura 5).

Larson (1989) hipotetiza que condiciones donde se da un incremento de estrés, como el exceso de agua en el suelo, hace que el desempeño de diferentes tipos de insectos se vea en incremento, por lo que se puede hipotetizar que la razón por la cual, para la evaluación de julio, la cantidad de individuos colectados incrementó (Figura 14). Sin embargo, este autor y otros (Szujecki, 1987) recalcan

que una vez que el estrés llega a altos niveles de humedad ambiental y en el suelo, la eficiencia de los insectos para alimentarse, reproducirse y mantenerse en el ambiente disminuye, debido a que las plantas pierden su capacidad de ser proveedoras de fuentes de alimento (Larson, 1989), situación observada en la abundancia, diversidad y riqueza de los insectos para agosto (Figura 13, Figura 14 y Figura 15).

La diversidad y abundancia de insectos (Figura 13 y Figura 14) fue significativamente mayor en diciembre ($F=7,86$; $DF=38$; $P=0,0079$; $P>0,05$) en Turrialba en comparación con El Palmar. Esta condición se puede relacionar con los datos obtenidos en la diversidad de plantas (Figura 7) donde se observa la misma tendencia, sin embargo, en términos de riqueza Turrialba presentó más especies de plantas (Figura 9) pero menor cantidad de morfoespecies de insectos (Figura 15), donde en términos de artrópodos concuerda con lo expuesto por Gaston (2000) quien explica que con el incremento de altitud se acrecienta la riqueza vegetal mas no la de invertebrados.

6.6 Frecuencia de aparición de insectos por zona y a través del tiempo

La familia Cicadellidae fue la de mayor frecuencia de aparición al unir los datos de ambas zonas (Figura 16). Este insecto es un chupador que se alimenta mayoritariamente de Poaceae (Dietrich, 1997), y teniendo en cuenta que la familia de arvenses con mayor presencia en ambas zonas fueron las gramíneas (Cuadro 2) se puede considerar una relación estrecha entre ambos resultados.

Las siguientes tres familias de artrópodos en términos jerárquicos fueron moscas de las familias Chloropidae, Cecidomyiidae y Ceratopogonidae (Figura 16), que además tienen un amplio rango de hábitos alimenticios y que se encuentran en el ecosistema brindando múltiples servicios ambientales, desde polinización y procesamiento de materia vegetal en descomposición hasta depredación en algunas especies de Chloropidae y Ceratopogonidae (Borror y White, 1970; Brown et al., 2009); los escarabajos Chrysomelidae que son principalmente fitófagos y saprófitos (Bieńkowski, 2010), luego entre los Miridae se pueden encontrar insectos

fitófagos y depredadores (Borror y White, 1970). Una limitación de este estudio es que al clasificarse los insectos hasta el nivel de familia no se logró determinar cuántos pertenecían a géneros que se alimentan de plantas y cuántos podrían estarse alimentando de otros insectos, todos los Acrididae se consideran fitófagos según Borror y White (1970).

Con respecto a familias de insectos benéficos en Turrialba entre las primeras 15 más frecuentes (Figura 17 B) se pueden mencionar los parasitoides Braconidae y Eulophidae; el primero se puede reproducir en una gran variedad de insectos que van desde Hemiptera, Sternorrhyncha, Coleoptera, Lepidoptera hasta grupos de dípteros (Read et al., 1970; Boscán de Martínez y Godoy, 1982; Szujecki, 1987; Singer y Sttirement, 2003; Wen et al., 2004; Herrick et al., 2008; Ayabe y Ueno, 2012; Hodges, et al., 2013; Martínez et al., 2013). La familia Eulophidae, por su parte, se puede encontrar atacando insectos como Sternorrhyncha, Coleoptera, Lepidoptera, Diptera, otros himenópteros, Thysanoptera y arañas (Schaefer et al., 1983; LaSalle, 1990; Castillo et al., 2006; Lucia et al., 2010; Rojas, 2010; Gomes et al., 2013; Strakhova et al., 2013; Palmieri et al., 2013; Bistline-East y Hoodle, 2014; Pereira et al., 2015).

En Turrialba entre los primeros 15 insectos con mayor frecuencia de aparición (Figura 17 B) se encontraron insectos depredadores generalistas como arañas y hormigas, seguidos de Dolichopodidae, que pueden atacar ácaros, trips, Hemiptera, áfidos, Diptera y algunos Coleoptera (Aukema et al., 2004; Ghahari, 2008; Brown et al., 2010), los Coccinellidae se pueden encontrar alimentándose de ácaros, trips, Sternorrhyncha, Auchenorrhyncha, Hemiptera, Coleoptera, y Lepidoptera (Afify et al., 1971; Crowson, 1981; Helle y Sanbelis, 1985; Hamed y Hassanein, 1984; Gerling, 1986; De Clercq et al., 2003; Medeiros, 2010; Nájera y Souza, 2010; Weiser y Obrycky, 2010; Gavloski, 2017).

Se evidenció, una disminución de arácnidos a partir de julio en El Palmar (Figura 18 A) en los meses más secos (Figura 4 B y C), lo cual ha sido reportado por otros autores (Shultz et al., 2006).

Badii et al. (2008) explican en su hipótesis de la depredación, que al existir un mayor número de presas se puede esperar un mayor número de depredadores (enemigos naturales), por lo que la alta frecuencia de insectos que se clasifican como fitófagos como es el caso de los Cicadellidae en el mes de agosto en El Palmar (Figura 18 A), podrían existir en el ecosistema como alimento de estos controladores biológicos, presentando valores de diversidad más altos, observados en esta misma zona y fecha de acuerdo al Índice de Shannon (Figura 13). Además, para el mes de agosto el cultivo ya presentaba un crecimiento tal en el cual los enemigos naturales podrían estar migrando al interior de la plantación en busca de presas (Figura 1) y a la vez el cultivo podría estar sirviéndole de protección a los insectos a condiciones extremas de temperatura.

Otra diferenciación entre ambas zonas en términos de familias son las hormigas y Dolichopidae presentes en Turrialba, pero no encontrados entre las más frecuentes en El Palmar (Figura 17). Con respecto a esto Szujeki (1987) menciona la relación entre condiciones ambientales con el establecimiento y supervivencia de los insectos en el ecosistema, este autor menciona que con el incremento de humedad algunos insectos parasitoides pueden desarrollarse en mejores condiciones cuando esta se encuentra por encima del 80-90%, con respecto a ello los resultados obtenidos en este estudio, en Turrialba los valores máximos oscilaron entre 35,6-98,5% (Figura 5 B) mientras que en El Palmar los máximos se encontraban entre 28-100% (Figura 4 B), lo que concuerda con lo mencionado por el autor. Sin embargo, este autor explica, además, el efecto indirecto de la precipitación sobre los herbívoros, donde al existir un estrés abiótico las plantas disminuyen sus herramientas de defensa y proliferan en mayor cantidad fitófagos (Szujeki, 1987), de los cuales se podrían estar alimentando los depredadores como hormigas y Dolichopodidae (Figura 17 B).

Teniendo en cuenta que la precipitación fue similar para ambas áreas, es importante observar la tendencia a través del tiempo de acuerdo a los eventos de lluvia. En El Palmar se empiezan a registrar eventos de lluvia a partir de mediados de mayo y hasta mediados de julio (Figura 4 C), momento en el cual la presencia

de los seis grupos de insectos con mayor frecuencia de aparición en esta área empieza a incrementarse (Figura 18 A), siendo los cicadélidos los que tienen un incremento de más del doble entre la evaluación de julio a agosto y relacionándolo con la presencia de Poaceae. Este incremento en apariciones inicia en mayo (Figura 12 A), al observarse la relación entre cicadélidos, poaceas y los eventos de lluvia en octubre, con los picos de precipitación más altos se observa el mayor incremento de poaceas, sin embargo, las chicharritas empiezan a disminuir a partir de setiembre (Figura 4 C; Figura 12 y Figura 18 A). Con respecto a esta situación Schowalter (2006) menciona que eventos extremos de precipitación afectan las actividades de forrajeo de fitófagos y saprófitos por lo que se incrementa la presencia y actividad de depredadores.

6.7 Comparación de zonas de acuerdo a la distribución de los órdenes de insectos

Las diferencias entre regiones son evidentes en términos climáticos (Figura 4 y Figura 5), y de las especies vegetales presentes en cada zona (Cuadro 2); sin embargo, al observar los porcentajes de cada orden de insectos (Figura 19) se evidenciaron dos diferencias marcadas. En Turrialba se observó una mayor cantidad de himenópteros que en El Palmar; este orden contiene grupos de hormigas, abejas y avispas. Algunos de estos parasitoides o depredadores que podrían estar ejerciendo un control de plagas en el agroecosistema y se observaron en la zona con mayor riqueza de especies vegetales (Figura 9) que pueden servirle de alimento de refugio a estos insectos.

En El Palmar se observó una mayor cantidad de heterópteros, grupo que contiene chupadores, la gran mayoría fitófagos con algunos depredadores (Borror y White, 1970). Este resultado puede ser producto del gran establecimiento de poaceas en la zona baja con una cobertura mantenida por encima de 25 apariciones por mes, en la gran mayoría de los meses (Figura 12 A); así como una menor diversidad (Figura 7) y riqueza (Figura 9) que en Turrialba.

6.8 Coocurrencia de insectos depredadores o parasitoides en arvenses

Los resultados de las relaciones de arvenses con insectos brindan información clara acerca del efecto que tienen ciertas especies vegetales con la presencia de insectos depredadores o parasitoides (Cuadro 7 y Cuadro 8).

En la sección donde se observa la asociación de depredadores (Cuadro 7) es evidente la cercana relación de *Kyllinga brevifolia*, planta que presentó una asociación positiva ($P < 0,05$) con Coccinellidae, Syrphidae y Dolichopodidae, o *Cyperus esculentus* con Coccinellidae. Estas tres familias de insectos son clasificadas como depredadores generalistas y se alimentan de una gran variedad de insectos en el ecosistema, y como se menciona previamente las tres pueden encontrarse alimentándose de ácaros, trips, hemípteros, áfidos, moscas y escarabajos (Afify et al., 1971; Crowson, 1981; Helle y Sanbelis, 1985; Hamed y Hassanein, 1984; Gerling, 1986; De Clercq et al., 2003; Aukema et al., 2004; Fréchette et al., 2007; Ghahari, 2008; Brown et al., 2010; Medeiros, 2010; Nájera y Souza, 2010; Weiser y Obrycky, 2010; Arcaya et al., 2013; Gavloski, 2017), grupos que presentan al menos una o varias especies plaga en caña de azúcar (Salazar et al., 2017).

El rol de las cyperaceas como fuente de néctar extrafloral es mencionado por Mexzón y Chinchilla (2000), donde reportan a *Scleria melaleuca* como planta atrayente de enemigos naturales y con una relación cercana con parasitoides como Chalcididae, Braconidae, Ichneumonidae y Eulophidae, y depredadores como Formicidae, Asilidae, Reduviidae y Pentatomidae.

La familia de insectos depredadores que presentó una mayor asociación positiva con arvenses fue Dolichopodidae ($P < 0,05$) observándose en asociación positiva con *Murdannia nudiflora*, *Phyllanthus unrinaria*, *Spermacoce latifolia*, *Panicum trichoides*, *Kyllinga brevifolia* y *Peperomia pellucida* y en asociación negativa con *Digitaria sanguinalis* (Cuadro 7). Estos insectos se alimentan de artrópodos de cuerpo suave tanto en su forma larval como cuando son adultos, y han sido reportados como controladores de plagas importantes (Cisneros, 1995; Brown et al., 2010; Zumbado y Azofeifa, 2018).

Con respecto a lo obtenido en parasitoides (Cuadro 8), la mayor cantidad de asociaciones se observó entre Eulophidae con ocho especies de arvenses en asociación positiva y dos en asociación negativa. La mayor probabilidad de observar Eulophidae se encontró en *Panicum trichoides*, *Spermacoce laevis* y *Drymaria cordata* ($P < 0,01$), seguido de *Ageratum conyzoides*, *Hypericum gnidioides*, y *Murdannia nudiflora* ($P < 0,05$), mientras que es poco probable observarla en *Digitaria sanguinalis* y *Rottboellia cochinchinensis* ($P < 0,05$).

Eulophidae es controlador importante de Sternorrhyncha, Coleoptera, Lepidoptera y Diptera (Schaefer et al., 1983; Hanson y Gauld, 1995; LaSalle, 1990; Castillo et al., 2006; Lucia et al., 2010; Rojas, 2010; Vargas et al., 2011; Gomes et al., 2013; Palmieri et al., 2013; Strakhova et al., 2013; Bistline-East y Hoddle, 2014; Pereira et al., 2015; Pyñeyro et al., 2016; Hanson, 2019c).

Vargas et al. (2011) y Pyñeyro et al. (2016) mencionan a Eulophidae atacando a *Diatraea* spp. lepidóptero que barrena el tallo de la caña y causa grandes pérdidas para el cultivo (Salazar et al., 2006), con tres especies importantes para Costa Rica: *D. guatemallela*, *D. saccharalis*, y *D. tabernella* (Salazar et al., 2017) y a *Mocis latipes* Guenee (Lepidoptera: Erebidae) plaga en condición poco importante para caña de azúcar (Salazar et al., 2017). Sin embargo, teniendo en cuenta el amplio rango de hospederos que esta familia posee, las probabilidades que estos insectos se encuentren atacando y manteniendo poblaciones de plagas de caña en bajas proporciones es alta.

La familia Braconidae, muy importante para el control biológico de plagas lepidópteras en caña de azúcar (Salazar et al., 2016) se asoció positivamente con *Paspalum paniculatum* ($P < 0,01$) y *Cyperus diffusus* ($P < 0,05$) (Cuadro 8). DIECA produce un insecto para realizar liberaciones masivas como parte del manejo integrado de plagas, llamado *Cotesia flavipes*; este parasitoide es de la familia Braconidae y es un importante controlador de *Diatraea saccharalis*, importante plaga en caña de azúcar (Salazar et al., 2016). La obtención de datos que prueben una relación entre una planta con la presencia de estos insectos es de gran importancia para entender la ecología y establecimiento de las poblaciones de este

insecto, y además, el reconocimiento de las plantas que estos parasitoides utilizan, ya sea como fuente de alimento complementario o suplementario, podría brindar información relevante de lo que puede estar sucediendo con estos controladores en el agroecosistema posterior a liberaciones.

A pesar de que Mexzón y Chinchilla (2003) reportan a *Ageratum conyzoides* como hospedera de Braconidae, en este estudio no se observó una relación significativa ($P < 0,05$) con esta planta y esta familia (Cuadro 8). Sin embargo, esta Asteracea sí fue registrada en asociación positiva entre el Eulophidae ya mencionado y Mymaridae ($P < 0,05$).

Mymaridae es una familia ampliamente registrada como parasitoide en un amplio rango de hospederos, desde Orthoptera, Hemiptera, Auchenorrhyncha, Sternorrhyncha, Coleoptera, Diptera hasta Lepidoptera (Huber, 1986; Hanson y Gauld, 1995; Byrne et al., 2006; Triapitsyn y Shih, 2014; Hanson, 2019c), incluso Salazar et al. (2017) mencionan avispas Mymaridae como controladoras de salivazos (Cercopidae), plaga en condición crítica en caña de azúcar, y atacando a *Saccharosydne saccharivora* Westwood (Hemiptera: Delphacidae) en condición medianamente importante y a *Perkinsiella saccharicida* Kirkaldy (Hemiptera: Delphacidae) y en condición poco importante.

Al interpretar estos resultados es importante tener en cuenta, como menciona Veech (2013), que el análisis de coocurrencia puede derivar errores de tipo I donde un par de especies asociadas aleatoriamente es incorrectamente identificado como positiva o negativamente asociadas, este tipo de errores se deriva del método por el cual este análisis se realiza, sin embargo, este análisis brinda información importante de la tendencia y distribución de los datos obtenidos.

La presencia de depredadores y parasitoides en plantas acompañantes brinda información clara de la importancia de éstas en el ecosistema cañero, y de igual manera, analizar una lista de plantas que muchas ocasiones son consideradas como malezas nocivas (Bolaños y Alfaro, s.f.) desde otro punto de vista, brinda una visión más integral del agroecosistema y permite entender el establecimiento de las cadenas tróficas contenidas en éste.

6.9 Insectos plaga de caña de azúcar

Salazar et al. (2019) brinda una lista acerca de las familias de insectos que contienen una o más especies de plagas de caña de azúcar, mencionando a Curculionidae, Tingidae, Aphididae, Cercopidae, Delphacidae, y Cicadidae, como algunas de las más importantes y que se contabilizaron en este estudio.

Entre las muestras recolectadas se encontraron curculionidos en 36 de ellas, sin embargo, debido a la naturaleza del estudio no es posible determinar si fueron la misma especie durante todas las evaluaciones, ni que estas fueran las que Salazar et al. (2017) catalogan como plaga para Costa Rica (*Metamasius hemipterus* y *Apinocis saccharidis*). Sin embargo, Hanson (2019a) menciona la presencia de entre 8000 hasta 10.000 especies de Curculionidae para Costa Rica, por lo que la cantidad de especies que realmente se encuentra interactuando con el cultivo es ínfimamente pequeña y las encontradas en este estudio pudieron no encontrarse afectando la caña de azúcar.

Otra de las familias que Salazar et al. (2019) menciona como plaga en caña es Tingidae, y según Salazar et al. (2017) sólo se registra una especie plaga. Harris (2018) registra hasta 153 especies de Tingidae reportada para Costa Rica y la región de Centroamérica, y menciona la misma especie alimentándose de caña de azúcar (*Leptodictya tabida*), por lo que los seis Tingidae observados como parte de este estudio, cuatro en la zona de Puntarenas y dos en Turrialba, podrían o no encontrarse relacionadas al cultivo.

Aphididae es una familia de insectos que puede ser muy dañina y causar pérdidas en diversos cultivos, sin embargo, para caña se registran únicamente tres especies plaga: *Sipha flava*, *Melanaphis sacchari* (Salazar et al. 2017) y *Aphis nerii* (Villalobos et al., 2010). Zamora et al. (2012) reportan 91 especies de esta familia en total para Costa Rica. En este estudio se registró la aparición de 92 Aphididae de identidad desconocida durante todos los meses de evaluación, pudiendo o no ser áfidos plaga de la caña de azúcar.

Con respecto a Cercopidae, Thomposon y León (2005) mencionan nueve especies de importancia económica en Costa Rica, mientras que para caña de azúcar se registran tres géneros: *Aeneolamia* spp., *Prosapia* spp. y *Zulia* sp. (Salazar et al., 2017). Para esta investigación se registraron 27 apariciones de Cercópidos a través del tiempo, con sólo una fecha donde aparecieron cuatro morfoespecies distintas en la misma muestra, estos Cercópidos no fueron identificados hasta el nivel de género por lo que su identidad es desconocida.

Para Delphacidae, según Bartlett (2019) en Costa Rica se encuentran registradas 57 especies, mientras que se observaron hasta 223 individuos, con una muestra en la que se registraron hasta cinco morfoespecies en la zona de Turrialba, sin embargo, Salazar et al. (2017) registran dos especies de plagas en caña, pero no hubo forma de determinar si eran las mismas especies.

Autores como Salazar et al. (2017) registran para caña de azúcar una especie de Cicadidae como plaga (*Proarna invaria*), mientras que Sanborn (2014) registra hasta 45 especies para Costa Rica, a pesar de recolectar 14 Cicádidos, llegando hasta un máximo de 2 morfoespecies por muestra, no se determinó si era la misma especie plaga.

La determinación de la incidencia de insectos plaga de la caña de azúcar en las arvenses es sumamente difícil de considerar en un estudio en el cual no se identificaron hasta el nivel de especie los insectos que se colectaron, y teniendo en cuenta que entre las familias de fitófagos muy pocas son consideradas plagas en el cultivo de caña, es imposible determinar la presencia de plagas en plantas acompañantes de acuerdo a la información recolectada en este estudio.

Es importante en este tipo de análisis de diversidad de insectos considerar el método de recolección de muestras, Castelo (2008) colectó aproximadamente 260.000 individuos por medio de trampa de luz en caña de azúcar en Brasil durante un año, sin embargo, el 90% de estos fueron Dolichopodidae, seguidos de Scarabeidae y Formicidae. En plantaciones de azúcar en Panamá, Atencio et al. (2018a) recolectaron por medios manuales con pincel, botellas plásticas y trampa de caída durante dos años aproximadamente 4750 individuos pertenecientes a 48

familias; siendo las familias más abundantes Formicidae, Termitidae y Pyralidae. En Malasia Lim y Pan (1980) reportan la aparición de 132 familias de insectos en caña al realizar la recolecta por medio de trampa de luz, mismo método utilizado en India por Thamarai y Merlin (2015) durante tres meses; estos autores reportan 517 individuos con una mayor diversidad de especies entre el grupo Homoptera que actualmente se separa en los grupos Sternorrhyncha y Auchenorrhyncha. En Cuba durante 3 años se colectó por un método de muestreo no definido un mayor porcentaje de Coccinellidae e Ichneumonidae en el cultivo de caña de azúcar (Rodríguez et al., 2009), mientras que en Brasil por medio de trampa de luz Branco et al. (2016) recolectaron 5400 insectos depredadores en caña de azúcar, con Carabidae como la familia más predominante.

Es evidente que el método de colecta afecta en gran manera los resultados que se obtienen, por lo que una metodología de colecta que incremente la eficiencia de recolección es de suma importancia. En nuestro estudio durante 8 meses se colectaron 13.000 insectos, muy por encima de las cantidades reportadas previamente, a excepción del estudio de Castelo (2008) quienes a pesar de cuantificar una cantidad superior de insectos (260.000 individuos), no observaron diversidad de grupos de insectos (20 familias), a diferencia de este estudio que cuantificó 137 familias de artrópodos diferentes.

Otro factor a considerar es que los grupos mencionados como más representativos en los estudios antes citados no lo son para el nuestro, al haberse realizado la mayoría por medio de trampas de luz, este método sólo contempló insectos con hábitos nocturnos y con suficiente movilidad, mientras que el aspirado de insectos en varios puntos de muestreos a través del tiempo brindó una mayor cantidad de insectos diurnos interactuando con las arvenses de manera directa.

Como es de entender este tipo de estudios brindan información acerca de la forma en la cual las poblaciones de insectos se comportan en los ambientes naturales en bordes de la caña de azúcar, y es importante, para un efectivo establecimiento de cadenas tróficas que ayuden a controlar sus plagas, considerar algunos de los principios de conservación de los recursos naturales propuestos por

Badii et al. (2008) quienes explican que se deben identificar los supuestos de los recursos y su papel en el ecosistema, identificar las incertidumbres ecológicas, e incrementar el conocimiento de los recursos del ecosistema para poder desarrollar e implementar su manejo eficiente; ya que cada ecosistema tiene una función y la preservación de la biodiversidad a un nivel de espacio como el paisaje es extremadamente complejo en sus procesos e interacciones espacio-temporales (Büchs, 2003), debido a esto, la creación de conocimiento que explique la forma en la cual el establecimiento de las cadenas está sucediendo en hábitats cultivados es sumamente importante para su implementación para el manejo integrado de plagas.

Además, como menciona Takasu y Lewis (1995) este tipo de estudios permiten la identificación de plantas que están siendo utilizadas por los enemigos naturales lo que permite el desarrollo de estrategias que mantengan a los controladores en el ecosistema.

Al tener en cuenta que la biodiversidad se encuentra en rápido decrecimiento (Gliessman, 2019) los estudios que buscan comprender, conservar y utilizarla de manera productiva son de gran importancia, al brindar un método de supervivencia no sólo a nivel ambiental si no, a nivel socioeconómico, y teniendo en cuenta la relación positiva de incrementar la biodiversidad con la eficiencia de la entrega de servicios ecosistémicos para el control de plagas a productores, este estudio es relevante en su área (Jones y Snyder, 2018).

7. CONCLUSIONES

1. Se identificaron en total 140 especies de arvenses pertenecientes a 41 familias diferentes, 76 especies en El Palmar y 107 en Turrialba. Se identificaron 137 familias de artrópodos, 111 para El Palmar y 112 en Turrialba, en total se clasificaron 13.026 individuos.
2. Se determinó una mayor diversidad, riqueza y abundancia de arvenses en Turrialba, mientras que para insectos estos tres parámetros se mantuvieron similares.
3. La familia de arvenses con mayor aparición fue Poaceae. La familia de insectos Cicadellidae fue la que presentó mayor aparición en ambas zonas. Se observó una relación entre Poaceae, Cicadellidae y la entrada de la época lluviosa.
4. Una mayor proporción de Hymenoptera se observó en la zona de Turrialba, mientras que en El Palmar se observaron más Heteroptera.
5. La mayor coocurrencia de insectos depredadores se observó con Coccinellidae en *Kyllinga brevifolia* y *Cyperus esculentus* y para insectos parasitoides con Chalcididae en *Fimbristylis miliacea* y con Eulophidae en *Panicum trichoides*, *Spermacoce laevis* y *Drymaria cordata*.
6. Estos resultados demuestran una relación entre el ecosistema circundante de la caña de azúcar con potenciales controladores biológicos, por lo que el entendimiento de la distribución de estos en el tiempo, así como de las plantas en las cuales pueden observarse brindan información que clarifica el establecimiento de las cadenas tróficas que existen en el ecosistema circundante al cultivo y que al comprenderse, tiene el potencial de ser utilizado como una herramienta en el manejo integrado de plagas de la caña de azúcar.

8. RECOMENDACIONES

- Se recomienda realizar un manejo racional de los bordes de cañales:
 - Al conocerse las especies vegetales que pueden servir de reservorio a insectos benéficos puede realizarse una selección y conservarse ciertas plantas en el campo e incluso reproducirlas de ser posible.
 - Aquellas malezas que sean problemáticas para el cultivo y no se observe una relación de ocurrencia conjunta con benéficos pueden controlarse por medios químicos como herbicidas.
- En un futuro se podrían realizar estudios de las dinámicas poblacionales de insectos plaga de caña de azúcar en arvenses y relacionarla con las dinámicas poblacionales de sus enemigos naturales.
- Se podrían realizar comparaciones de las condiciones climáticas y la aparición de ciertos insectos plaga o benéficos en arvenses.
- Se podría realizar un estudio donde se observe la prevalencia en las arvenses aledañas de bracónidos del género *Cotesia* a través del tiempo, tanto en zonas en las que se hacen liberaciones periódicas con respecto aquellas sin liberaciones recientes.
- Se recomienda extender este estudio a las otras regiones cañeras del país.

9. LITERATURA CITADA

- Afify, A., and H. Farghaly. 1971. Comparative laboratory studies on the effectiveness of *Labidura riparia* Pall. and *Coccinella undecimpunctata* Reiche, as predators of eggs and newly hatched larvae of *Spodoptera littoralis* (Boisd.). *Bul. Soc. Entomol. d' Egypte* 54:277-282.
- Águila, J., M. Vidal, M. González, L. Rodríguez, y E. Mesa. 2008. Criterios ecológicos en el manejo de plagas de la caña de azúcar y cultivos varios: Una opción para lograr alimentos sanos. *Agroecol.* 3:51-53.
- Aguilar, R.N. 2011. Competitividad de la Agroindustria Azucarera de la Huasteca México. Tesis Doctoral. Universidad Autónoma de San Luis Potosí. San Luis Potosí, MEX.
- Agüero, R., M. Chaves, A. Rodríguez, R. Alfaro, y P. Portuguez. 2017. Asistente para la identificación de malezas (arvenses) comunes en caña de azúcar (Cañarvenses 1.0). XID Services, Inc., Washington, USA.
- Al-Doghairi, M.A., and W.S. Cranshaw. 1999. Surveys on visitation of flowering landscape plants by common biological control agents in Colorado. *J. Kansas Entomol. Soc.* 72(2):190-196.
- Ali, A.D. and T.E. Reagan. 1985. Vegetation manipulation effect on predator and prey populations in Louisiana sugarcane ecosystems. *J. Econ. Entomol.* 78(6):1409-1414. doi:10.1093/jee/78.6.1409

- Ali, A.D., T.E. Reagan, and J.L. Flynn. 1984. Influence of selected weedy and weed-free sugarcane habitats on diet composition and foraging activity of the imported fire ant (Hymenoptera: Formicidae). *Environ. Entomol.* 13(4):1037-1041. doi:10.1093/ee/13.4.1037
- Andow, D.A. 1991. Vegetational diversity and arthropod population response. *Annu. Rev. Entomol.* 36:561-86. doi:10.1146/annurev.en.36.010191.003021
- Arcaya, E., Mengual, X., Perez, y S. Rojo. 2013. Registros y distribución de sírfidos depredadores (Diptera: Syrphidae: Syrphinae) en el Estado Lara, Venezuela. *Bioagro* 25(2):143-148.
- Ariza, C.A., y P.J. Almanza-Merchán. 2012. Identificación y clasificación de biotipos las malezas asociadas con el cultivo de palma de aceite. *Cienc. Agric.* 9(2):87-96.
- Arevalo, H.A., and J.H. Frank. 2005. Nectar Sources for *Larra bicolor* (Hymenoptera: Sphecidae), a Parasitoid of *Scapteriscus* Mole Crickets (Orthoptera: Gryllidae), in Northern Florida. *Florida Entomol.* 88(2):146-151.
- Atencio, R., F.R. Goebel, and R.J. Miranda. 2018a. Entomofauna Associated with Sugarcane in Panama. *Sugar Tech.* 1-14. doi:10.1007/s12355-018-0661-8
- Atim, A., and H. Graham. 1984. Predation of *Geocoris punctipes* by *Nabis alternatus*. *Southwest. Entomol.* 9:227-231.

- Aukema, B.H., and K.F. Raffa. 2004. Behavior of Adult and Larval *Platysoma cylindrica* (Coleoptera: Histeridae) and Larval *Medetera bistriata* (Dipteraera: Dolichopodidae) During Subcortical Predation of *Ips pini* (Coleoptera: Scolytidae). *J. Insect Behav.* 17(1):115-128.
- Ayabe, Y. and T. Ueno. 2012. Complex feeding tracks of the sessile herbivorous insect *Ophiomyia maura* as a function of the defense against insect parasitoids. *PloS one* 7(2):e32594. doi:10.1371/journal.pone.0032594
- Badii, M.H., J. Landeros, y E. Cerna. 2008. Patrones de asociación de especies y sustentabilidad. *Daena: Int. J. Good Consci.* 3(1):632-600. [Octubre, 2007-Marzo 2008].
- Badilla, F. 2002. Un programa exitoso de control biológico de insectos plaga de la caña de azúcar en Costa Rica. *Manejo Integrado de Plagas y Agroecología* 64:77-87.
- Badilla, F., y J. Gómez. 2003. Pérdidas de azúcar causadas por *Diatraea* spp. en Nueva Concepción, Guatemala. *Man. Integ. Plagas Agroecol.* 1(67):18-22.
- Baggen L.R., G.M. Gurr, and A. Meats. 1999. Flowers in tri-trophic systems: mechanisms allowing selective exploitation by insect natural enemies for conservation biological control. In: Simpson et al. (eds). *Proceedings of the 10th International Symposium on Insect-Plant Relationships. Series Entomologica*, vol 56. Springer. Dordrecht, NED. doi:10.1007/978-94-017-1890-5_19

- Balzan, M.V., G. Bocci, and A. Moonen. 2016. Utilisation of plant functional diversity in wildflower strips for the delivery of multiple agroecosystem services. *Entom. Exp. Appl.* 1-16. doi:10.1111/eea.12403
- Banks JE. 2000. Effects of weedy field margins on *Myzus persicae* (Hemiptera: Aphididae) in a broccoli agroecosystem. *Pan Pac. Entomol.* 76:95-101.
- Banu, J., L. Merlin, and M.R. Delphin. 2016. Diversity of insects in sugarcane field at Chinnamanur, Theni district, Tamilnadu. *Int. J. Innov. Res. Multidiscip. Field.* 2(10):651-655.
- Bardwell, C.J., and A.L. Averill. 1997. Spiders and their prey in Massachusetts cranberry bogs. *J. Arach.* 25(1):31-41.
- Bartlett, C.R. 2019. A New Genus and Species of Delphacidae (Hemiptera: Fulgoroidea: Delphacidae) from Costa Rica. *Zootaxa*, 4657(2):361-368. doi:10.11646/zootaxa.4657.2.8
- Bennett, F. 1965. Observations of the natural enemies of *Gynaikothrips ficorum* (Marchal), in Brazil. *Technol. Bull. CIBC* 5:117-125
- Bieńkowski, A.O. 2010. Feeding behavior of leaf beetles (Coleoptera, Chrysomelidae) *Entmol. Rev.* 90:1. doi:10.1134/S001387381001001X

- Bilde, T., J.A. Axelsen, and S. Toft. 2000. The value of Collembolla from agricultural soils as food for a generalist predator. *J. Appl. Ecol.* 37(4):672-683.
- Bistline-East, A., and M.S. Hoddle. 2014. *Chartocerus* sp. (Hymenoptera: Signiphoridae) and *Pachyneuron crassiculme* (Hymenoptera: Pteromalidae) are obligate Hyperparasitoids of *Diaphorencyrtus aligarhensis* (Hymenoptera: Encyrtidae) and possibly *Tamarixia radiata* (Hymenoptera: Eulophidae). *Florida Entomol.* 97(2):562-566. doi:10.1653/024.097.0230
- Bland, R.G. and H.E. Jaques. 2010. *How to Know the Insects*. 3rd ed. Waveland Press. Illinois, USA.
- Brailovsky, H. y C. Mayorga. 1994. Hemiptera-Heteroptera de México. XLV. La subfamilia Asopinae (Pentatomiidae), en la Estación de Biología Tropical “Los Tuxtlas”, Veracruz, México. *Anales Inst. Biol. Univ. Nac. Autón. México. Ser. Zool.* 65(1):33-43.
- Branco, R.T.C. 2008. Entomofauna associada à cultura da cana-de-açúcar, no Município de União, PI- Brasil. Dissertação do mestrado. Universidade Federal do Piauí. Piauí, BRA.
- Branco, R.T.C., P.R.R. da Silva, G.L.F. Portela, L.E.M. Pádua, and O.A.A. dos Santos. 2016. Population survey of predatory insects in sugarcane in the municipality of União, Piauí state, Brazil, using light trap. *Científica, Joboticabal* 44(4):520-525. doi:10.15361/1984-5529.2016v44n4p520-52

Brown, B., A. Borkent, J.M. Cumming, D.M. Wood, N.E. Woodley, M. Zumbado. 2009. Manual of Central American Diptera. Vol. 1. 2 ed. NRC Research Press. Ottawa, CAN. doi:10.1139/9780660199580

Brown, B., A. Borkent, J.M. Cumming, D.M. Wood, N.E. Woodley, M. Zumbado. 2010. Manual of Central American Diptera. Vol. 2. 2 ed. NRC Research Press. Ottawa, CAN. doi:10.1139/9780660199580

Brust, G.E. 1990. Effects of below-ground predator–weed interactions on damage to peanut by southern corn rootworm (Coleoptera: Chrysomelidae). Environ. Entom. 19(6):1837-1844. doi:10.1093/ee/19.6.1837

Boccaccio, L., and R. Petacchi. 2009. Landscape effects on the complex of *Bactrocera oleae* parasitoids and implications for conservation biological control. Biocontrol 54(5):607. doi:10.1007/s10526-009-9214-0

Bolaños, J. y R. Alfaro. s.f. Situación actual del control de malezas en el cultivo de la caña de azúcar en Costa Rica. Dirección de Investigación y Extensión de la Caña de Azúcar en Costa Rica. Grecia, Costa Rica. <http://servicios.laica.co.cr/laica-cv-biblioteca/index.php/Library/download/cbyuMrOhwBHJfCmqZLBcnoIEhdnrLei> I (consultado 24 set. 2019).

Boscán de Martínez, N., and F. Godoy. 1982. *Apanteles* sp. (Hymenoptera: Braconidae) parasite of the avocado fruit borer *Stenomima catenifer* Walsingham (Lepidoptera: Stenomimidae) in Venezuela. Agron. Trop. 32(1/6):319-321.

- Bosque, C., and J.E. Rabinovich. 1979. Population dynamics of *Telenomus fariai* (Hymenoptera: Scelionidae), a parasite of chagas disease vectors: VII. Oviposition behavior and host discrimination. *Canad. Entomol.* 111(02):171-180.
- Borror, D.J. and R.E. White. 1970. A field guide to insects, America north of Mexico. The Peterson field guide series. Houghton Mifflin Company. New York, USA.
- Büchs, W. 2003. Biotic indicators for biodiversity and sustainable agriculture—introduction and background. *Agric. Ecosyst. Environ.* 98(1-3):1-16. doi:10.1016/S0167-8809(03)00068-9
- Burgio, G. 2007. The role of ecological compensation areas in conservation biological control. Ph.D. diss. Wageningen University & Research. Wageningen, NLD.
- Bustillo, A. 2009. Acciones para reducir las poblaciones de *Diatraea*. *Carta Trimestral* 31:3-4.
- Bustillo, A. 2013. Insectos plaga y organismos benéficos del cultivo de la caña de azúcar en Colombia. Centro de Investigación de la Caña de Azúcar de Colombia Cenicaña, Cali. Cali, COL.
- Butler, C., and J. O'Neil. 2006. Defensive Response of Soybean Aphid (Hemiptera: Aphididae) to Predation by Insidious Flower Bug (Hemiptera: Anthocoridae). *Ann. Entomol. Soc. Am.* 99(2):317-320. doi:10.1603/0013-8746(2006)099[0317:DROSAH]2.0.CO;2

- Byrne, F.J., and N.C. Toscano. 2006. Detection of *Gonatocerus ashmeadi* (Hymenoptera: Mymaridae) parasitism of *Homalodisca coagulata* (Homoptera: Cicadellidae) eggs by polyacrylamide gel electrophoresis of esterases. *Biol. Control* 36(2):197-202.
- Caballero-López, B., J.M. Blanco-Moreno, N. Pérez-Hidalgo, J.M. Michelena-Saval, J. Pujade-Villar, E. Guerrieri, J.A. Sánchez-Espigares, and F.X. Sans. 2012. Weeds, aphids, and specialist parasitoids and predators benefit differently from organic and conventional cropping of winter cereals. *J. Pest Sci.* 85(1):81-88. doi:10.1007/s10340-011-0409-7
- Cadet, E., J.D. Salazar, y J.C. Barrantes. 2016. Estimación del factor de pérdida por daños del complejo de plagas *Diatraea* spp., *Metamasius* spp. y *Heterotermes* sp. en la región sur de Costa Rica. XIV Congreso Nacional Agropecuario, Forestal y Ambiental. Heredia, CRC. 27-29 oct. 2016. 14:9.
- Camero, J., R. Johansen, O. García, M. Cantu, E. Cerna, y A. Retana. 2011. Especies depredadoras de trips (Thysanoptera) asociadas a huertas de aguacate en Nayarit, México. *Acta Zool. Mex.* 27(1):115-121.
- Castelo, R.T.P. 2008. Entomofauna associada à cultura da cana-deaçúcar no município de União - Piauí – Brasil. Dissertação do Mestre. Universidade Federal do Piauí. Piauí, BRA.

Castillo, A., J.C. Espinoza, J. Valle-Mora, y F. Infante. 2006. Dispersión del parasitoide africano *Phymastichus coffea* LaSalle (Hymenoptera Eulophidae) en un nuevo agroecosistema. *Folia Entomol. Mex.* 45:319-327.

Ceccon, E. 2003 Los bosques ribereños y la restauración y conservación de las cuencas hidrográficas. *Ciencias* 72:46-53.
<http://revistas.unam.mx/index.php/cns/article/viewFile/11921/11243>
(consultado 15 jun. 2019).

Chang, N.T., B.R. Wiseman, R.E. Lynch, and D.H. Habeck. 1986. Growth and development of fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) on selected grasses. *Environ. Entomol.* 15(1):182-189. doi:10.1093/ee/15.1.182

Chaverri-Polini, A. 1998. Las montañas, diversidad biológica y su conservación. *FAO. Unasylva. Vol.49. 1998/4.*
<http://www.fao.org/3/w9300s/w9300s09.htm#TopOfPage> (consultado 2 jun. 2018).

Chaves, M. 2015. Principales variedades de caña cultivadas comercialmente en algunos países de tradición azucarera del Continente Americano. San José, CRC.
<https://www.laica.co.cr/biblioteca/servlet/DownloadServlet?c=443&s=1753&d=19315> (consultado 11 nov. 2018).

Chaves, M. 2008. El control biológico como experiencia empresarial de la agroindustria azucarera costarricense. Taller: Insumos para la construcción de una agenda agrícola ambiental. 7-8 oct. 2008. San José, CRC.

- Chaves, M.A., L. Bermúdez, y D. Méndez. 2016. Análisis de resultados agroindustriales finales de la zafra 2015-2016. Resultados de la zafra 2015-2016. Conexión 10:1-41.
- Chaves, M.A. y L. Bermúdez. 2018. Análisis de resultados agroindustriales finales de la zafra 2016-2017. Conexión 11:1-49.
- Cherrill, A. 2015. Suction sampling of grassland invertebrates using the G-vac: Quantifying and avoiding peripheral suction effects. *Euro. J. Entomol.* 112(3):520. doi:10.14411/eje.2015.058
- Cisneros, F. 1995. Control de plagas agrícolas. Manual Técnico. The Hofshi Foundation. California, USA. http://www.avocadosource.com/books/CisnerosFausto1995/CPA_8_PG_102-147.pdf (consultado 29 nov. 2019).
- Cirujeda, A., G. Pardo, A.I. Marí, J. Aibar, Y. Pallavicini, J.L. González-Andújar, J. Recasens, and X.O. Solé-Senan. 2019. The structural classification of field boundaries in Mediterranean arable cropping systems allows the prediction of weed abundances in the boundary and in the adjacent crop. *Europ. Weed Res. Soc.* 59:300-311. doi:10.1111/wre.12366
- Crowson R.A. 1981. The biology of the Coleoptera. Academic Press. London, GBR.
- Costanzo, A., and P. Bárberi. 2013. Functional agrobiodiversity and agroecosystem services in sustainable wheat production. A review. *Agron. Sustain. Dev.* 34:327–348. doi:10.1007/s13593-013-0178-1

- Couri, M. and G. Barros. 2010. Diptera hosts of *Stylogaster* Macquart (Diptera, Conopidae) from Madagascar and South Africa. *Rev. Bras. Entomol.* 54(3):361-366.
- Cox, M.L. 1994. The Hymenoptera and Diptera parasitoids of Chrysomelidae. *Novel Aspects of the Biology of Chrysomelidae*. Springer. Dordrecht, NED. doi:10.1007/978-94-011-1781-4_35
- Curran, C.H. 1934. *Families and Genera of North American Diptera*. American Museum of Natural History. New York, USA.
- De Clercq, P., I. Peeters, G. Vergauwe, and O. Thas. 2003. Interaction between *Podisus maculiventris* and *Harmonia axyridis*, two predators used in augmentative biological control in greenhouse crops. *BioControl* 48:39–55. doi:10.1023/A:1021219714684
- Denys, C., and T. Tschardt. 2002. Plant-insect communities and predator-prey ratios in field margin strips, adjacent crop fields, and fallows. *Oecologia* 130:315-324. doi:10.1007/s004420100796
- Dietrich, C.H. 1997. The role of grasslands in the diversification of leafhoppers (Homoptera: Cicadellidae): A phylogenetic perspective. In: Warwick, C. (Ed.). *Proceedings Fifteenth North American Prairie Conference*. No. 15. Oregon, USA. p. 44-49. <http://images.library.wisc.edu/EcoNatRes/EFacs/NAPC/NAPC15/reference/econatres.napc15.cdietrich.pdf> (consultado 24 ago. 2019).

- Drake, C.J. 1920. The southern green stink-bug. *Nezara viridula*. State Plant Board of Florida Quarterly Bull. 4(3):41-94.
- Dodds, K.J.; C. Graber, and F.M. Stephen. 2001. Facultative intraguild predation by larval Cerambycidae (Coleoptera) on bark beetle larvae (Coleoptera: Scolytidae). Environ. Entomol. 30(1):17-22. doi:10.1603/0046-225X-30.1.17
- Doğramaci, M., S.J. DeBano, C. Kimoto, and D.E. Wooster. 2011. A backpack-mounted suction apparatus for collecting arthropods from various habitats and vegetation. Entomol. Exp. Appl. 139(1):86-90. doi:10.1111/j.1570-7458.2011.01099.x
- Doll, J.D. 1996. *Euphorbia heterophylla*. En: Labrada et al. Manejo de malezas para países en desarrollo. Estudio FAO protección y producción vegetal. Vol. 120. FAO. Roma, ITA .p.110-113.
- Dudgeon, D. 1989. Life cycle, production, microdistribution and diet of the damselfly *Euphaea decorata* (Odonata: Euphaeidae) in a Hong Kong forest stream. J. Zool. 217(1):57–72. doi:10.1111/j.1469-7998.1989.tb02474.x
- Eoche-Bosy, D., Y. Outreman, T. Oliveira Andrade, L. Krespi, and J. Baaren. 2016. Seasonal variations of host resources influence foraging strategy in parasitoids. Entomol. Exp. Appl. 161(1):11-19. doi:10.1111/eea.12494

- Fernández, T., L. José, G. Garcés, F. Portuondo, T. Valdés, and E. Expósito. 2001. Insectos asociados con flores de malezas del Jardín Botánico de Santiago de Cuba, con énfasis en Hymenoptera. *Rev. Biol. Trop.* 49(3-4):1013-1026.
- Franco, K. 2010. Biología de la reproducción de los míridos depredadores *Macrolophus pygmaeus* y *Nesidiocoris tenuis*. Universitat de Barcelona. Barcelona, ESP. p.143.
- Frank, T. 1998. Slug damage and numbers of the slug pests, *Arion lusitanicus* and *Deroceras reticulatum*, in oilseed rape grown beside sown wildflower strips. *Agric. Ecos. Environ.* 67:67-78. doi:10.1016/S0167-8809(97)00108-4
- Fréchette, B., S. Rojo, O. Alomar, and E. Lucas. 2007. Intraguild predation between syrphids and mirids: who is the prey? Who is the predator? *BioControl.* 52:175-191. doi:10.1007/s10526-006-9028-2
- Gagné, R. and F. Bennett. 1993. Two new species of *Lestodiplosini* (Diptera: Cecidomyiidae) preying on Homoptera and Thysanoptera in Southern Florida. *Florida Entomol.* 76:341-388.
- García, L. 1996. Gramíneas y Cyperaceas. En: Manejo de Malezas para Países en Desarrollo. Capítulo 4. Estudio FAO Producción y Protección Vegetal – 120. FAO. Roma, ITA. <http://www.fao.org/3/T1147S/t1147s08.htm#TopOfPage> (consultado 9 jun. 2019).
- Gardiner, M.M., D.D. Landis, C. Gratton, N. Schmidt, M. O`Neill, E. Mueller, J. Chacon, and G.E. Heimpel. 2010. Landscape composition influences the

activity density of Carabidae and Arachnida in soybean fields. Biol. Control 55:11-19. doi:10.1016/j.biocontrol.2010.06.008

Gardner, T.R. 1938. Influences of feeding habits of *Tiphia vernalis* on the parasitization on the Japanese beetle. J. Econ. Entomol. 31(2):204:207. doi:10.1093/jee/31.2.204

Gaston, K.J. 2000. Global patterns in biodiversity. Nature 405:220-227.

Gauld, I., y P. Hanson. 2006. Hymenoptera de la región Neotropical. Memoirs of the American Entomological Institute. Vol 77. Utah, USA.

Gavloski, J. 2017. Maximizing the Value of Beneficial Insects on the Farm: Predators and Parasitoids. Pest Management Facts. <https://www.gov.mb.ca/agriculture/crops/insects/pubs/predatorsofinsectsfactsheet.pdf> (consultado 24 ago. 2019).

Gerling, D. 1986. Natural enemies of *Bemisia tabaci*, biological characteristics and potential as biological control agents: a review. Agric. Ecosyst. Environm. 17(1-2):99-110. doi:10.1016/0167-8809(86)90031-9

Ghahari, H., R. Hayat, C. Chao, and H. Ostovan. 2008. A contribution to the dipteran parasitoids and predators in iranian cotton fields and surrounding grasslands. Munis Entomol. Zool. 3(2):699-706.

- Giraldo-Cañas, D. 2010. Distribución e invasión de gramíneas C3 y C4 (Poaceae) en un gradiente altitudinal de los Andes de Colombia. *Caldasia* 32(1):65-86.
- Giraldo-Cañas, D. 2014. Riqueza y Distribución Altitudinal de Gramíneas C3 y C4 en la Guayana Venezolana. *Rev. Cienc. Des.* 5(1):77-84.
- Gliessman, S. 2019. Where has all the biodiversity gone? *Agroecol. Sust. Food Syst.* 43(9):955-956. doi:10.1080/21683565.2019.1633739
- Graham, H.M., C.G. Jackson, and J.W. DeBolt. 1986. *Lygus* spp. (Hemiptera: Miridae) and their parasites in agricultural areas of southern Arizona. *Environ. Entomol.* 15(1):132–42. doi:10.1093/ee/15.1.132
- Griffith, D.M., J.A. Veech, and C.J. Marsh. 2016. cooccur: Probabilistic Species Co-Occurrence Analysis in R. *J. Stat. Software* 69:2. doi:10.18637/jss.v069.c02
- Gomes, G.C., M.S. Franco, and C. Hansson. 2013. A new species of *Omphale* Haliday 1833 (Hymenoptera: Eulophidae) from Brazil, parasitic on gall-midges on *Croton floribundus* Spreng (Euphorbiaceae). *Biota Neotrop.* 13(3):34-37. doi:10.1590/S1676-06032013000300003
- Google Earth. 2019a. Finca COOPECANITAS, La Suiza, Turrialba, Cartago, Costa Rica. Escala Indeterminada. Google Earth. Google. <https://www.google.com/maps/@9.8498322,-83.6455706,4375m/data=!3m1!1e3> (consultado 27 nov. 2019).

Google Earth. 2019b. Fincas del Ingenio El Palmar, Miramar, Puntarenas, Costa Rica. Escala Indeterminada. Google Earth. Google. <https://www.google.com/maps/@10.0359988,-84.7894358,3794m/data=!3m1!1e3> (consultado 27 nov. 2019).

Goulet, H. and J.T. Huber. 1993. Hymenoptera of the world: an identification guide to families. Canada Communication Group - Publishing. Quebec, CAN.

Gurr, G.M., S.D. Wratten, D.A. Landis, and M. You. 2017. Habitat Management to Suppress Pest Populations: Progress and Prospects. *Annu. Rev. Entomol.* 62:91-109. doi:10.1146/annurev-ento-031616-035050

Grundy, P. and D. Maelzer. 2000. Predation by the assassin bug *Pristhesancus plagipennis* (Walker) (Hemiptera: Reduviidae) of *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) and *Nezara viridula* (L.) (Hemiptera: Pentatomidae) in the laboratory. *Austr. J. Entomol.* 39(4):280-282. doi:10.1046/j.1440-6055.2000.00181.x

Hamed, A.R., and F.A. Hassenein. 1984. Assessment of the role of *Coccinella undecimpunctata* (Coleoptera: Coccinellidae) as a biological control agent against *Spodoptera littoralis*. *Zeitschrift fuer Angewandte Entomol.* 97(5):520-523.

Hanson, P.E. and I.D. Gauld. 1995. The Hymenoptera of Costa Rica. Oxford University Press. Oxford, GBR.

- Hanson, P. 2019a. Características del orden Coleoptera. Curso de Biosistemática de Insectos. Escuela de Biología, Universidad de Costa Rica. San José, CRC.
- Hanson, P. 2019b. Características del orden Diptera. Curso de Biosistemática de Insectos. Escuela de Biología, Universidad de Costa Rica. San José, CRC.
- Hanson, P. 2019c. Características del orden Hymenoptera. Curso de Biosistemática de Insectos. Escuela de Biología, Universidad de Costa Rica. San José, CRC.
- Harris, A. 2018. The Tingidae (Hemiptera: Heteroptera) of Southern Central America (with emphasis on Costa Rica). MSc. Thesis. North Dakota State University. North Dakota, USA.
- Helle, W., and M.W. Sabelis. 1985. Spider mites; their biology, natural enemies and control. Vol. 1B. Elsevier Science Publishers B.V. Amsterdam, NED.
- Heralty, J. 2018. Parasitoid Biodiversity and Insect Pest Management. Chapter 19. In: Footitt, R.G. and P.H. Adler (eds). Insect Biodiversity: Science and Society. Vol I. 2nd Ed. John Wiley & Sons Ltd. New Jersey, USA. p.603-625.
- Herrick N., S. Reitz, J. Carpenter, and C. O'Brien. 2008. Predation by *Podisus maculiventris* (Hemiptera: Pent) on *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) larvae parasitized by *Cotesia plutellae* (Hymenoptera: Braconidae) and its impact on cabbage. Biol. Control 45:386–395. doi:10.1016/j.biocontrol.2008.02.008

Hodges, T.K., K.L. Laskowski, G.L. Squadrito, M. De Luca, and J. Leips. 2013. Defense traits of larval *Drosophila melanogaster* exhibit genetically based trade-offs against different species of parasitoids. *Evol.* 67(3):749-760. doi:10.1111/j.1558-5646.2012.01813.x.

Huber, J.T. 1986. Systematics, biology, and hosts of the Mymaridae and Mymarommatidae (Insecta: Hymenoptera). *Entomograph.* 4:185-243.

IMN (Instituto Meteorológico Nacional). 2018a. Resumen meteorológico abril 2018. *Bol. Meteorol. Mens. Abril* 2018:1-44. <https://www.imn.ac.cr/documents/10179/454290/ABRIL> (consultado 27 may. 2019).

IMN (Instituto Meteorológico Nacional). 2018b. Resumen meteorológico octubre, 2018. *Bol. Meteorol. Mens. Octubre*, 2018:1-47. <https://www.imn.ac.cr/documents/10179/454290/OCTUBRE>, (consultado 27 may. 2019).

IMN (Instituto Meteorológico Nacional). 2018c. Resumen meteorológico abril 2018. *Bol. Meteorol. Mens. Noviembre* 2018:1-40. <https://www.imn.ac.cr/documents/10179/454290/NOVIEMBRE> (consultado 27 may. 2019).

INEC (Instituto Nacional de Estadística y Censos). 2015. VI Censo Nacional Agropecuario: Resultados Generales / Instituto Nacional de Estadística y Censos, Costa Rica. San José, CRC.

<http://www.mag.go.cr/bibliotecavirtual/U40-10581.pdf> (consultado 2 de dic. 2019).

Ingram, J.W, E.K. Bynum, and L.J. Charpentier. 1947. Effect of 2,4-D on sugarcane borer. *J. Econ. Entomol.* 40(5):745-746. doi:10.1093/jee/40.5.745

Jan, F., L. Schüler, and H. Behling. 2015. Trends of pollen grain size variation in C3 and C4 Poaceae species using pollen morphology for future assessment of grassland ecosystem dynamics. *Grana* 54(2):129-145. doi: 10.1080/00173134.2014.966754

Jones, M.S. and W.E. Snyder. 2018. Beneficial insects in agriculture: Enhancement of biodiversity and ecosystem services. Chapter 5. In: Footitt, R.G. and P.H. Adler. *Insect Biodiversity. Science and Society. Vol II.* John Wiley and Sons. New Jersey, USA. p.105-122.

Kindt, R. 2019. Package "Biodiversity R". Package for Community Ecology and Suitability Analysis. CRAN. <https://cran.r-project.org/web/packages/BiodiversityR/BiodiversityR.pdf> (consultado 11 set. 2019).

Kindt, R., and R. Coe. 2005. *Tree diversity analysis. A manual and software for common statistical methods for ecological and biodiversity studies.* World Agroforestry Centre (ICRAF), Nairobi. KEN. <https://cran.r-project.org/web/packages/BiodiversityR/> (consultado 12 ago. 2018).

- Kirejtshuk, A.G., D.G. James, and R. Heffer. 1997. Description and Biology of A New Species of *Cybocephalus* Erichson (Coleoptera: Nitidulidae), A Predator of Australian Citrus Whitefly. *Austr. J. Entomol.* 36(1):81-86. doi:10.1111/j.1440-6055.1997.tb01436.x
- Kohno, K., B.T. Ngan, and M. Fujiwara. 2004. Predation of *Dysdercus cingulatus* (Heteroptera: Pyrrhocoridae) by the specialist predator *Antilochus coqueberti* (Heteroptera: Pyrrhocoridae). *Appl. Entomol. Zool.* 39(4):661–667. doi:10.1303/aez.2004.661
- Korňan, M., and R. Kropil. 2014. What are Ecological Guilds? Dilemma of Guild Concepts. *Russian J. Ecol.* 45(5):445-447. doi:10.1134/S1067413614050178
- Kurczewski, F.E. 2010. Prey and nesting behavior of some North American spider wasps (Hymenoptera: Pompilidae). *Northeast. Natural.* 17(1):115-124.
- Larson, S. 1989. Stressful times for the plant stress: Insect performance hypothesis. *Oikos* 56(2):277-283. doi:10.2307/3565348
- Lamp, W.O., R.J. Barney, E.J. Armbrust, and G. Kapusta. 1984. Selective weed control in spring-planted alfalfa: effect on leafhoppers and planthoppers (Homoptera: Auchenorrhyncha), with emphasis on potato leafhopper. *Environ. Entomol.* 13:207-213. doi:10.1093/ee/13.1.207
- Landis, D.A., S.D. Wratten, and G.M. Gurr. 2000. Habitat management to conserve natural enemies of arthropod pests in agriculture. *Ann. Rev. Entomol.* 45(1):175-201. doi:10.1146/annurev.ento.45.1.175

- LaSalle, J. 1990. A new genus and species of *Tetrastichinae* (Hymenoptera: Eulophidae) parasitic on the coffee berry borer, *Hypothenemus hampei* (Ferrari) (Coleoptera: Scolytidae). Bull. Entomol. Res. 80(01):7-10. doi:10.1017/S0007485300045843
- Leeper, J.R. 1974. Adult feeding behavior of *Lixophaga spenophori*, a Tachinid parasite of the New Guinea sugarcane weevil. Proc. Hawaiian Entomol. Soc. 11(3):403-412.
- León, J. y N. Arroyo. 2012. Desarrollo histórico del sector agroindustrial de la caña de azúcar en el siglo XX, aspectos económicos, institucionales y tecnológicos. Centro de Investigaciones en Ciencias Económicas. Universidad de Costa Rica. San José, CRC.
- Lim, G.T., and Y.C. Pan. 1980. Entomofauna of Sugarcane in Malaysia. Proc. Int. Soc. Sugar Cane Technol. 17:1658–1679.
- Lindgren, P. and D. Wolfenbarger. 1976. Competition between *Trichogramma pretiosum* and *Orius insidiosus* for caged tobacco budworms on cotton treated with chlordimeform sprays. Environm. Entomol. 5:1049–1052.
- Linley, J.R. 1985. Growth and survival of *Culicoides melleus* larvae (Diptera: Ceratopogonidae) on four prey organisms. J. Med. Entomol. 22(2):178-189.
- Lloyd, J.E. 1973. Firefly Parasites and Predators. Coleopterists Bull. 27(2):91-106.

- López-Gómez, V., L.Y. Jiménez-Cedillo, M.A. Blanco-Becerril, y Z. Cano. 2009. Ecología de la comunidad de artrópodos asociada a *Muhlenbergia robusta* (Poaceae). Diversidad de hábitats y ecología de comunidades. Universidad Nacional Autónoma de México. p.441-451. http://www.repsa.unam.mx/documentos/Lopez-Gomez_et_al_2009_Muhlenbergia.pdf (consultado 23 set. 2019).
- Lou, J. y J.A. González-Oreja. 2012. Midiendo la diversidad biológica: más allá del Índice de Shannon. Acta Zool. Lilloana 56(1-2):3-14.
- Lucia, M., D.A. Aquino, C. Hansson, and A.H. Abrahamovich. 2010. The first record of conopid flies (Diptera: Conopidae) and eulophid wasps (Hymenoptera: Eulophidae) as parasitoids and hyperparasitoids associated with carpenter bees (Apidae: Xylocopinae) in Argentina. J. Apicult. Res. 49(2):208-211. doi:10.3896/IBRA.1.49.2.11
- Maes, J.M. y C. Godoy. 1993. Catálogo de los Cicadellidae (Homoptera) de Nicaragua. Rev. Nica. Ent. 24:5-34.
- Maisonhaute, J.E., P. Peres-Neto, and E. Lucas. 2010. Influence of agronomic practices, local environment and landscape structure on predatory beetle assemblage. Agric. Ecosyst. Environ. 139:500-507. doi:10.1016/j.agee.2010.09.008

- Martínez, M.A., M. Ceballos, M. Suris, L. Duarte, H.L. y Baños. 2013. Áfidos y sus parasitoides en sistemas urbanos de producción de hortalizas en Cuba. *Rev. Col. Entomol.* 39(1):13-17.
- Marshall, E.J.P., and A.C. Moonen. 2002. Field margins in northern Europe: their functions and interactions with agriculture. *Agric. Ecosyst. Environ.* 89(1):5-21. doi:10.1016/S0167-8809(01)00315-2
- Medeiros, M.A., P.A. Ribeiro, H.C. Morais, M. Castelo, E.R. Sujii, and M.L. Salgado-Laboriau. 2010. Identification of plant families associated with the predators *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera: Chrysopidae) and *Hippodamia convergens* Guérin-Ménéville (Coleoptera: Coccinellidae) using pollen grain as a natural marker. *Braz. J. Biol.* 70(2):293-300. doi:10.1590/S1519-69842010005000011
- Mendoza, J., D. Gualle, A. Ayora, y I. Martínez. 2013. Estimación de pérdidas causadas por roedores e insectos en caña rezagada. Centro de Investigación de la Caña de Azúcar del Ecuador. Guayas, ECU.
- Mexzón, R. 1997. Pautas de manejo de las malezas para incrementar las poblaciones de insectos benéficos en el cultivo de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacquin). *Agron. Mesoam.* 8(2):21-32.
- Mexzón, R. y C. Chinchilla. 2000. Especies vegetales atrayentes de la entomofauna benéfica en plantaciones de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) en Costa Rica. *ASD Oil Palm Papers (Costa Rica)* 19:23-39.

- Mexzón, R. y C. Chinchilla. 2003. Especies vegetales atrayentes de la entorno-fauna benéfica en plantaciones de palma de aceite (*Elaeis guineensis* Jacq.) en Costa Rica. *Palmas* 24(1):33-57.
- Mexzón, R.G. 2019. Identificación de las familias principales de los órdenes Coleoptera, Hymenoptera, Hemíptera. Curso de Entomología General. Escuela de Agronomía, Universidad de Costa Rica. San José, CRC.
- Morales, 2003. Poaceae. En: Manual de plantas de Costa Rica. Volumen III, Monocotiledóneas (Orchidaceae-Zingiberaceae). Hammel, B.E. et al. ed. INBio, Museo Nacional, Missouri Botanical Garden Press. Missouri, USA. p. 598.
- Moreno, C.E. 2001. Métodos para medir la biodiversidad. Manuales & Tesis. Sociedad Entomológica Aragonesa, Ciencia y Tecnología para el Desarrollo, UNESCO ORCYT. Vol 1.
- Morris, E.K., T. Caruso, F. Buscot, M. Fischer, C. Hancock, T.S. Maier, T. Meiners, C. Müller, E. Obermaier, D. Prati, S.A. Socher, I. Sonnemann, N. Wäschke, T. Wubet, S. Wurst, and M.C. Rillig. 2014. Choosing and using diversity indices: insights for ecological applications from the German Biodiversity Exploratories. *Ecol. Evol.* 4(18):3514-3524. doi:10.1002/ece3.1155
- Morrone, O., S.S. Aliscioni, y F.O. Zuloaga. 2005. Análisis de la Diversidad y Distribución Geográfica de la Familia Poaceae en la Provincia de Jujuy, Argentina. *Ann. Missouri Bot. Gard.* 92(4):595-639.

- Nagy, K., A. Lengyel, A. Kóvacs, D. Türei, A.M. Csergö, and G. Pinke. 2017. Weed species composition of small-scale farmlands bears a strong crop-related and environmental signature. *Weed Res.* 58:46-56. doi:10.1111/wre.1228
- Nájera, M., y B. Souza. 2010. *Insectos Benéficos: Guía para su identificación.* INIFAP. Ciudad de México, MEX.
- Norris, R.F., and M. Kogan. 2000. Interactions between weeds, arthropod pests and their natural enemies in managed ecosystems. *Weed Sci.* 48:94-158.
- Norris, R.F. and M. Kogan. 2005. Ecology of interactions between weeds and arthropods. *Annu. Rev. Entomol.* 50:479-503. doi:10.1146/annurev.ento.49.061802.123218
- Oloumi-Sadeghi, H., L.R. Zavaleta, W.O. Lamp, E.J. Armbrust, and G. Kapusta. 1987. Interactions of the potato leaf hopper (Homoptera: Cicadellidae) with weeds in the alfalfa ecosystem. *Environ. Entomol.* 16(5):1175-1180. doi:10.1093/ee/16.5.1175
- Oksanen, J., F.G. Blanchet, M. Friendly, R. Kindt, P. Legendre, D. McGlinn, P.R. Minchin, R.B. O'Hara, G.L. Simpson, P. Solymos, M.H.H. Stevens, E. Szoecs, and H. Wagner. 2018. *Vegan: Community Ecology Package.* R package version 2.5-2. <https://CRAN.R-project.org/package=vegan> (consultado 12 ago. 2018).
- Omkar, O. 2016. *Ecofriendly Pest Management for Food Security.* Academic Press. San Diego, EUA. doi:10.1016/C2014-0-04228-1

- Palmieri, L., F.H. Farache, R.A. Pereira, and C. Hansson. 2013. New records of *Paracrias* Ashmead (Hymenoptera, Eulophidae) as parasitoids on weevil larvae (Coleoptera, Curculionidae) in Brazil, with the description of a new species. *Iheringia. Sér. Zool.* 103(3):313-317. doi:10.1590/S0073-47212013000300014
- Pencoe, N.L. and P.B. Martin. 1981. Development and reproduction of fall armyworms on several wild grasses. *Environ. Entomol.* 10(6):999-1002. doi:10.1093/ee/10.6.999
- Pereira, F.F., S.O. Kassab, V.R.F. Calado, E.L. Vargas, H.N.D. Oliveira, and J.C. Zanuncio. 2015. Parasitism and emergence of *Tetrastichus howardi* (Hymenoptera: Eulophidae) on *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae) larvae, pupae and adults. *Florida Entomol.* 98(1):377-380. doi:10.1653/024.098.0164
- Peterson, B.V., and D.M. Davies. 1960. Observations on some insect predators of black flies (Diptera: Simuliidae) of algonquin park, Ontario. *Canad. J. Zool.* 38(1):9-18.
- Pfiffner, L., and H. Luka. 2003. Effects of low-input farming systems on carabids and epigeal spiders—a paired farm approach. *Basic Appl. Ecol.* 4(2):117-127. doi:10.1078/1439-1791-00121
- Pfiffner, L., and E. Wyss. 2004. Use of sown wildflower strips to enhance natural enemies of agricultural pests. In: G.M. Gurr, ed., *Ecological engineering for*

pest management: advances in habitat manipulation for arthropods. CSIRO Publishing. Sydney, AUS. p.165-186. doi:10.1079/9780851999036.0165

Price, P.W. 1984. Insect ecology. 2nd ed. John Wiley and Sons. New Jersey, USA.

Prokopy, R.J. 1994. Integration in orchard pest and habitat management: A review. Agric. Ecosyst. Environ. 50:1-10.

Pruthi, H.S. 1969. Textbook on Agricultural Entomology. Indian Council of Agricultural Research. New Delhi, IND.

Polidori, C. 2011. Predation in The Hymenoptera: An Evolutionary Perspective. Transworld Research Network. Kerala, IND.

Purtauf T., I. Roschewitz, J. Dauber, C. Thies, T. Tschardtke, and V. Wolters. 2005 Landscape context of organic and conventional farms: influences on carabid beetle diversity. Agric. Ecosyst. Environ. 108:165–174. doi:10.1016/j.agee.2005.01.005

Pyñeyro, N.G., F. Fagundes, F.L. Gomes, C. Rossoni, A. De Souza, y S. Oliveira. 2016. ¿Multiplicar *Tetrastichus howardi* (Hymenoptera: Eulophidae) en la oruga de la seda afecta su biología? Acta Biol. Colomb. 21(1):180-193. doi:10.15446/abc.v21n1.47999

- Ramírez, N.E., A.S. Silva, E.M. Garzón, y E.E. Yánez. 2001. Caracterización y manejo de subproductos del beneficio del fruto de palma de aceite. *Cenipalma. Bol. Técn.* 30:46.
- Read, D.P., P.P. Feeny, and R.B. Root. 1970. Habitat selection by the aphid parasite *Diaeretiella rapae* (Hymenoptera: Braconidae) and hyperparasite *Charips brassicae* (Hymenoptera: Cynipidae). *Can. Entomol.* 102(12):1567-1578. doi:10.4039/Ent1021567-12
- Reddy, K.R., and H.F. Hodges. 2000. Climate change and global crop productivity. CABI Publishing. Oxford, GBR.
- Rodríguez, M., A. China, y F. Naranjo. 2009. Estudio de la Entomofauna Biorreguladora de Plagas en la Caña de Azúcar. *ATAC* 2:35-41.
- Rojas, R.P. 2010. Biología de *Tamarixia triozae* (Burks) (Hymenoptera: Eulophidae) parasitoide de *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae). Tesis PhD. Colegio de Postgraduados, Montecillos. Estado de México, MEX.
- Rosenheim, J.Á., H.K. Kaya, L.E. Ehler, J.J. Marois, and B.A. Jaffee. 1995. Intraguild predation among biological-control agents: theory and evidence. *Biol. Control* 5(3):303-335. doi:10.1006/bcon.1995.1038
- Rudgers, J.A. and M.C. Gardener. 2003. Extrafloral nectar as a resource mediating multispecies interaction. *Ecol.* 85(6):1495-1502. doi:10.1890/03-0391

- Russell, E.P. 1989. Enemies hypothesis: a review of the effect of vegetational diversity on predatory insects and parasitoids. *Environ. Entomol.* 18(4):590-99. doi:10.1093/ee/18.4.590
- Sage, R.W. 2003. The evolution of C4 photosynthesis. *New Phytologist* 161(2):341-370. doi:10.1111/j.1469-8137.2004.00974.x
- Salazar, J.D., O. Quirós, E. Morera, R. Oviedo, y J.C. Barrantes. 2006. Estimación del factor de pérdida por daños del barrenador del tallo (*Diatraea* spp) en cinco regiones de Costa Rica. Congreso de ATACA (Asociación de Técnicos Azucareros de Centro América). San José, CRC. 16(506):15.
- Salazar, J.D., R. Oviedo, E. Cadet, y C. Sáenz. 2016. Control biológico y otras estrategias de manejo de plagas implementadas en el cultivo de la caña de azúcar en Costa Rica. XIV Congreso Nacional Agropecuario Forestal y Ambiental. 25-27 oct. 2016. Heredia, CRC. 14:17.
- Salazar, J.D., J.F. González, E. Cadet, R. Oviedo, y C.E. Sáenz. 2017. Catálogo de identificación de plagas del cultivo de la caña de azúcar en Costa Rica. Liga Agrícola de la Caña de Azúcar: Departamento de Investigación y Extensión de la Caña de Azúcar. Grecia, CRC.
- Salazar, J.D. 2019. Manejo de las principales plagas en el cultivo de la caña de azúcar. Seminario Internacional: Técnicas y normativas para la producción, elaboración, certificación y comercialización de azúcar orgánico. 15-17 oct. 2019. Guanacaste, CRC.

- Sanborn, A.F. 2014. Checklist of the cicadas (Insecta: Hemiptera: Cicadidae) of Costa Rica including new records for fourteen species. *Check List* 10(2):246-252. doi:10.15560/10.2.246
- Schaefer, P.W., R.J. Dysart, R.V. Flanders, T.L. Burger, and K. Ikebp. 1983. Mexican bean beetle (Coleoptera: Coccinellidae) larval parasite *Pediobius foveolatus* (Hymenoptera: Eulophidae) from Japan: field release in the United States. *Environ. Entomol.* 12(3):852-854. doi:10.1093/ee/12.3.852
- Schowalter, T.D. 2006. *Insect ecology: an ecosystem approach*. Academic Press, Boston, USA.
- Shultz, B.J., J.R. Lensing, y D.H. Wise. 2006. Effects of altered precipitation and wolf spiders on the density and activity of forest-floor Collembola. *Pedobiol.* 50(1):43-50. doi:10.1016/j.pedobi.2005.10.001
- Shapas, T.J. and W.L. Hilsenhoff. 1976. Feeding Habits of Wisconsin's Predominant Lotic Plecoptera, Ephemeroptera, and Trichoptera. *Great Lakes Entom.* 9(4):175-188.
- Singer, M.S., and J.O. Stireman. 2003. Does anti-parasitoid defense explain host-plant selection by a polyphagous caterpillar? *Oikos* 100(3):554-562. doi:10.1034/j.1600-0706.2003.11720.x
- Strakhova, I.S., Z.A. Yefremova, M. Von Tschirnhaus, and E.N. Yegorenkova. 2013. The parasitoid complex (Hymenoptera, Eulophidae) of leafminer flies (Diptera,

Agromyzidae) in the middle Volga Basin. Entomol. Review 93(7):865-873.
doi:10.1134/S0013873813070087

Stansly, P.A., D.J. Schuster, and T.X. Liu. 1997. Apparent parasitism of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) by Aphelinidae (Hymenoptera) on vegetable crops and associated weeds in south Florida. Biol. Control 9:49-57.
doi:10.1006/bcon.1997.0504

Stapel, J.O., A.M. Cortesero, C. De-Moraes, J.H. Tumlinson, and W.J. Lewis. 1997. Extrafloral Nectar, Honeydew, and Sucrose Effects on Searching Behavior and Efficiency of *Microplitis croceipes* (Hymenoptera: Braconidae) in Cotton. Environ. Entomol. 26(3):617-623. doi:10.1093/ee/26.3.617

Styrsky, J.D., and M.D. Eubanks. 2007. Ecological consequences of interaction between ants and honeydew-producing insects: A review. Proc. R. Soc. B. 274:151-164. doi:10.1098/rspb.2006.3701

Solano, Z. 2017. Azúcar Sostenible. Sostenibilidad LAICA. <https://www.laica.co.cr/biblioteca/servlet/DownloadServlet?c=443&s=2521&d=35377> (consultado 25 ene. 2018).

Southwood, T.R.E. and P.A. Henderson. 2009. Species Richness, Diversity and Packing. Chapter 13. In: Ecological Methods. John Wiley and Sons. 3rd Edition. New Jersey, USA. p. 462-506.

Subirós, F. 2011. El cultivo de la Caña de Azúcar. EUNED. San Jose, CRC.

Szujecki, A. 1987. Ecology of Forest Insects. Dr. W. Junk Publishers. Boston, USA.

Takasu, K. and W.J. Lewis. 1995. Importance of adult food sources to host searching of the larval parasitoid *Microplitis croceipes*. Biol. Contr. 5(1):25-30.

Tingle, F.C., T.R. Ashley, and E.R. Mitchell. 1978. Parasites of *Spodoptera exigua*, *S. eridania* (Lepidoptera: Noctuidae) and *Herpetogramma bipunctalis* (Lepidoptera: Pyralidae) collected from *Amaranthus hybridus* in field corn. Entomophaga 23(4):343-47. doi:10.1007/BF02373051

Thamarai, V.P. and L. Merlin. 2015. Biodiversity of Insects in Sugarcane field at a Vadipatti, Tamil Nadu, India. Int. Res. J. Environ. Sci. 4(4):74-79.

Thomas, C.F.G., and E.J.P. Marshall. 1999. Arthropod abundance and diversity in differently vegetated margins of arable fields. Agric. Ecosyst. Environ. 72(2):131-144. doi:10.1016/S0167-8809(98)00169-8

Thompson, V. and R. León. 2005. La identificación y distribución de los salivazos de la caña de azúcar y los pastos (Homoptera: Cercopidae) en Costa Rica. Man. Integ. Plagas Agroecol. (CR). 75:43-51.

Triapitsyn, S.V., and H.T. Shih. 2014. Egg parasitoids (Hymenoptera: Mymaridae and Trichogrammatidae) of *Kolla paulula* (Walker) (Hemiptera: Cicadellidae) in Taiwan. J. Asia-Pacific Ent. 17:673-678. doi:10.1016/j.aspen.2014.06.010

- Tscharntke, T., R. Bommarco, Y. Clough, T.O. Crist, D. Kleijn, T.A. Rand, J.M. Tylianakis, S. van Nouhuys and S. Vidal. 2007. Conservation biological control and enemy diversity on a landscape scale. *Biol. control* 43(3):294-309. doi:10.1016/j.biocontrol.2007.08.006
- Topham, M., and J.W. Beardsley. 1975. Influence of nectar source plants on the New Guinea sugarcane weevil parasite, *Lixophaga sphenophori* (Villeneuve). *Proced. Hawaiian Entomo. Soc.* 22:145-154.
- Torres, J.B., J.C. Zanuncio, M.C. Picanco, y A.C. de Oliveira. 1996. Parámetros poblacionales de tres parasitoides (Hymenoptera: Scelionidae, Encyrtidae) utilizando al depredador *Podisus nigrispinus* (Heteroptera: Pentatomidae) como hospedero. *Int. J. Trop. Biol. Conserv.* 44(3):233-240.
- Valverde, T., J.A. Meave, J. Carabias, y Z. Cano-Santana. 2005. *Ecología y medio ambiente*. Pearson Educación. México D.F., MEX.
- Vargas, G.A., V. Obando-Melo, y L.A. Gómez-Valverde. 2006. *Jaynesleskia jaynesi*: otra alternativa para el manejo de *Diatraea* spp. Cenicaña. Valle del Cauca, COL. *Carta Trimestral* 2:4.
- Vargas, G.I. 2011. Parasitoides (Insecta: Hymenoptera) atraídos a fuentes naturales y artificiales de azúcares en una plantación de café (*Coffea arabica* L.) sostenible. Tesis Lic., Universidad de Costa Rica. San José, CRC.
- Vargas, E.L., F.G. Pereira, M.T. Tavares, and P.L. Pastori. 2011. Record of *Tetrastichus howardi* (Hymenoptera: Eulophidae) parasitizing *Diatraea* sp.

(Lepidoptera: Crambidae) in sugarcane crop in Brazil. *Entomotrop.* 26(3):143-146.

Vibrans, H. 2010. Malezas de México, Ficha *Rottboellia cochinchinensis*. Comisión Nacional para el Conocimiento y uso de la Biodiversidad (CONABIO). Gobierno de México. <http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/poaceae/rottboellia-cochinchinensis/fichas/ficha.htm> (consultado 07 jul. 2019).

Villalobos, W., N. Pérez, M.P. Mier, and J.M. Nieto. 2010. Aphididae (Hemiptera: Sternorrhyncha) from Costa Rica, with new records for Central America. *Bol. Asoc. Esp. Ent.* 34(1-2):145-182.

Veech, J.A. 2013. A probabilistic model for analyzing species co-occurrence. *Global Ecol. Biogeogr.* 22:252-260. doi:10.1111/j.1466-8238.2012.00789.x

Wäckers, F.L., and A. Steppuhn. 2003. Characterizing nutritional state and food source use of parasitoids collected in fields with high and low nectar availability. *IOBC-WPRS Bull.* 26(4):209-214.

Wäckers, F.L., P.C.J. van Rijn, and J. Bruin. 2005. *Plant-Provided Food for Carnivorous Insects: A Protective Mutualism and its Applications*. Cambridge University Press. Cambridgeshire, GBR.

Weber, D.C., E.X. Mangan, D.N. Ferro, and H.V. Marsh, Jr. 1990. Effect of weed abundance on European corn borer (Lepidoptera: Pyralidae) infestation of sweet corn. *Environ. Entomol.* 19(6):1858-1865. doi:10.1093/ee/19.6.1858

- Weber, D.C., Saska, P., and C.S. Chaboo. 2008. Carabid beetles as parasitoids. In: Capinera, J.L. (Ed). Encyclopedia of Entomology. 2da ed. Vol. 2. Springer. Dordrecht, NED. pp. 35-37. doi:10.1007/978-1-4020-6359-6_492
- Weber, M.G., L.D. Porturas, and K.H. Keeler. 2015. World list of plantas with extrafloral nectaries. <http://www.extrafloralnectaries.org/> (consultado 23 set. 2019).
- Weiser, L., and J. Obrycky. 2010. Predation of Immature and Adult *Empoasca fabae* (Harris) (Hemiptera: Cicadellidae) by Three Species of Predatory Insects. J. Kansas Entomol. Soc. 83(1):1-6. doi:10.2317/JKES802.08.1
- Wen, J.Z., Y. Wang, and Z.R. Lei. 2004. Two new record species of parasitic wasps (Hymenoptera: Braconidae, Eucoilidae) on *Liriomyza huidobrensis* (Diptera: Agromyzidae) from China. Entomotaxon. 26:67-68.
- Werling, B.P., and C. Gratton. 2008. Influence of field margins and landscape context on ground beetle diversity in Wisconsin (USA) potato fields. Agric. Ecosyst. Environ. 128:104-108. doi:10.1016/j.agee.2008.05.007
- White, T.C.R. 1976. Weather, Food and Plagues of Locusts. Oecolog. 22:119-134. doi:10.1007/BF00344712
- White, R.E. 1983. A field guide to the beetles of North America. The Peterson field guide series. Houghton Mifflin Company. New York, USA.

- Wickham, H., F. Romain, H. Lionel, and M. Kirill. 2019. dplyr: A Grammar of Data Manipulation. R package version 0.8.1. <https://CRAN.R-project.org/package=dplyr> (consultado 14 Jul. 2019).
- Willemstein, S.C. 1987. An Evolutionary Basis for Pollination Ecology. Leiden University Press. Leiden, NED.
- Williams, F.X. 1931. Insects and other invertebrates of Hawaiian sugar cane fields. Hawaiian Sugar Planters Association, Experiment Station Honolulu, Hawaii. Hawaii, USA.
- Winfrey, R., J.W. Fox, N.M. Williams, J.R. Reilly, and P. Cariveau. 2015. Abundance of common species, not species richness, drives delivery of a real-world ecosystem service. *Ecol. Lett.* 18:625-635. doi:10.1111/ele.12424
- Woodley, N.E., and Judd, D.D. 1998. Notes on the host, egg, and puparium of *Stylogaster biannulata* (Say) (Diptera: Conopidae). *Proc. Entomol. Soc. Washington* 100(4):658-664.
- Yanoviak, S.P. 1999. Effects of *Mecistogaster* spp. (Odonata: Pseudostigmatidae) and *Culex mollis* (Diptera: Culicidae) on Litter Decomposition in Neotropical Treehole Microcosms. *Florida Entomol.* 82(3):462-468.

Yarro, J.G. 1984. Survival and development of the African armyworm *Spodoptera exempta* (Wlk.) (Lepidoptera, Noctuidae) on some grass species (Gramineae). *Insect Sci. Appl.* 5(1):1-5 doi:10.1017/S174275840000134X

Zamora, D., N. Pérez, E. Villalobos, and P. Hanson. 2012. New data about the Costa Rican aphid fauna (Hemiptera: Aphididae). *Graellsia* 68(2):305-312. doi:10.3989/graeellsia.2012.v68.066

Zou, Y., M.D. Van-Telgen, J. Chen, H.M. Xia, J. de-Kraker, F.J.J.A. Bianchi, and W. Van-der-Werf. 2016. Modifications and Application of a Leaf Blower-van for field Sampling of Arthropods. *J. Vis. Exp.* 114:e54655. doi:10.3791/54655

Zumbado, M.A., y D. Azofeifa. 2018. Insectos de importancia agrícola. Guía básica de entomología. Programa Nacional de Agricultura Orgánica. Heredia, CRC.

Anexo 3. Análisis de significancia estadística del Índice de Shannon para arvenses para cada mes de evaluación.

Shannon Index - Arvenses

The GLIMMIX Procedure

Fecha = 1 = Abril

Model Information	
Data Set	WORK.A
Response Variable	Shannon
Response Distribution	Gaussian
Link Function	Identity
Variance Function	Default
Variance Matrix	Diagonal
Estimation Technique	Restricted Maximum Likelihood
Degrees of Freedom Method	Residual

Class Level Information		
Class	Levels	Values
Loc	2	PA TU
Fecha	1	1

Number of Observations Read	29
Number of Observations Used	29

Dimensions	
Covariance Parameters	1
Columns in X	3
Columns in Z	0
Subjects (Blocks in V)	1
Max Obs per Subject	29

Optimization Information	
Optimization Technique	None
Parameters	3
Lower Boundaries	1
Upper Boundaries	0
Fixed Effects	Not Profiled

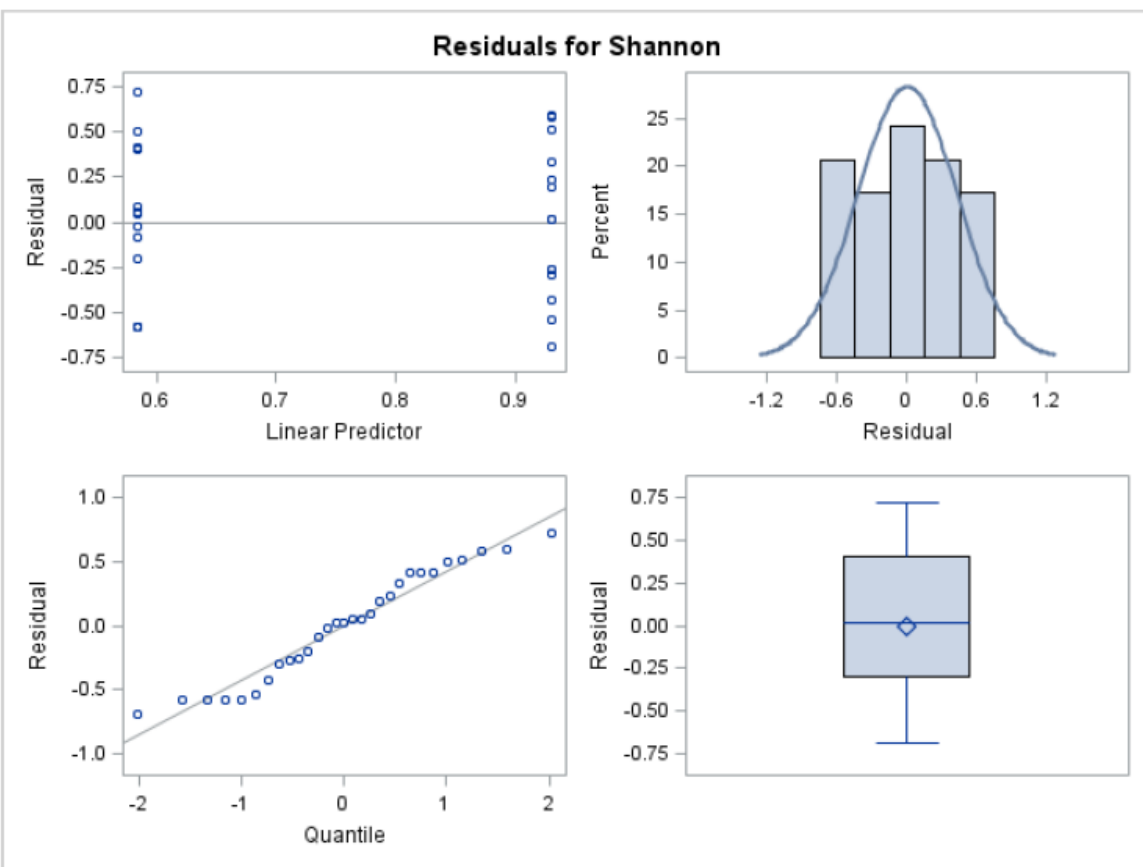
Fit Statistics	
-2 Res Log Likelihood	36.49
AIC (smaller is better)	42.49
AICC (smaller is better)	43.53
BIC (smaller is better)	46.38
CAIC (smaller is better)	49.38
HQIC (smaller is better)	43.64
Pearson Chi-Square	5.01
Pearson Chi-Square / DF	0.19

Type III Tests of Fixed Effects				
Effect	Num DF	Den DF	F Value	Pr > F
Loc	1	27	4.71	0.0389

Loc Least Squares Means					
Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	0.5832	0.1112	27	5.24	<.0001
TU	0.9307	0.1151	27	8.08	<.0001

Differences of Loc Least Squares Means						
Loc	_Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	TU	-0.3475	0.1601	27	-2.17	0.0389

T Grouping for Loc Least Squares Means (Alpha=0.05)		
LS-means with the same letter are not significantly different.		
Loc	Estimate	
TU	0.9307	A
PA	0.5832	B



Shannon Index - Arvenses

The GLIMMIX Procedure

Fecha = 2 = Mayo

Model Information	
Data Set	WORK.A
Response Variable	Shannon
Response Distribution	Gaussian
Link Function	Identity
Variance Function	Default
Variance Matrix	Diagonal
Estimation Technique	Restricted Maximum Likelihood
Degrees of Freedom Method	Residual

Class Level Information		
Class	Levels	Values
Loc	2	PA TU
Fecha	1	2

Number of Observations Read	30
Number of Observations Used	30

Dimensions	
Covariance Parameters	1
Columns in X	3
Columns in Z	0
Subjects (Blocks in V)	1
Max Obs per Subject	30

Optimization Information	
Optimization Technique	None
Parameters	3
Lower Boundaries	1
Upper Boundaries	0
Fixed Effects	Not Profiled

Fit Statistics	
-2 Res Log Likelihood	41.15
AIC (smaller is better)	47.15
AICC (smaller is better)	48.15
BIC (smaller is better)	51.14
CAIC (smaller is better)	54.14
HQIC (smaller is better)	48.37
Pearson Chi-Square	5.90
Pearson Chi-Square / DF	0.21

Type III Tests of Fixed Effects				
Effect	Num DF	Den DF	F Value	Pr > F
Loc	1	28	2.87	0.1013

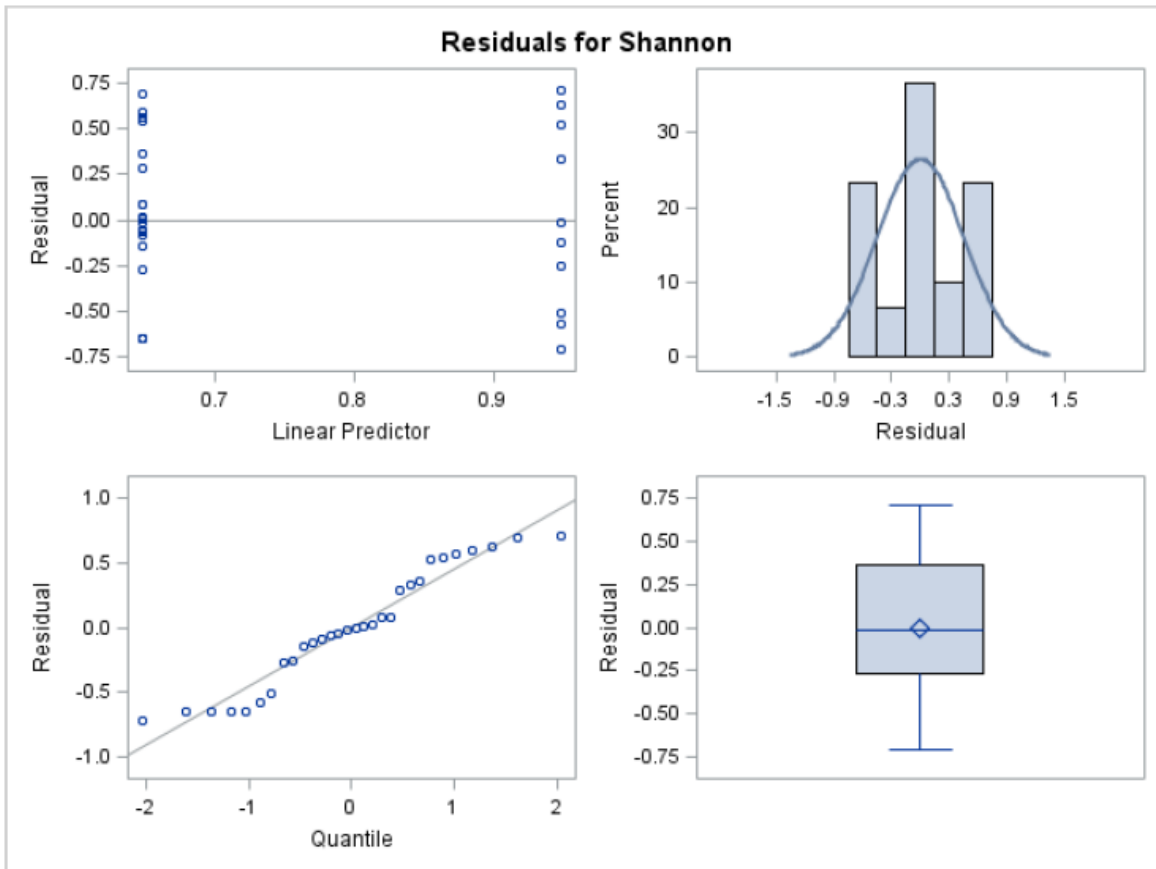
Loc Least Squares Means					
Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	0.6474	0.1026	28	6.31	<.0001
TU	0.9486	0.1451	28	6.54	<.0001

Differences of Loc Least Squares Means						
Loc	_Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	TU	-0.3012	0.1778	28	-1.69	0.1013

T Grouping for Loc Least Squares Means (Alpha=0.05)

LS-means with the same letter are not significantly different.

Loc	Estimate	
TU	0.9486	A
		A
PA	0.6474	A



Shannon Index - Arvenses

The GLIMMIX Procedure

Fecha = 3 = Julio

Model Information	
Data Set	WORK.A
Response Variable	Shannon
Response Distribution	Gaussian
Link Function	Identity
Variance Function	Default
Variance Matrix	Diagonal
Estimation Technique	Restricted Maximum Likelihood
Degrees of Freedom Method	Residual

Class Level Information		
Class	Levels	Values
Loc	2	PA TU
Fecha	1	3

Number of Observations Read	36
Number of Observations Used	36

Dimensions	
Covariance Parameters	1
Columns in X	3
Columns in Z	0
Subjects (Blocks in V)	1
Max Obs per Subject	36

Optimization Information	
Optimization Technique	None
Parameters	3
Lower Boundaries	1
Upper Boundaries	0
Fixed Effects	Not Profiled

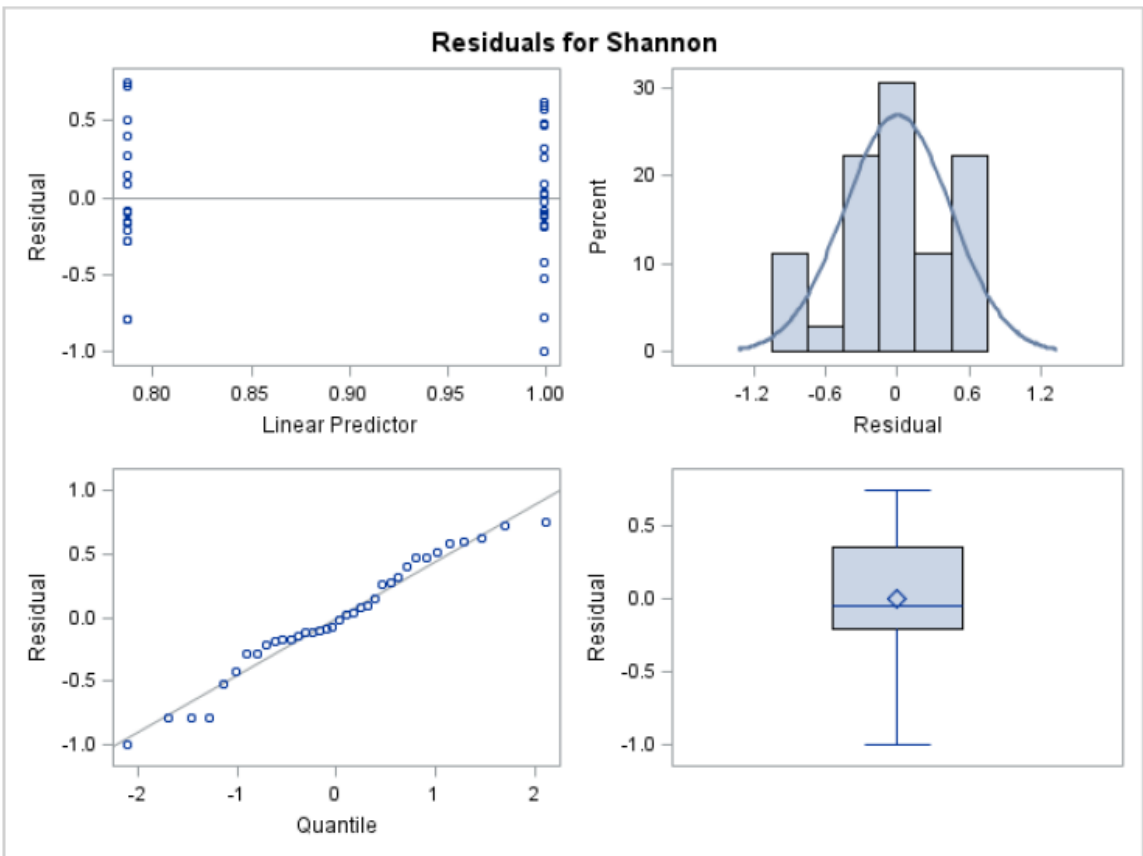
Fit Statistics	
-2 Res Log Likelihood	48.26
AIC (smaller is better)	54.26
AICC (smaller is better)	55.06
BIC (smaller is better)	58.84
CAIC (smaller is better)	61.84
HQIC (smaller is better)	55.82
Pearson Chi-Square	6.95
Pearson Chi-Square / DF	0.20

Type III Tests of Fixed Effects				
Effect	Num DF	Den DF	F Value	Pr > F
Loc	1	34	1.95	0.1711

Loc Least Squares Means					
Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	0.7868	0.1130	34	6.96	<.0001
TU	0.9988	0.1011	34	9.88	<.0001

Differences of Loc Least Squares Means						
Loc	_Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	TU	-0.2120	0.1516	34	-1.40	0.1711

T Grouping for Loc Least Squares Means (Alpha=0.05)		
LS-means with the same letter are not significantly different.		
Loc	Estimate	
TU	0.9988	A
		A
PA	0.7868	A



Shannon Index - Arvenses

The GLIMMIX Procedure

Fecha = 4 = Agosto

Model Information	
Data Set	WORK.A
Response Variable	Shannon
Response Distribution	Gaussian
Link Function	Identity
Variance Function	Default
Variance Matrix	Diagonal
Estimation Technique	Restricted Maximum Likelihood
Degrees of Freedom Method	Residual

Class Level Information		
Class	Levels	Values
Loc	2	PA TU
Fecha	1	4

Number of Observations Read	40
Number of Observations Used	40

Dimensions	
Covariance Parameters	1
Columns in X	3
Columns in Z	0
Subjects (Blocks in V)	1
Max Obs per Subject	40

Optimization Information	
Optimization Technique	None
Parameters	3
Lower Boundaries	1
Upper Boundaries	0
Fixed Effects	Not Profiled

Fit Statistics	
-2 Res Log Likelihood	50.40
AIC (smaller is better)	56.40
AICC (smaller is better)	57.11
BIC (smaller is better)	61.31
CAIC (smaller is better)	64.31
HQIC (smaller is better)	58.15
Pearson Chi-Square	7.16
Pearson Chi-Square / DF	0.19

Type III Tests of Fixed Effects				
Effect	Num DF	Den DF	F Value	Pr > F
Loc	1	38	1.07	0.3069

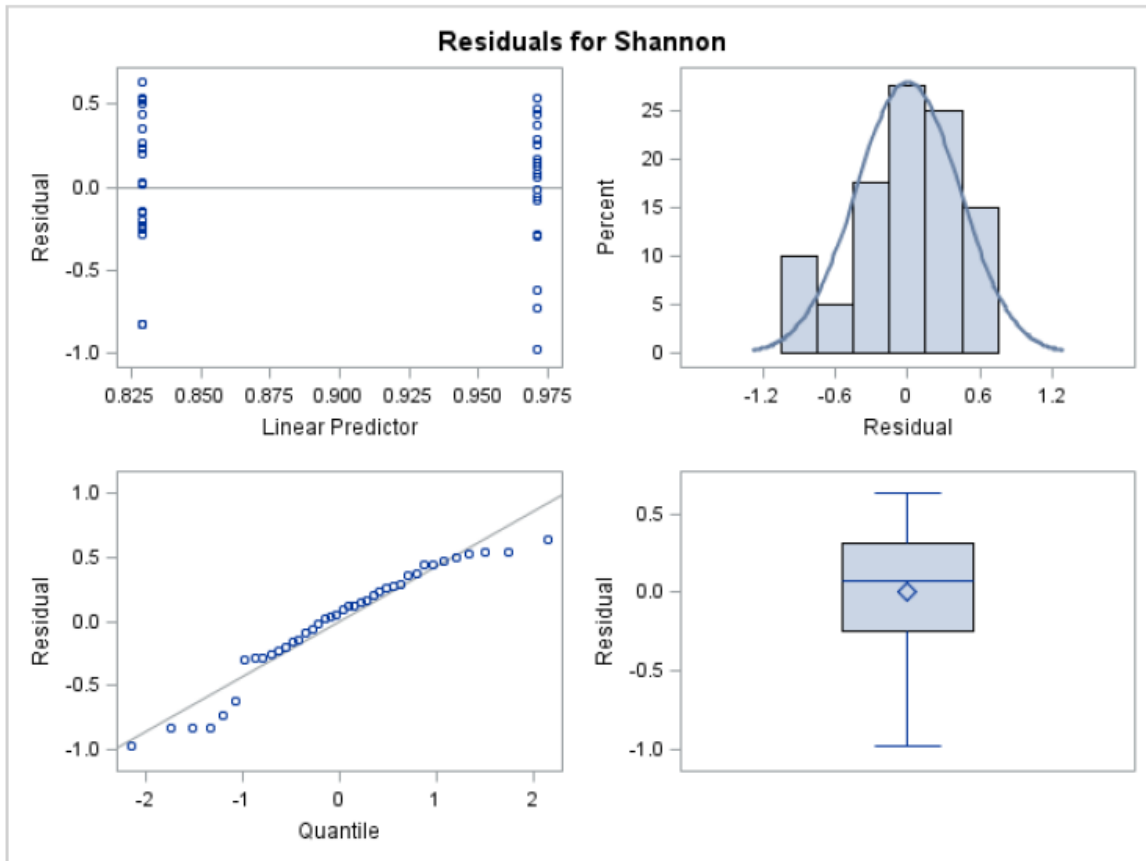
Loc Least Squares Means					
Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	0.9708	0.09705	38	10.00	<.0001
TU	0.8287	0.09705	38	8.54	<.0001

Differences of Loc Least Squares Means						
Loc	_Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	TU	0.1422	0.1373	38	1.04	0.3069

T Grouping for Loc Least Squares Means (Alpha=0.05)

LS-means with the same letter are not significantly different.

Loc	Estimate	
PA	0.9708	A
		A
TU	0.8287	A



Shannon Index - Arvenses

The GLIMMIX Procedure

Fecha = 5 = Setiembre

Model Information	
Data Set	WORK.A
Response Variable	Shannon
Response Distribution	Gaussian
Link Function	Identity
Variance Function	Default
Variance Matrix	Diagonal
Estimation Technique	Restricted Maximum Likelihood
Degrees of Freedom Method	Residual

Class Level Information		
Class	Levels	Values
Loc	2	PA TU
Fecha	1	5

Number of Observations Read	40
Number of Observations Used	40

Dimensions	
Covariance Parameters	1
Columns in X	3
Columns in Z	0
Subjects (Blocks in V)	1
Max Obs per Subject	40

Optimization Information	
Optimization Technique	None
Parameters	3
Lower Boundaries	1
Upper Boundaries	0
Fixed Effects	Not Profiled

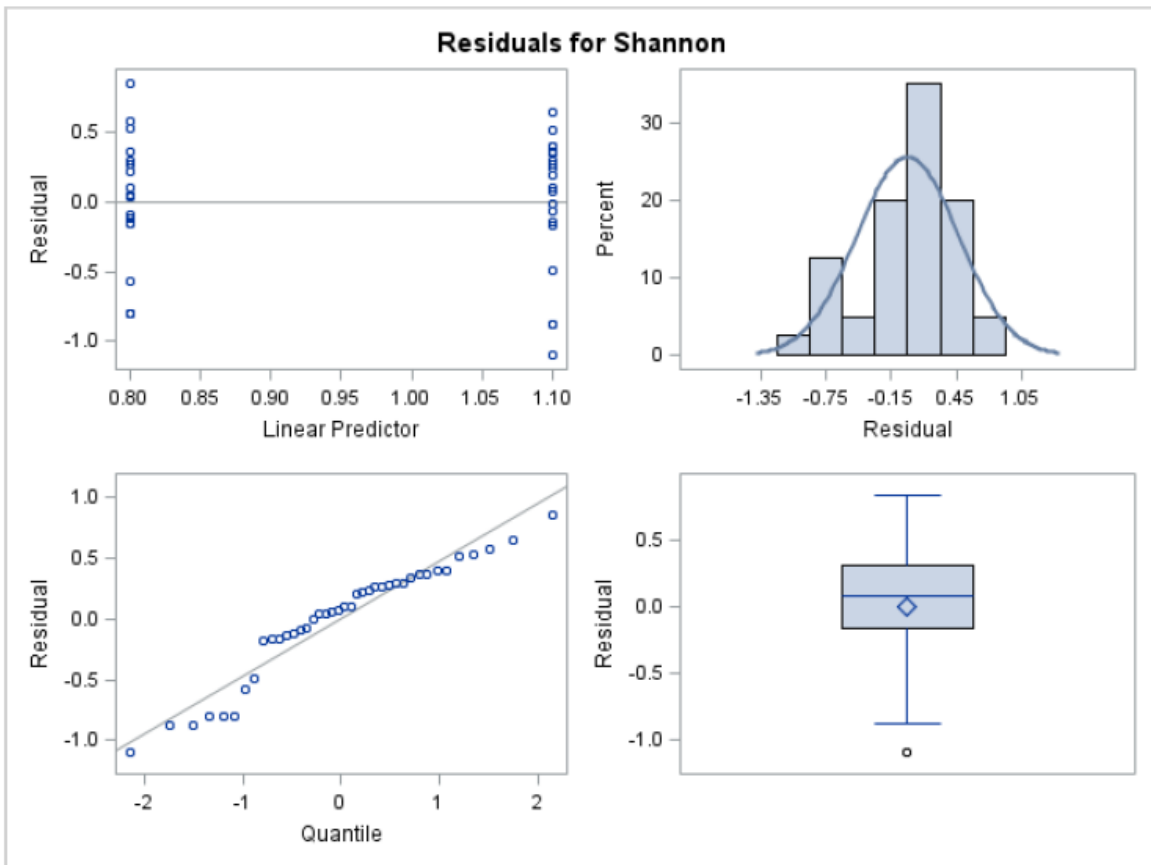
Fit Statistics	
-2 Res Log Likelihood	57.12
AIC (smaller is better)	63.12
AICC (smaller is better)	63.83
BIC (smaller is better)	68.04
CAIC (smaller is better)	71.04
HQIC (smaller is better)	64.87
Pearson Chi-Square	8.54
Pearson Chi-Square / DF	0.22

Type III Tests of Fixed Effects				
Effect	Num DF	Den DF	F Value	Pr > F
Loc	1	38	3.99	0.0531

Loc Least Squares Means					
Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	0.8003	0.1060	38	7.55	<.0001
TU	1.0997	0.1060	38	10.37	<.0001

Differences of Loc Least Squares Means						
Loc	_Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	TU	-0.2994	0.1500	38	-2.00	0.0531

T Grouping for Loc Least Squares Means (Alpha=0.05)		
LS-means with the same letter are not significantly different.		
Loc	Estimate	
TU	1.0997	A
		A
PA	0.8003	A



Shannon Index - Arvenses

The GLIMMIX Procedure

Fecha = 6 = Octubre

Model Information	
Data Set	WORK.A
Response Variable	Shannon
Response Distribution	Gaussian
Link Function	Identity
Variance Function	Default
Variance Matrix	Diagonal
Estimation Technique	Restricted Maximum Likelihood
Degrees of Freedom Method	Residual

Class Level Information		
Class	Levels	Values
Loc	2	PA TU
Fecha	1	6

Number of Observations Read	40
Number of Observations Used	40

Dimensions	
Covariance Parameters	1
Columns in X	3
Columns in Z	0
Subjects (Blocks in V)	1
Max Obs per Subject	40

Optimization Information	
Optimization Technique	None
Parameters	3
Lower Boundaries	1
Upper Boundaries	0
Fixed Effects	Not Profiled

Fit Statistics	
-2 Res Log Likelihood	41.11
AIC (smaller is better)	47.11
AICC (smaller is better)	47.81
BIC (smaller is better)	52.02
CAIC (smaller is better)	55.02
HQIC (smaller is better)	48.85
Pearson Chi-Square	5.61
Pearson Chi-Square / DF	0.15

Type III Tests of Fixed Effects				
Effect	Num DF	Den DF	F Value	Pr > F
Loc	1	38	16.92	0.0002

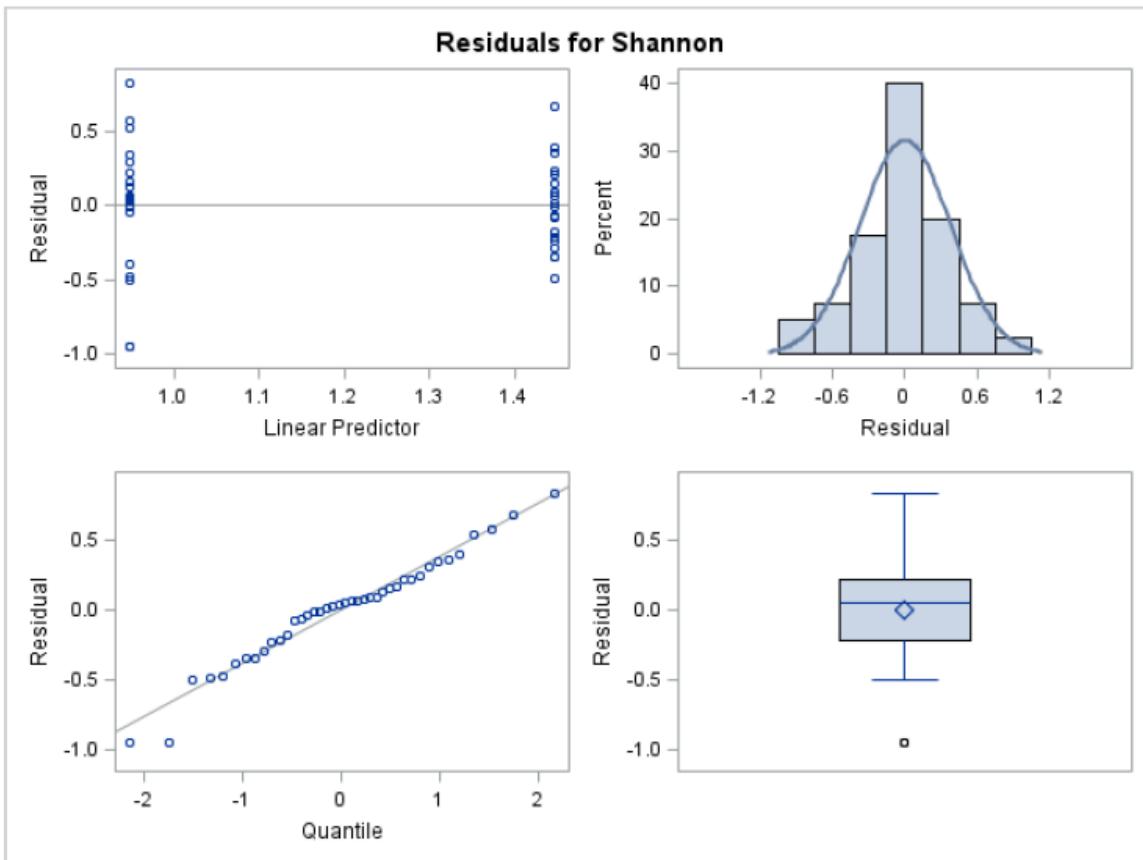
Loc Least Squares Means					
Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	0.9478	0.08588	38	11.04	<.0001
TU	1.4474	0.08588	38	16.85	<.0001

Differences of Loc Least Squares Means						
Loc	_Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	TU	-0.4996	0.1215	38	-4.11	0.0002

T Grouping for Loc Least Squares Means (Alpha=0.05)

LS-means with the same letter are not significantly different.

Loc	Estimate	
TU	1.4474	A
PA	0.9478	B



Shannon Index - Arvenses

The GLIMMIX Procedure

Fecha = 7 = Noviembre

Model Information	
Data Set	WORK.A
Response Variable	Shannon
Response Distribution	Gaussian
Link Function	Identity
Variance Function	Default
Variance Matrix	Diagonal
Estimation Technique	Restricted Maximum Likelihood
Degrees of Freedom Method	Residual

Class Level Information		
Class	Levels	Values
Loc	2	PA TU
Fecha	1	7

Number of Observations Read	40
Number of Observations Used	40

Dimensions	
Covariance Parameters	1
Columns in X	3
Columns in Z	0
Subjects (Blocks in V)	1
Max Obs per Subject	40

Optimization Information	
Optimization Technique	None
Parameters	3
Lower Boundaries	1
Upper Boundaries	0
Fixed Effects	Not Profiled

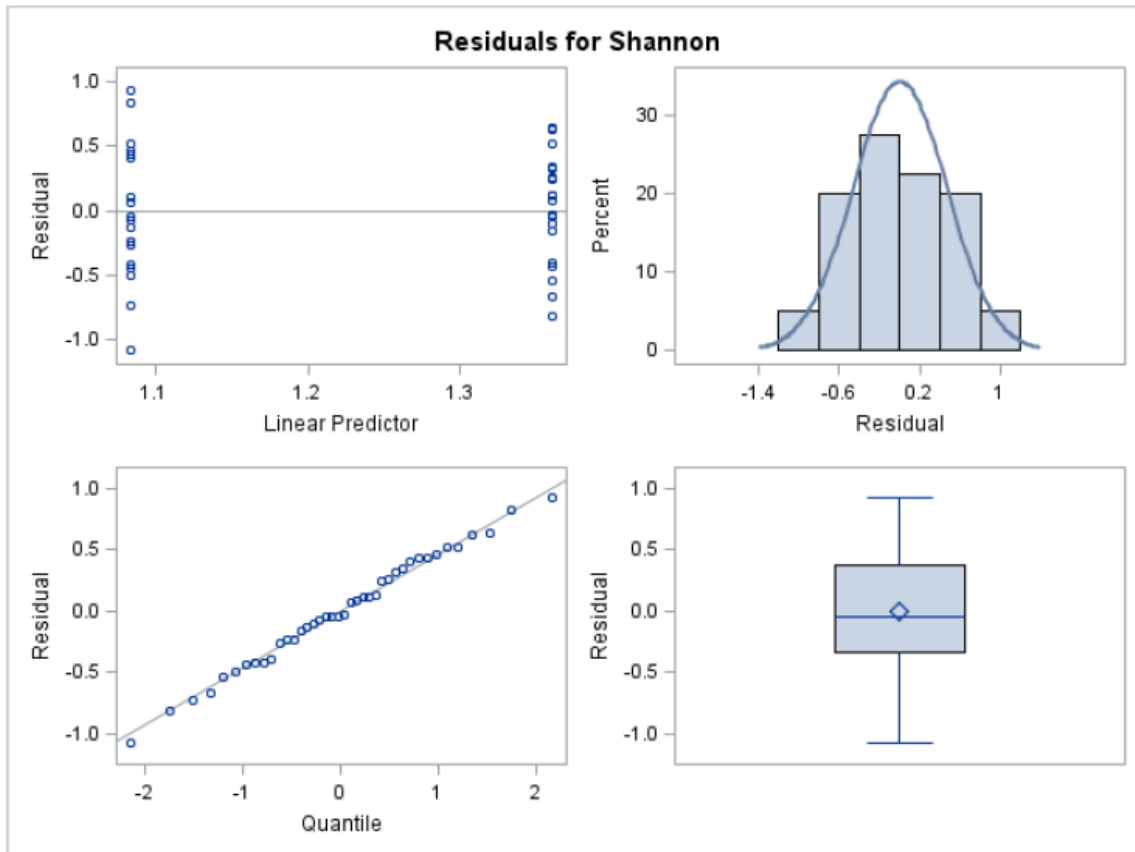
Fit Statistics	
-2 Res Log Likelihood	56.38
AIC (smaller is better)	62.38
AICC (smaller is better)	63.08
BIC (smaller is better)	67.29
CAIC (smaller is better)	70.29
HQIC (smaller is better)	64.13
Pearson Chi-Square	8.38
Pearson Chi-Square / DF	0.22

Type III Tests of Fixed Effects				
Effect	Num DF	Den DF	F Value	Pr > F
Loc	1	38	3.48	0.0698

Loc Least Squares Means					
Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	1.0835	0.1050	38	10.32	<.0001
TU	1.3605	0.1050	38	12.96	<.0001

Differences of Loc Least Squares Means						
Loc	_Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	TU	-0.2771	0.1485	38	-1.87	0.0698

T Grouping for Loc Least Squares Means (Alpha=0.05)		
LS-means with the same letter are not significantly different.		
Loc	Estimate	
TU	1.3605	A
		A
PA	1.0835	A



Shannon Index - Arvenses

The GLIMMIX Procedure

Fecha = 8 = Diciembre

Model Information	
Data Set	WORK.A
Response Variable	Shannon
Response Distribution	Gaussian
Link Function	Identity
Variance Function	Default
Variance Matrix	Diagonal
Estimation Technique	Restricted Maximum Likelihood
Degrees of Freedom Method	Residual

Class Level Information		
Class	Levels	Values
Loc	2	PA TU
Fecha	1	8

Number of Observations Read	40
Number of Observations Used	40

Dimensions	
Covariance Parameters	1
Columns in X	3
Columns in Z	0
Subjects (Blocks in V)	1
Max Obs per Subject	40

Optimization Information	
Optimization Technique	None
Parameters	3
Lower Boundaries	1
Upper Boundaries	0
Fixed Effects	Not Profiled

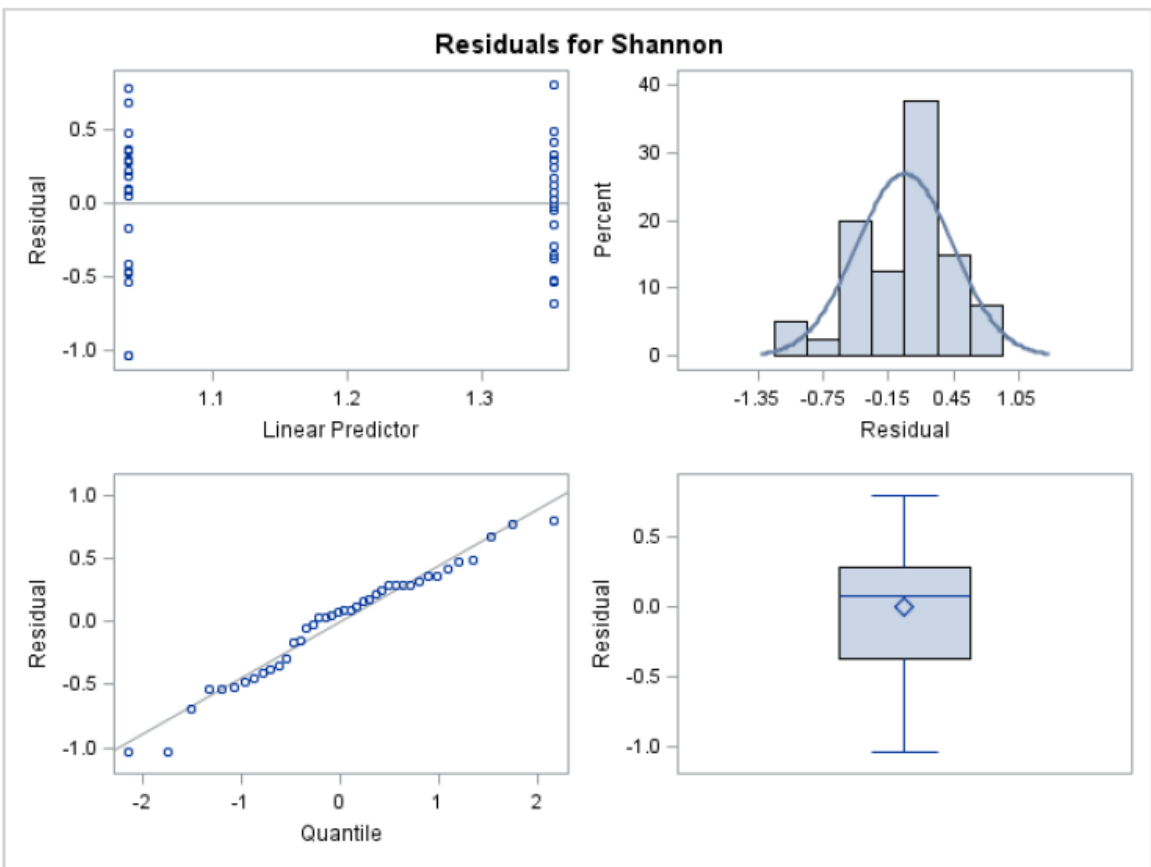
Fit Statistics	
-2 Res Log Likelihood	53.15
AIC (smaller is better)	59.15
AICC (smaller is better)	59.86
BIC (smaller is better)	64.07
CAIC (smaller is better)	67.07
HQIC (smaller is better)	60.90
Pearson Chi-Square	7.70
Pearson Chi-Square / DF	0.20

Type III Tests of Fixed Effects				
Effect	Num DF	Den DF	F Value	Pr > F
Loc	1	38	4.96	0.0319

Loc Least Squares Means					
Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	1.0366	0.1006	38	10.30	<.0001
TU	1.3536	0.1006	38	13.45	<.0001

Differences of Loc Least Squares Means						
Loc	_Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	TU	-0.3170	0.1423	38	-2.23	0.0319

T Grouping for Loc Least Squares Means (Alpha=0.05)		
LS-means with the same letter are not significantly different.		
Loc	Estimate	
TU	1.3536	A
PA	1.0366	B



Anexo 4. Análisis de significancia estadística del Índice de Shannon para insectos para cada mes de evaluación.

Shannon Index - Insectos

The GLIMMIX Procedure

Fecha = 1 = Abril

Model Information	
Data Set	WORK.A
Response Variable	ShannonINS
Response Distribution	Gaussian
Link Function	Identity
Variance Function	Default
Variance Matrix	Diagonal
Estimation Technique	Restricted Maximum Likelihood
Degrees of Freedom Method	Residual

Class Level Information		
Class	Levels	Values
Loc	2	PA TU
Fecha	1	1

Number of Observations Read	28
Number of Observations Used	28

Dimensions	
Covariance Parameters	1
Columns in X	3
Columns in Z	0
Subjects (Blocks in V)	1
Max Obs per Subject	28

Optimization Information	
Optimization Technique	None
Parameters	3
Lower Boundaries	1
Upper Boundaries	0
Fixed Effects	Not Profiled

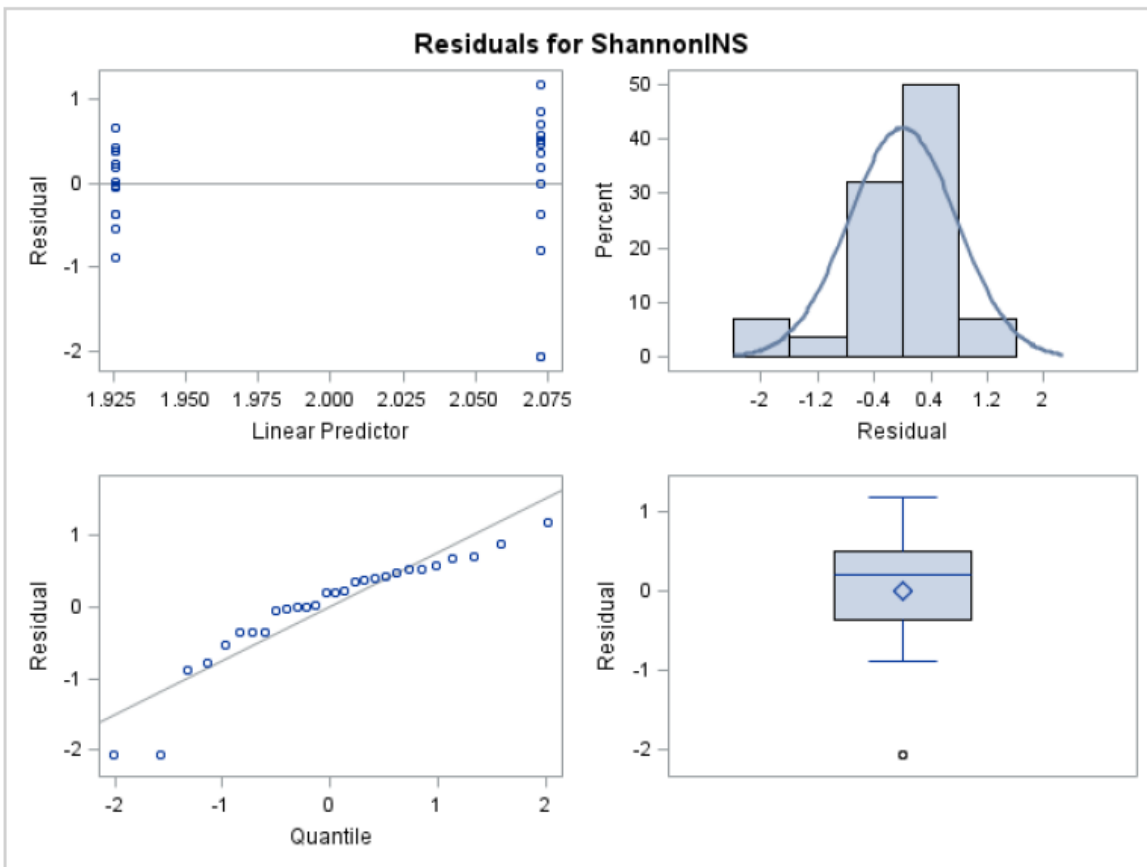
Fit Statistics	
-2 Res Log Likelihood	65.63
AIC (smaller is better)	71.63
AICC (smaller is better)	72.72
BIC (smaller is better)	75.40
CAIC (smaller is better)	78.40
HQIC (smaller is better)	72.71
Pearson Chi-Square	15.51
Pearson Chi-Square / DF	0.60

Type III Tests of Fixed Effects				
Effect	Num DF	Den DF	F Value	Pr > F
Loc	1	26	0.25	0.6191

Loc Least Squares Means					
Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	1.9257	0.2064	26	9.33	<.0001
TU	2.0725	0.2064	26	10.04	<.0001

Differences of Loc Least Squares Means						
Loc	_Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	TU	-0.1468	0.2919	26	-0.50	0.6191

T Grouping for Loc Least Squares Means (Alpha=0.05)		
LS-means with the same letter are not significantly different.		
Loc	Estimate	
TU	2.0725	A
		A
PA	1.9257	A



Shannon Index - Insectos

The GLIMMIX Procedure

Fecha = 2 = Mayo

Model Information	
Data Set	WORK.A
Response Variable	ShannonINS
Response Distribution	Gaussian
Link Function	Identity
Variance Function	Default
Variance Matrix	Diagonal
Estimation Technique	Restricted Maximum Likelihood
Degrees of Freedom Method	Residual

Class Level Information		
Class	Levels	Values
Loc	2	PA TU
Fecha	1	2

Number of Observations Read	30
Number of Observations Used	30

Dimensions	
Covariance Parameters	1
Columns in X	3
Columns in Z	0
Subjects (Blocks in V)	1
Max Obs per Subject	30

Optimization Information	
Optimization Technique	None
Parameters	3
Lower Boundaries	1
Upper Boundaries	0
Fixed Effects	Not Profiled

Fit Statistics	
-2 Res Log Likelihood	42.08
AIC (smaller is better)	48.08
AICC (smaller is better)	49.08
BIC (smaller is better)	52.07
CAIC (smaller is better)	55.07
HQIC (smaller is better)	49.30
Pearson Chi-Square	6.10
Pearson Chi-Square / DF	0.22

Type III Tests of Fixed Effects				
Effect	Num DF	Den DF	F Value	Pr > F
Loc	1	28	0.00	0.9473

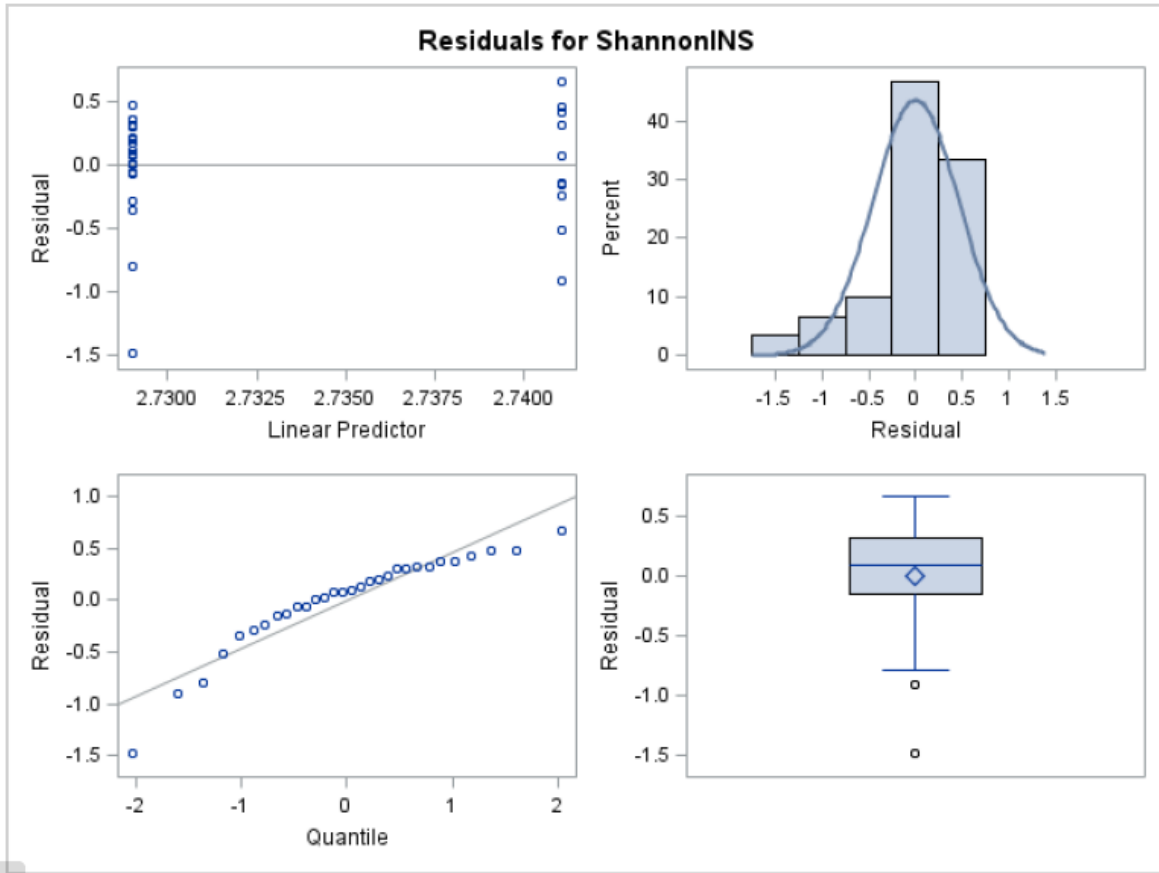
Loc Least Squares Means					
Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	2.7290	0.1043	28	26.15	<.0001
TU	2.7411	0.1476	28	18.58	<.0001

Differences of Loc Least Squares Means						
Loc	_Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	TU	-0.01206	0.1807	28	-0.07	0.9473

**T Grouping for Loc
Least Squares Means
(Alpha=0.05)**

**LS-means with the
same letter are
not significantly
different.**

Loc	Estimate	
TU	2.7411	A
		A
PA	2.7290	A



Shannon Index - Insectos

The GLIMMIX Procedure

Fecha = 3 = Julio

Model Information	
Data Set	WORK.A
Response Variable	ShannonINS
Response Distribution	Gaussian
Link Function	Identity
Variance Function	Default
Variance Matrix	Diagonal
Estimation Technique	Restricted Maximum Likelihood
Degrees of Freedom Method	Residual

Class Level Information		
Class	Levels	Values
Loc	2	PA TU
Fecha	1	3

Number of Observations Read	36
Number of Observations Used	36

Dimensions	
Covariance Parameters	1
Columns in X	3
Columns in Z	0
Subjects (Blocks in V)	1
Max Obs per Subject	36

Optimization Information	
Optimization Technique	None
Parameters	3
Lower Boundaries	1
Upper Boundaries	0
Fixed Effects	Not Profiled

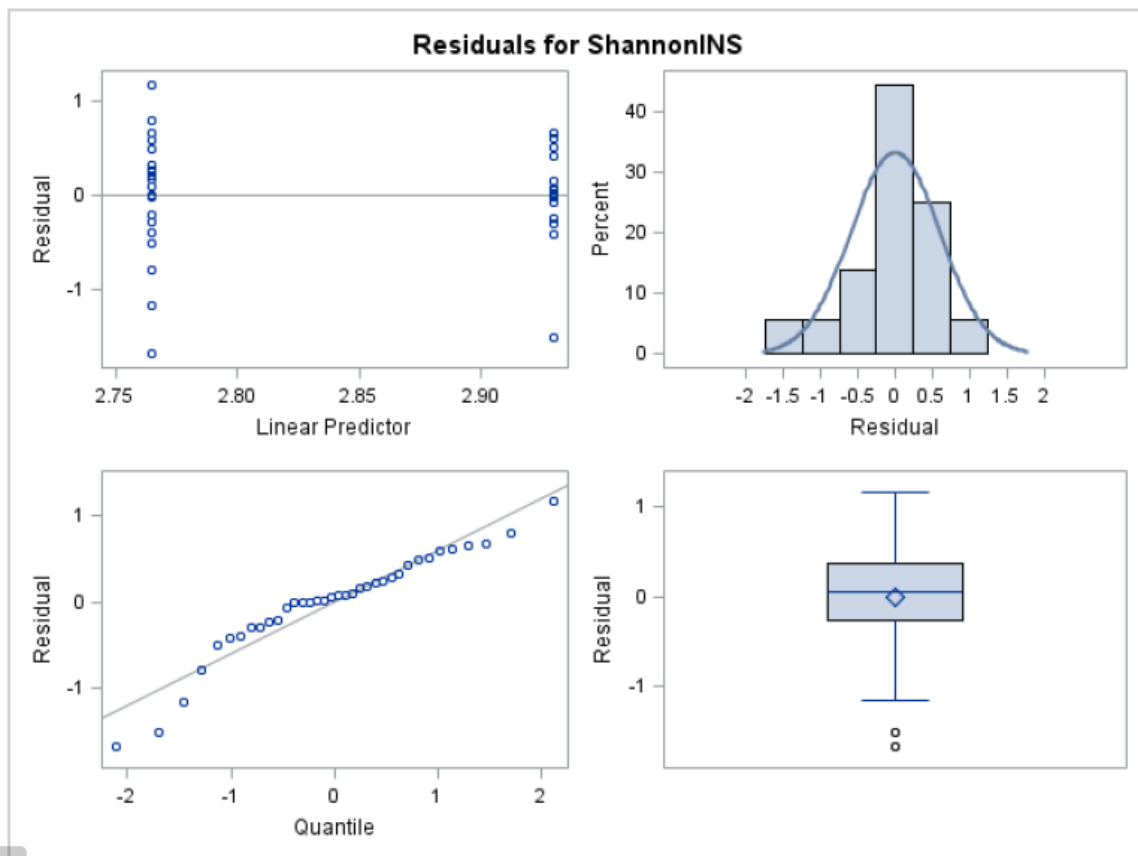
Fit Statistics	
-2 Res Log Likelihood	68.33
AIC (smaller is better)	74.33
AICC (smaller is better)	75.13
BIC (smaller is better)	78.91
CAIC (smaller is better)	81.91
HQIC (smaller is better)	75.89
Pearson Chi-Square	12.54
Pearson Chi-Square / DF	0.37

Type III Tests of Fixed Effects				
Effect	Num DF	Den DF	F Value	Pr > F
Loc	1	34	0.66	0.4235

Loc Least Squares Means					
Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	2.9299	0.1518	34	19.30	<.0001
TU	2.7649	0.1358	34	20.36	<.0001

Differences of Loc Least Squares Means						
Loc	_Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	TU	0.1650	0.2037	34	0.81	0.4235

T Grouping for Loc Least Squares Means (Alpha=0.05)		
LS-means with the same letter are not significantly different.		
Loc	Estimate	
PA	2.9299	A
		A
TU	2.7649	A



Shannon Index - Insectos

The GLIMMIX Procedure

Fecha = 4 = Agosto

Model Information	
Data Set	WORK.A
Response Variable	ShannonINS
Response Distribution	Gaussian
Link Function	Identity
Variance Function	Default
Variance Matrix	Diagonal
Estimation Technique	Restricted Maximum Likelihood
Degrees of Freedom Method	Residual

Class Level Information		
Class	Levels	Values
Loc	2	PA TU
Fecha	1	4

Number of Observations Read	40
Number of Observations Used	40

Dimensions	
Covariance Parameters	1
Columns in X	3
Columns in Z	0
Subjects (Blocks in V)	1
Max Obs per Subject	40

Optimization Information	
Optimization Technique	None
Parameters	3
Lower Boundaries	1
Upper Boundaries	0
Fixed Effects	Not Profiled

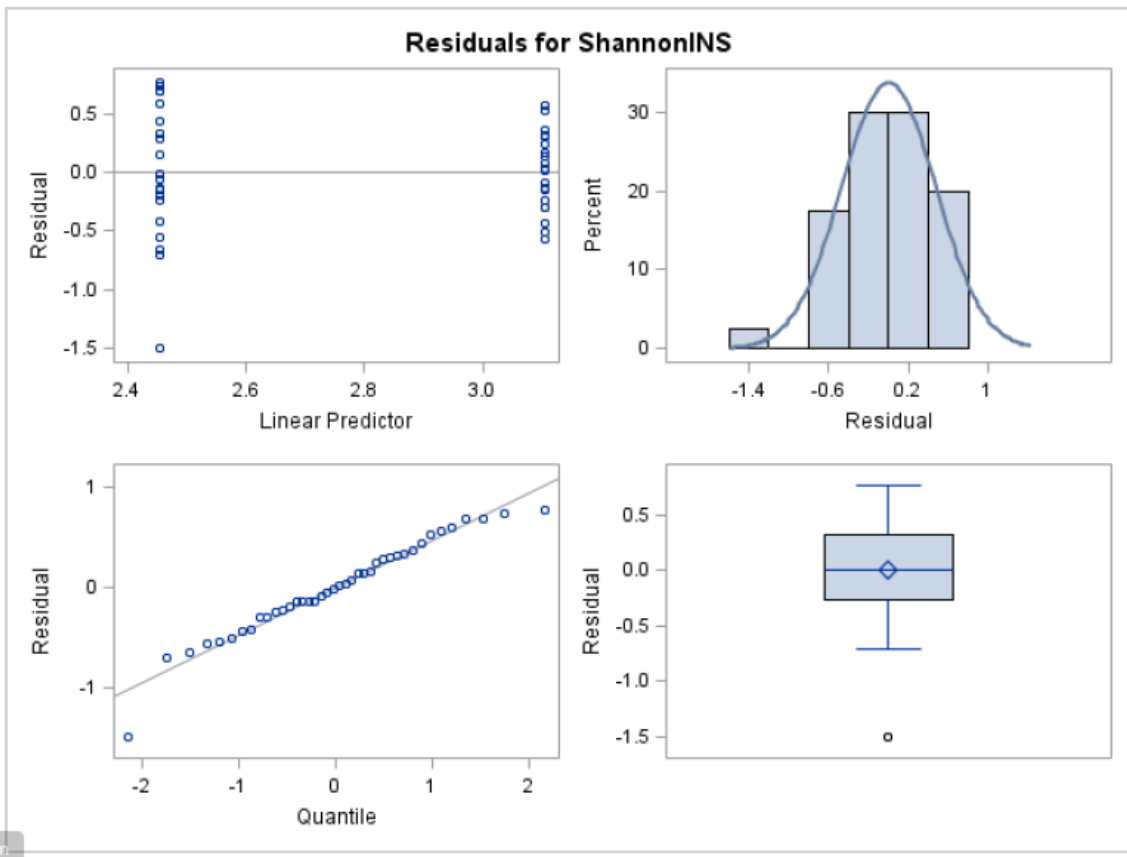
Fit Statistics	
-2 Res Log Likelihood	57.88
AIC (smaller is better)	63.88
AICC (smaller is better)	64.58
BIC (smaller is better)	68.79
CAIC (smaller is better)	71.79
HQIC (smaller is better)	65.62
Pearson Chi-Square	8.72
Pearson Chi-Square / DF	0.23

Type III Tests of Fixed Effects				
Effect	Num DF	Den DF	F Value	Pr > F
Loc	1	38	18.56	0.0001

Loc Least Squares Means					
Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	3.1051	0.1071	38	29.00	<.0001
TU	2.4526	0.1071	38	22.90	<.0001

Differences of Loc Least Squares Means						
Loc	_Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	TU	0.6525	0.1514	38	4.31	0.0001

T Grouping for Loc Least Squares Means (Alpha=0.05)		
LS-means with the same letter are not significantly different.		
Loc	Estimate	
PA	3.1051	A
TU	2.4526	B



Shannon Index - Insectos

The GLIMMIX Procedure

Fecha = 5 = Setiembre

Model Information	
Data Set	WORK.A
Response Variable	ShannonINS
Response Distribution	Gaussian
Link Function	Identity
Variance Function	Default
Variance Matrix	Diagonal
Estimation Technique	Restricted Maximum Likelihood
Degrees of Freedom Method	Residual

Class Level Information		
Class	Levels	Values
Loc	2	PA TU
Fecha	1	5

Number of Observations Read	40
Number of Observations Used	40

Dimensions	
Covariance Parameters	1
Columns in X	3
Columns in Z	0
Subjects (Blocks in V)	1
Max Obs per Subject	40

Optimization Information	
Optimization Technique	None
Parameters	3
Lower Boundaries	1
Upper Boundaries	0
Fixed Effects	Not Profiled

Fit Statistics	
-2 Res Log Likelihood	73.88
AIC (smaller is better)	79.88
AICC (smaller is better)	80.58
BIC (smaller is better)	84.79
CAIC (smaller is better)	87.79
HQIC (smaller is better)	81.62
Pearson Chi-Square	13.28
Pearson Chi-Square / DF	0.35

Type III Tests of Fixed Effects				
Effect	Num DF	Den DF	F Value	Pr > F
Loc	1	38	0.01	0.9405

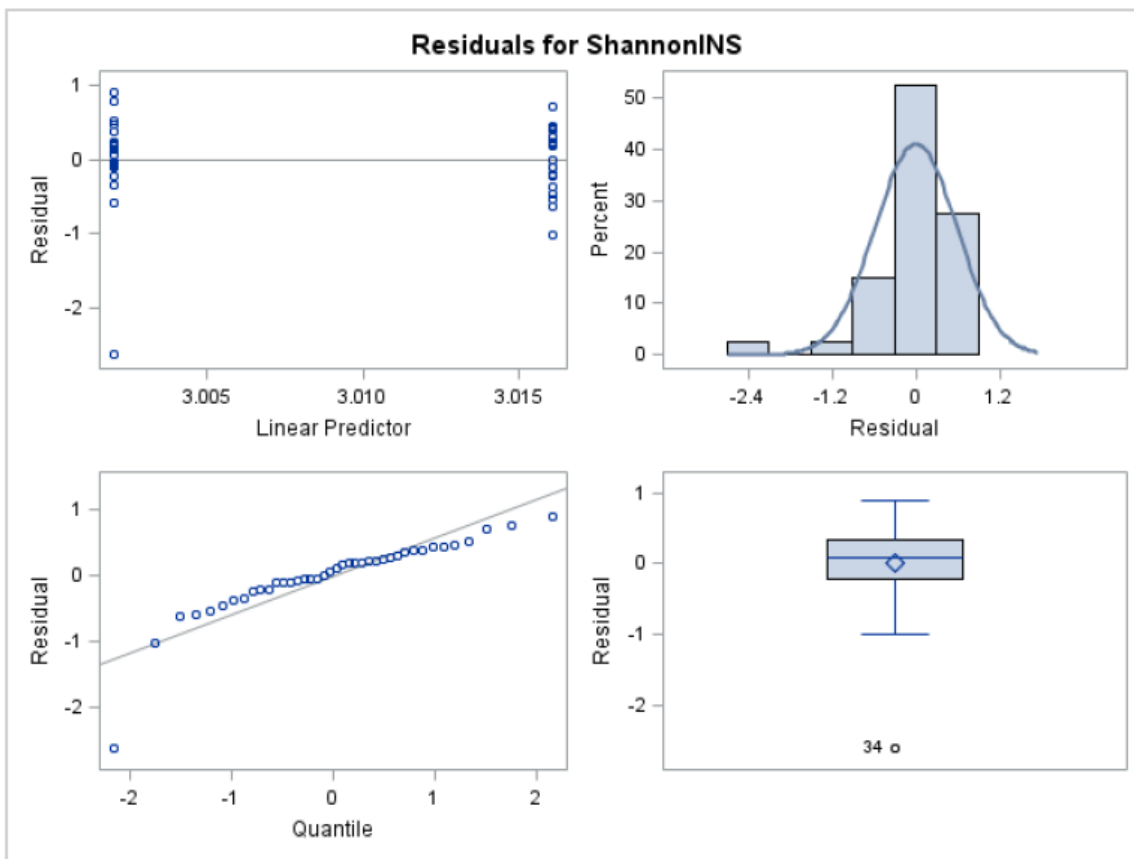
Loc Least Squares Means					
Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	3.0161	0.1322	38	22.82	<.0001
TU	3.0020	0.1322	38	22.71	<.0001

Differences of Loc Least Squares Means						
Loc	_Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	TU	0.01405	0.1869	38	0.08	0.9405

T Grouping for Loc Least Squares Means (Alpha=0.05)

LS-means with the same letter are not significantly different.

Loc	Estimate	
PA	3.0161	A
		A
TU	3.0020	A



Shannon Index - Insectos

The GLIMMIX Procedure

Fecha = 6 = Octubre

Model Information	
Data Set	WORK.A
Response Variable	ShannonINS
Response Distribution	Gaussian
Link Function	Identity
Variance Function	Default
Variance Matrix	Diagonal
Estimation Technique	Restricted Maximum Likelihood
Degrees of Freedom Method	Residual

Class Level Information		
Class	Levels	Values
Loc	2	PA TU
Fecha	1	6

Number of Observations Read	39
Number of Observations Used	39

Dimensions	
Covariance Parameters	1
Columns in X	3
Columns in Z	0
Subjects (Blocks in V)	1
Max Obs per Subject	39

Optimization Information	
Optimization Technique	None
Parameters	3
Lower Boundaries	1
Upper Boundaries	0
Fixed Effects	Not Profiled

Fit Statistics	
-2 Res Log Likelihood	38.92
AIC (smaller is better)	44.92
AICC (smaller is better)	45.65
BIC (smaller is better)	49.76
CAIC (smaller is better)	52.76
HQIC (smaller is better)	46.63
Pearson Chi-Square	5.28
Pearson Chi-Square / DF	0.14

Type III Tests of Fixed Effects				
Effect	Num DF	Den DF	F Value	Pr > F
Loc	1	37	0.66	0.4211

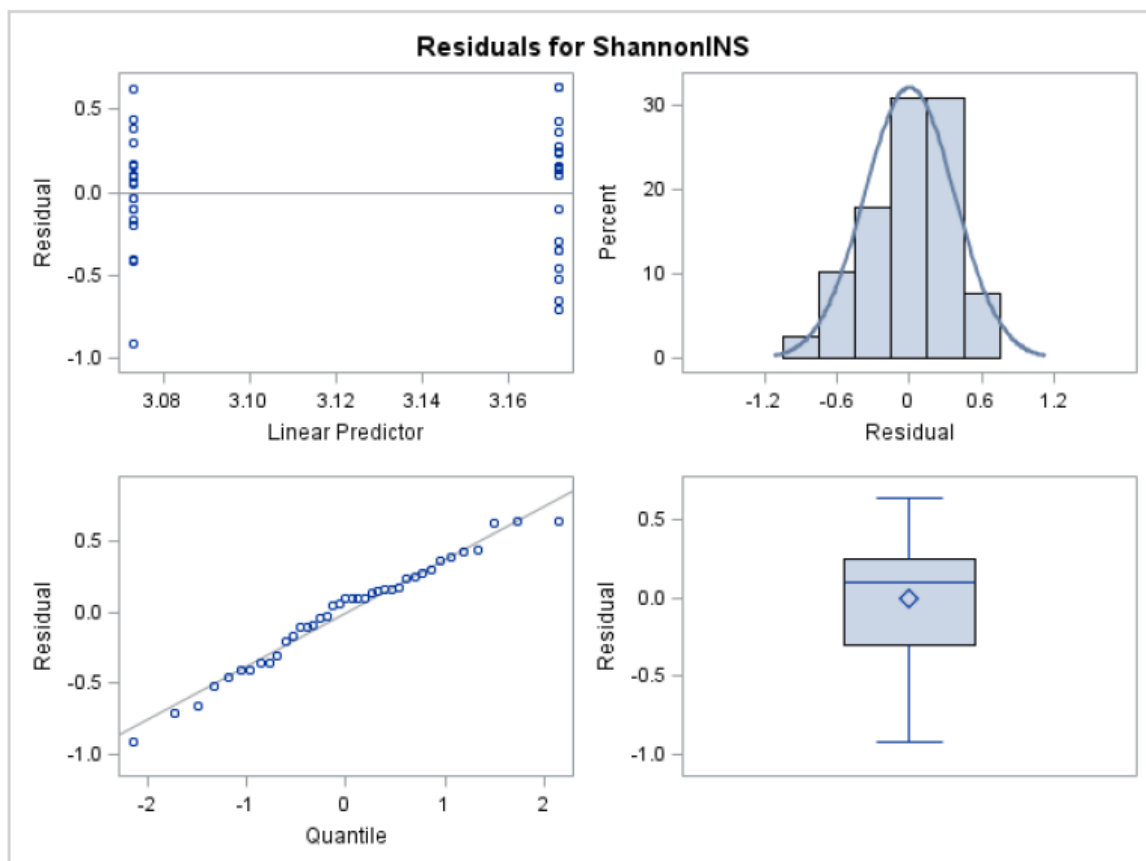
Loc Least Squares Means					
Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	3.0730	0.08669	37	35.45	<.0001
TU	3.1715	0.08449	37	37.53	<.0001

Differences of Loc Least Squares Means						
Loc	_Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	TU	-0.09849	0.1211	37	-0.81	0.4211

T Grouping for Loc Least Squares Means (Alpha=0.05)

LS-means with the same letter are not significantly different.

Loc	Estimate	
TU	3.1715	A
		A
PA	3.0730	A



Shannon Index - Insectos

The GLIMMIX Procedure

Fecha = 7 = Noviembre

Model Information	
Data Set	WORK.A
Response Variable	ShannonINS
Response Distribution	Gaussian
Link Function	Identity
Variance Function	Default
Variance Matrix	Diagonal
Estimation Technique	Restricted Maximum Likelihood
Degrees of Freedom Method	Residual

Class Level Information		
Class	Levels	Values
Loc	2	PA TU
Fecha	1	7

Number of Observations Read	40
Number of Observations Used	40

Dimensions	
Covariance Parameters	1
Columns in X	3
Columns in Z	0
Subjects (Blocks in V)	1
Max Obs per Subject	40

Optimization Information	
Optimization Technique	None
Parameters	3
Lower Boundaries	1
Upper Boundaries	0
Fixed Effects	Not Profiled

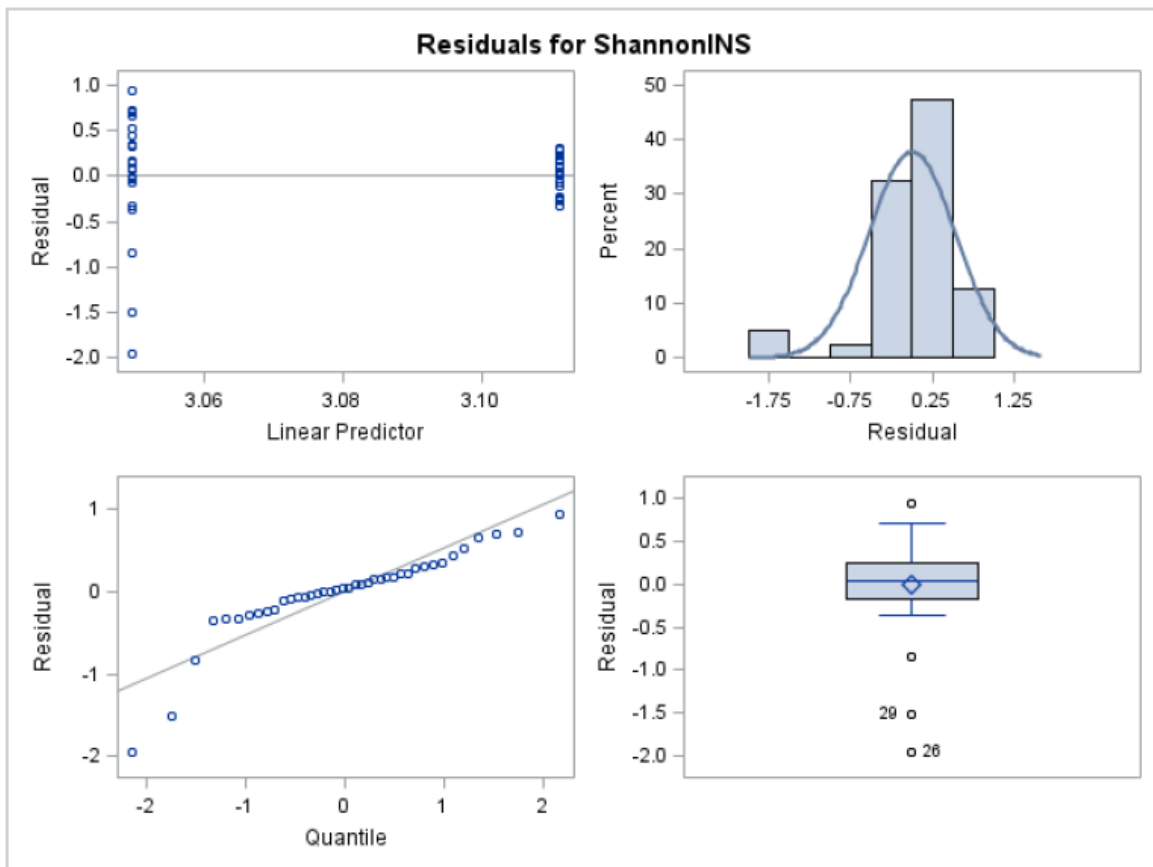
Fit Statistics	
-2 Res Log Likelihood	66.18
AIC (smaller is better)	72.18
AICC (smaller is better)	72.89
BIC (smaller is better)	77.09
CAIC (smaller is better)	80.09
HQIC (smaller is better)	73.93
Pearson Chi-Square	10.84
Pearson Chi-Square / DF	0.29

Type III Tests of Fixed Effects				
Effect	Num DF	Den DF	F Value	Pr > F
Loc	1	38	0.13	0.7167

Loc Least Squares Means					
Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	3.1113	0.1195	38	26.05	<.0001
TU	3.0495	0.1195	38	25.53	<.0001

Differences of Loc Least Squares Means						
Loc	_Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	TU	0.06176	0.1689	38	0.37	0.7167

T Grouping for Loc Least Squares Means (Alpha=0.05)		
LS-means with the same letter are not significantly different.		
Loc	Estimate	
PA	3.1113	A
		A
TU	3.0495	A



Shannon Index - Insectos

The GLIMMIX Procedure

Fecha = 8 = Diciembre

Model Information	
Data Set	WORK.A
Response Variable	ShannonINS
Response Distribution	Gaussian
Link Function	Identity
Variance Function	Default
Variance Matrix	Diagonal
Estimation Technique	Restricted Maximum Likelihood
Degrees of Freedom Method	Residual

Class Level Information		
Class	Levels	Values
Loc	2	PA TU
Fecha	1	8

Number of Observations Read	40
Number of Observations Used	40

Dimensions	
Covariance Parameters	1
Columns in X	3
Columns in Z	0
Subjects (Blocks in V)	1
Max Obs per Subject	40

Optimization Information	
Optimization Technique	None
Parameters	3
Lower Boundaries	1
Upper Boundaries	0
Fixed Effects	Not Profiled

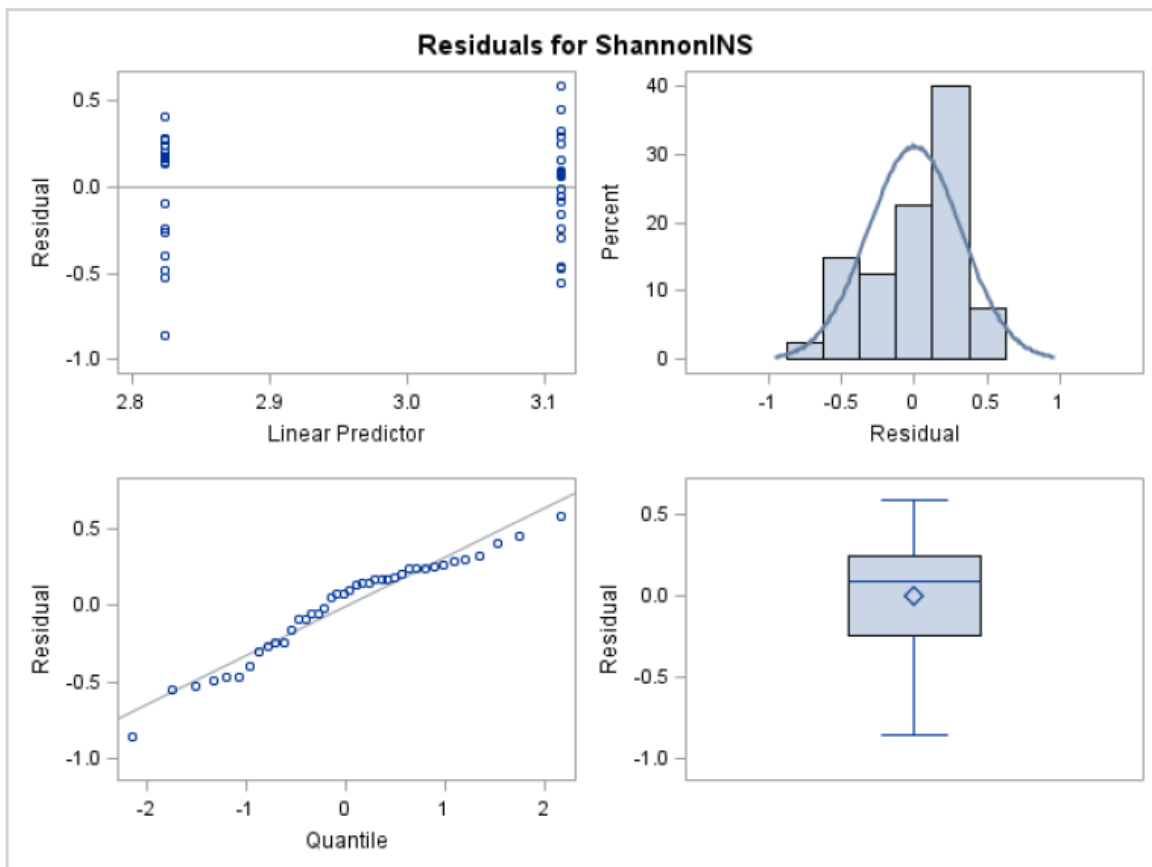
Fit Statistics	
-2 Res Log Likelihood	28.30
AIC (smaller is better)	34.30
AICC (smaller is better)	35.00
BIC (smaller is better)	39.21
CAIC (smaller is better)	42.21
HQIC (smaller is better)	36.05
Pearson Chi-Square	4.00
Pearson Chi-Square / DF	0.11

Type III Tests of Fixed Effects				
Effect	Num DF	Den DF	F Value	Pr > F
Loc	1	38	7.86	0.0079

Loc Least Squares Means					
Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	2.8236	0.07256	38	38.91	<.0001
TU	3.1113	0.07256	38	42.88	<.0001

Differences of Loc Least Squares Means						
Loc	_Loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	TU	-0.2877	0.1026	38	-2.80	0.0079

T Grouping for Loc Least Squares Means (Alpha=0.05)		
LS-means with the same letter are not significantly different.		
Loc	Estimate	
TU	3.1113	A
PA	2.8236	B



Anexo 5. Análisis de significancia estadística del Índice de equitatividad para arvenses para cada mes de evaluación.

Evenness Index - Arvenses

The GLIMMIX Procedure

Fecha = 1 = Abril

Model Information	
Data Set	WORK.B
Response Variable	Evenness
Response Distribution	Gaussian
Link Function	Identity
Variance Function	Default
Variance Matrix	Diagonal
Estimation Technique	Restricted Maximum Likelihood
Degrees of Freedom Method	Residual

Class Level Information		
Class	Levels	Values
loc	2	PA TU
fecha	1	1

Number of Observations Read	28
Number of Observations Used	28

Dimensions	
Covariance Parameters	1
Columns in X	3
Columns in Z	0
Subjects (Blocks in V)	1
Max Obs per Subject	28

Optimization Information	
Optimization Technique	None
Parameters	3
Lower Boundaries	1
Upper Boundaries	0
Fixed Effects	Not Profiled

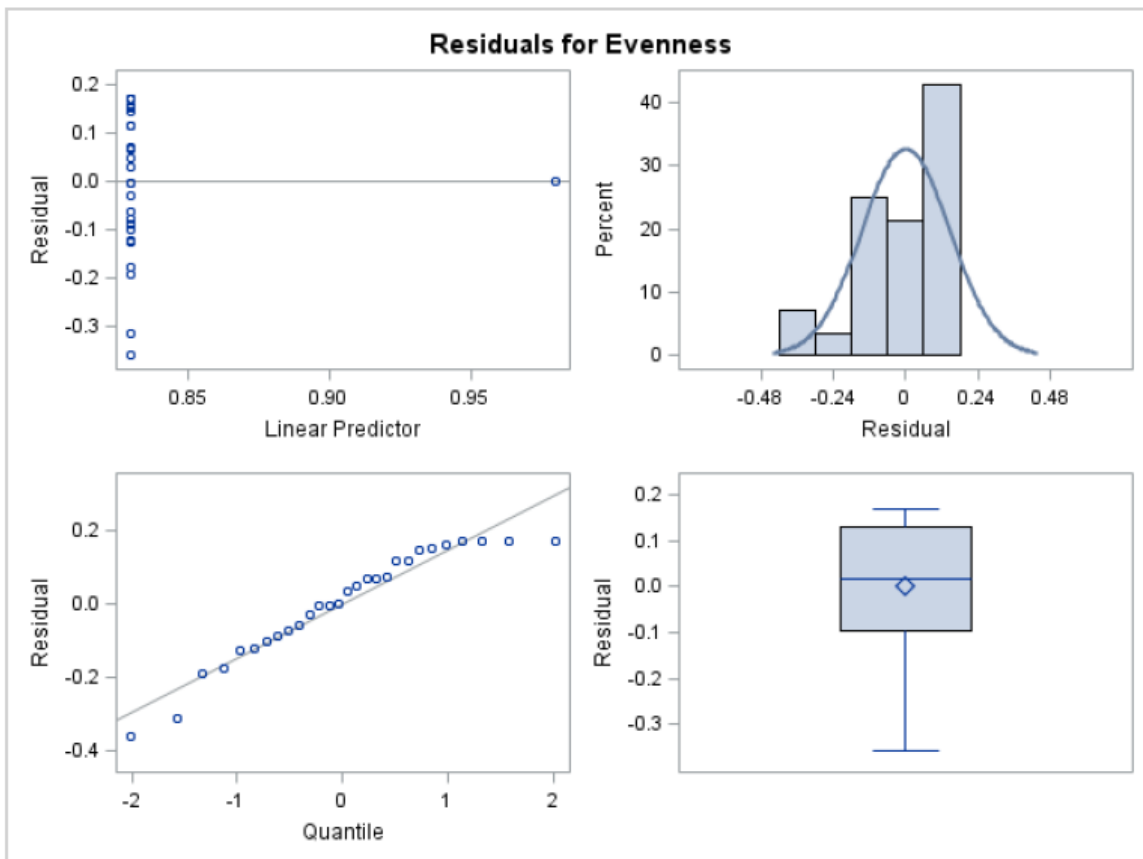
Fit Statistics	
-2 Res Log Likelihood	-21.73
AIC (smaller is better)	-15.73
AICC (smaller is better)	-14.64
BIC (smaller is better)	-11.96
CAIC (smaller is better)	-8.96
HQIC (smaller is better)	-14.65
Pearson Chi-Square	0.58
Pearson Chi-Square / DF	0.02

Type III Tests of Fixed Effects				
Effect	Num DF	Den DF	F Value	Pr > F
loc	1	26	0.98	0.3317

loc Least Squares Means					
loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	0.8294	0.02878	26	28.82	<.0001
TU	0.9801	0.1495	26	6.55	<.0001

Differences of loc Least Squares Means						
loc	_loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	TU	-0.1506	0.1523	26	-0.99	0.3317

T Grouping for loc Least Squares Means (Alpha=0.05)		
LS-means with the same letter are not significantly different.		
loc	Estimate	
TU	0.9801	A
		A
PA	0.8294	A



Evenness Index - Arvenses

The GLIMMIX Procedure

Fecha = 2 = Mayo

Model Information	
Data Set	WORK.B
Response Variable	Evenness
Response Distribution	Gaussian
Link Function	Identity
Variance Function	Default
Variance Matrix	Diagonal
Estimation Technique	Restricted Maximum Likelihood
Degrees of Freedom Method	Residual

Class Level Information		
Class	Levels	Values
loc	2	PA TU
fecha	1	2

Number of Observations Read	20
Number of Observations Used	20

Dimensions	
Covariance Parameters	1
Columns in X	3
Columns in Z	0
Subjects (Blocks in V)	1
Max Obs per Subject	20

Optimization Information	
Optimization Technique	None
Parameters	3
Lower Boundaries	1
Upper Boundaries	0
Fixed Effects	Not Profiled

Fit Statistics	
-2 Res Log Likelihood	-20.06
AIC (smaller is better)	-14.06
AICC (smaller is better)	-12.34
BIC (smaller is better)	-11.39
CAIC (smaller is better)	-8.39
HQIC (smaller is better)	-13.69
Pearson Chi-Square	0.27
Pearson Chi-Square / DF	0.01

Type III Tests of Fixed Effects				
Effect	Num DF	Den DF	F Value	Pr > F
loc	1	18	6.54	0.0198

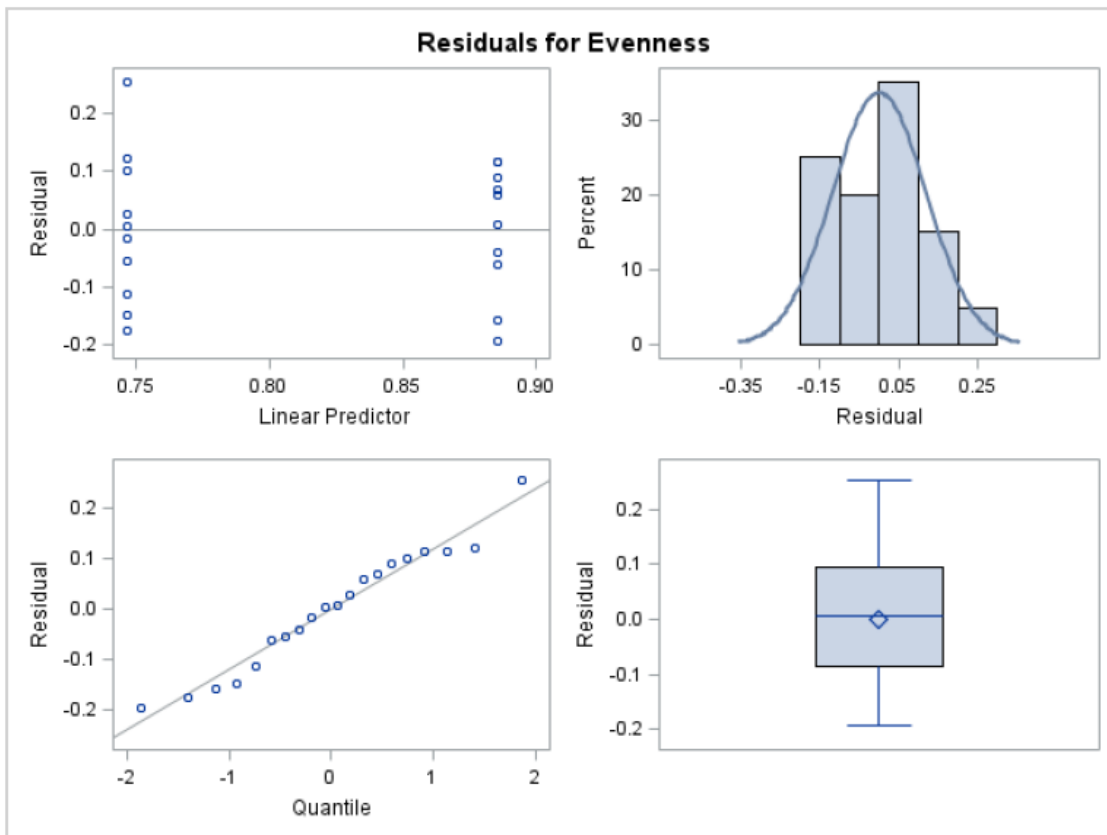
loc Least Squares Means					
loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	0.8858	0.03857	18	22.97	<.0001
TU	0.7463	0.03857	18	19.35	<.0001

Differences of loc Least Squares Means						
loc	_loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	TU	0.1395	0.05454	18	2.56	0.0198

T Grouping for loc Least Squares Means (Alpha=0.05)

LS-means with the same letter are not significantly different.

loc	Estimate	
PA	0.8858	A
TU	0.7463	B



Evenness Index - Arvenses

The GLIMMIX Procedure

Fecha = 3 = Julio

Model Information	
Data Set	WORK.B
Response Variable	Evenness
Response Distribution	Gaussian
Link Function	Identity
Variance Function	Default
Variance Matrix	Diagonal
Estimation Technique	Restricted Maximum Likelihood
Degrees of Freedom Method	Residual

Class Level Information		
Class	Levels	Values
loc	2	PA TU
fecha	1	3

Number of Observations Read	32
Number of Observations Used	32

Dimensions	
Covariance Parameters	1
Columns in X	3
Columns in Z	0
Subjects (Blocks in V)	1
Max Obs per Subject	32

Optimization Information	
Optimization Technique	None
Parameters	3
Lower Boundaries	1
Upper Boundaries	0
Fixed Effects	Not Profiled

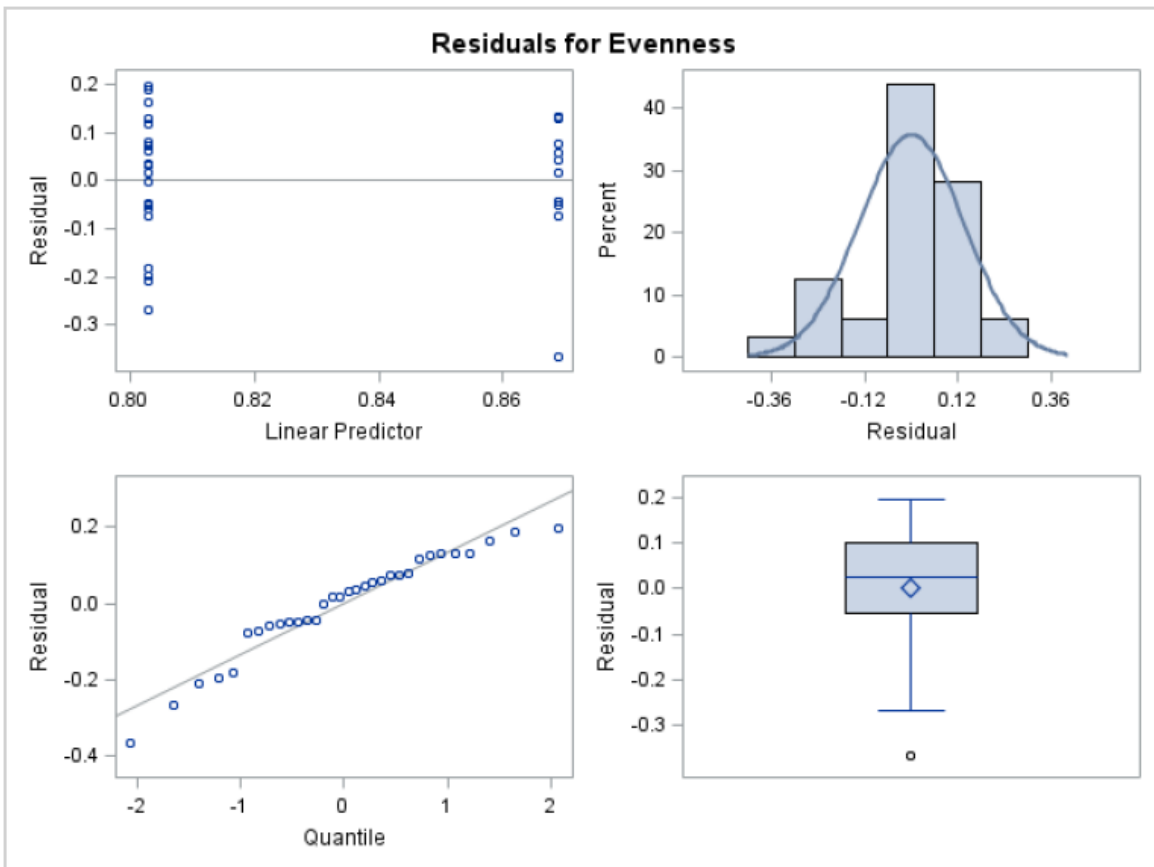
Fit Statistics	
-2 Res Log Likelihood	-28.89
AIC (smaller is better)	-22.89
AICC (smaller is better)	-21.97
BIC (smaller is better)	-18.69
CAIC (smaller is better)	-15.69
HQIC (smaller is better)	-21.55
Pearson Chi-Square	0.56
Pearson Chi-Square / DF	0.02

Type III Tests of Fixed Effects				
Effect	Num DF	Den DF	F Value	Pr > F
loc	1	30	1.75	0.1962

loc Least Squares Means					
loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	0.8689	0.03939	30	22.06	<.0001
TU	0.8031	0.03051	30	26.32	<.0001

Differences of loc Least Squares Means						
loc	_loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	TU	0.06586	0.04982	30	1.32	0.1962

T Grouping for loc Least Squares Means (Alpha=0.05)		
LS-means with the same letter are not significantly different.		
loc	Estimate	
PA	0.8689	A
		A
TU	0.8031	A



Evenness Index - Arvenses

The GLIMMIX Procedure

Fecha = 4 = Agosto

Model Information	
Data Set	WORK.B
Response Variable	Evenness
Response Distribution	Gaussian
Link Function	Identity
Variance Function	Default
Variance Matrix	Diagonal
Estimation Technique	Restricted Maximum Likelihood
Degrees of Freedom Method	Residual

Class Level Information		
Class	Levels	Values
loc	2	PA TU
fecha	1	4

Number of Observations Read	40
Number of Observations Used	40

Dimensions	
Covariance Parameters	1
Columns in X	3
Columns in Z	0
Subjects (Blocks in V)	1
Max Obs per Subject	40

Optimization Information	
Optimization Technique	None
Parameters	3
Lower Boundaries	1
Upper Boundaries	0
Fixed Effects	Not Profiled

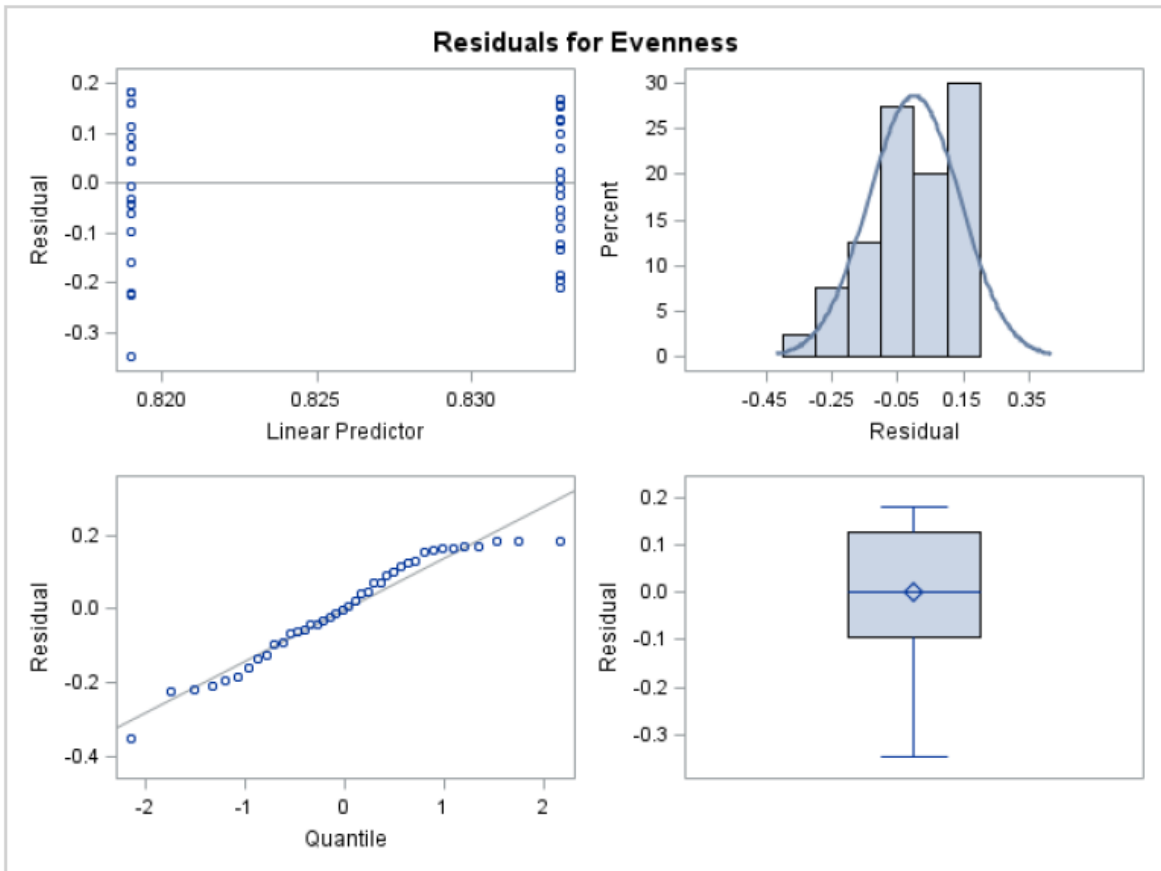
Fit Statistics	
-2 Res Log Likelihood	-34.95
AIC (smaller is better)	-28.95
AICC (smaller is better)	-28.25
BIC (smaller is better)	-24.04
CAIC (smaller is better)	-21.04
HQIC (smaller is better)	-27.21
Pearson Chi-Square	0.76
Pearson Chi-Square / DF	0.02

Type III Tests of Fixed Effects				
Effect	Num DF	Den DF	F Value	Pr > F
loc	1	38	0.10	0.7571

loc Least Squares Means					
loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	0.8329	0.03157	38	26.38	<.0001
TU	0.8190	0.03157	38	25.94	<.0001

Differences of loc Least Squares Means						
loc	_loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	TU	0.01391	0.04465	38	0.31	0.7571

T Grouping for loc Least Squares Means (Alpha=0.05)		
LS-means with the same letter are not significantly different.		
loc	Estimate	
PA	0.8329	A
		A
TU	0.8190	A



Evenness Index - Arvenses

The GLIMMIX Procedure

Fecha = 5 = Setiembre

Model Information	
Data Set	WORK.B
Response Variable	Evenness
Response Distribution	Gaussian
Link Function	Identity
Variance Function	Default
Variance Matrix	Diagonal
Estimation Technique	Restricted Maximum Likelihood
Degrees of Freedom Method	Residual

Class Level Information		
Class	Levels	Values
loc	2	PA TU
fecha	1	5

Number of Observations Read	40
Number of Observations Used	40

Dimensions	
Covariance Parameters	1
Columns in X	3
Columns in Z	0
Subjects (Blocks in V)	1
Max Obs per Subject	40

Optimization Information	
Optimization Technique	None
Parameters	3
Lower Boundaries	1
Upper Boundaries	0
Fixed Effects	Not Profiled

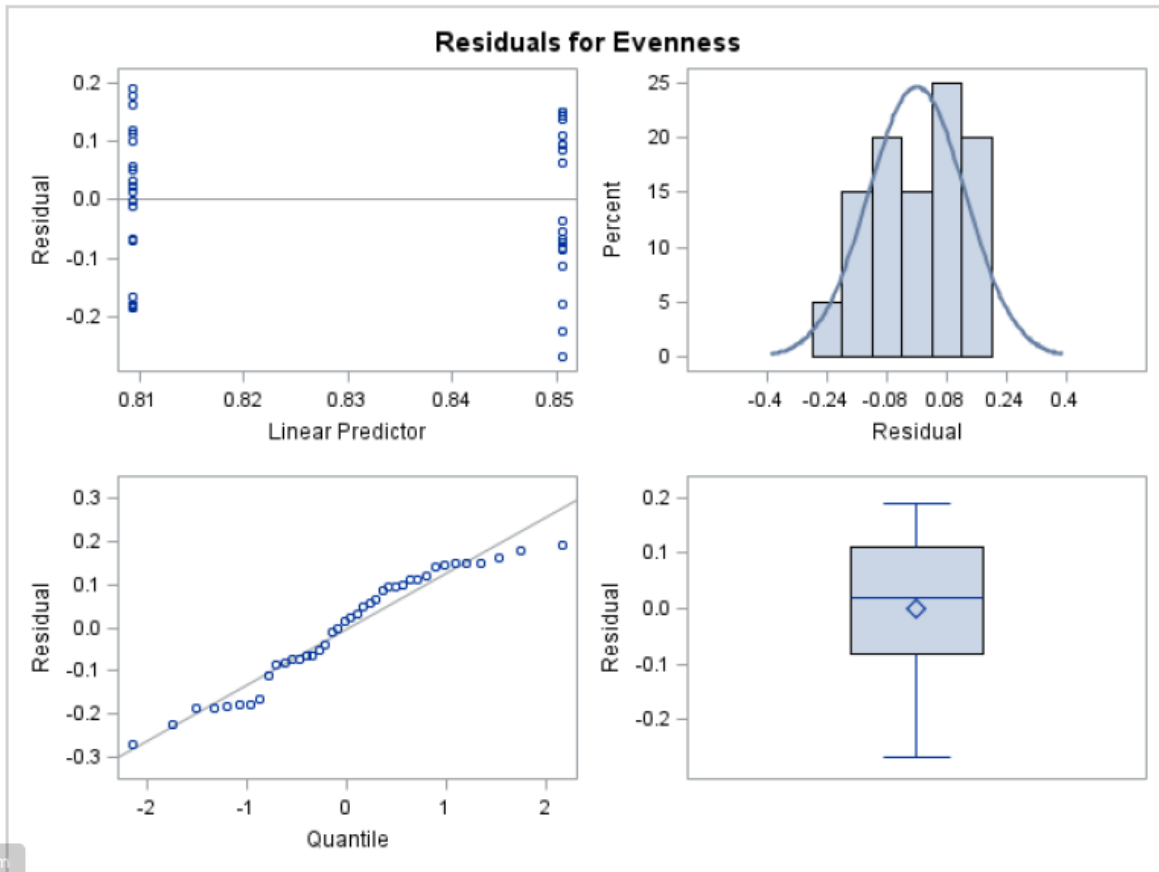
Fit Statistics	
-2 Res Log Likelihood	-40.63
AIC (smaller is better)	-34.63
AICC (smaller is better)	-33.93
BIC (smaller is better)	-29.72
CAIC (smaller is better)	-26.72
HQIC (smaller is better)	-32.89
Pearson Chi-Square	0.65
Pearson Chi-Square / DF	0.02

Type III Tests of Fixed Effects				
Effect	Num DF	Den DF	F Value	Pr > F
loc	1	38	0.99	0.3255

loc Least Squares Means					
loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	0.8506	0.02930	38	29.03	<.0001
TU	0.8093	0.02930	38	27.62	<.0001

Differences of loc Least Squares Means						
loc	_loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	TU	0.04127	0.04143	38	1.00	0.3255

T Grouping for loc Least Squares Means (Alpha=0.05)		
LS-means with the same letter are not significantly different.		
loc	Estimate	
PA	0.8506	A
		A
TU	0.8093	A



Evenness Index - Arvenses

The GLIMMIX Procedure

Fecha = 6 = Octubre

Model Information	
Data Set	WORK.B
Response Variable	Evenness
Response Distribution	Gaussian
Link Function	Identity
Variance Function	Default
Variance Matrix	Diagonal
Estimation Technique	Restricted Maximum Likelihood
Degrees of Freedom Method	Residual

Class Level Information		
Class	Levels	Values
loc	2	PA TU
fecha	1	6

Number of Observations Read	40
Number of Observations Used	40

Dimensions	
Covariance Parameters	1
Columns in X	3
Columns in Z	0
Subjects (Blocks in V)	1
Max Obs per Subject	40

Optimization Information	
Optimization Technique	None
Parameters	3
Lower Boundaries	1
Upper Boundaries	0
Fixed Effects	Not Profiled

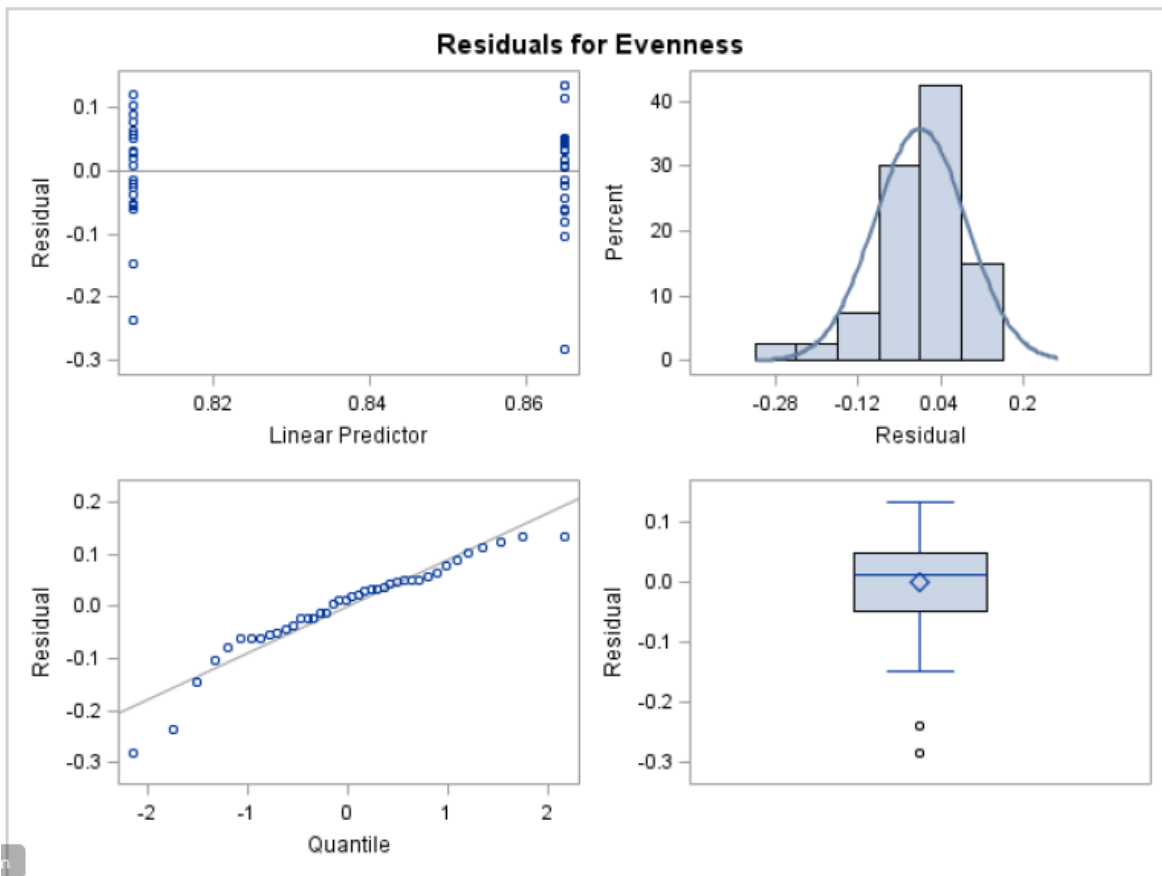
Fit Statistics	
-2 Res Log Likelihood	-68.90
AIC (smaller is better)	-62.90
AICC (smaller is better)	-62.19
BIC (smaller is better)	-57.99
CAIC (smaller is better)	-54.99
HQIC (smaller is better)	-61.15
Pearson Chi-Square	0.31
Pearson Chi-Square / DF	0.01

Type III Tests of Fixed Effects				
Effect	Num DF	Den DF	F Value	Pr > F
loc	1	38	3.75	0.0602

loc Least Squares Means					
loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	0.8650	0.02020	38	42.83	<.0001
TU	0.8096	0.02020	38	40.09	<.0001

Differences of loc Least Squares Means						
loc	_loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	TU	0.05532	0.02856	38	1.94	0.0602

T Grouping for loc Least Squares Means (Alpha=0.05)		
LS-means with the same letter are not significantly different.		
loc	Estimate	
PA	0.8650	A
		A
TU	0.8096	A



Evenness Index - Arvenses

The GLIMMIX Procedure

Fecha = 7 = Noviembre

Model Information	
Data Set	WORK.B
Response Variable	Evenness
Response Distribution	Gaussian
Link Function	Identity
Variance Function	Default
Variance Matrix	Diagonal
Estimation Technique	Restricted Maximum Likelihood
Degrees of Freedom Method	Residual

Class Level Information		
Class	Levels	Values
loc	2	PA TU
fecha	1	7

Number of Observations Read	40
Number of Observations Used	40

Dimensions	
Covariance Parameters	1
Columns in X	3
Columns in Z	0
Subjects (Blocks in V)	1
Max Obs per Subject	40

Optimization Information	
Optimization Technique	None
Parameters	3
Lower Boundaries	1
Upper Boundaries	0
Fixed Effects	Not Profiled

Fit Statistics	
-2 Res Log Likelihood	-58.90
AIC (smaller is better)	-52.90
AICC (smaller is better)	-52.20
BIC (smaller is better)	-47.99
CAIC (smaller is better)	-44.99
HQIC (smaller is better)	-51.15
Pearson Chi-Square	0.40
Pearson Chi-Square / DF	0.01

Type III Tests of Fixed Effects				
Effect	Num DF	Den DF	F Value	Pr > F
loc	1	38	0.00	0.9496

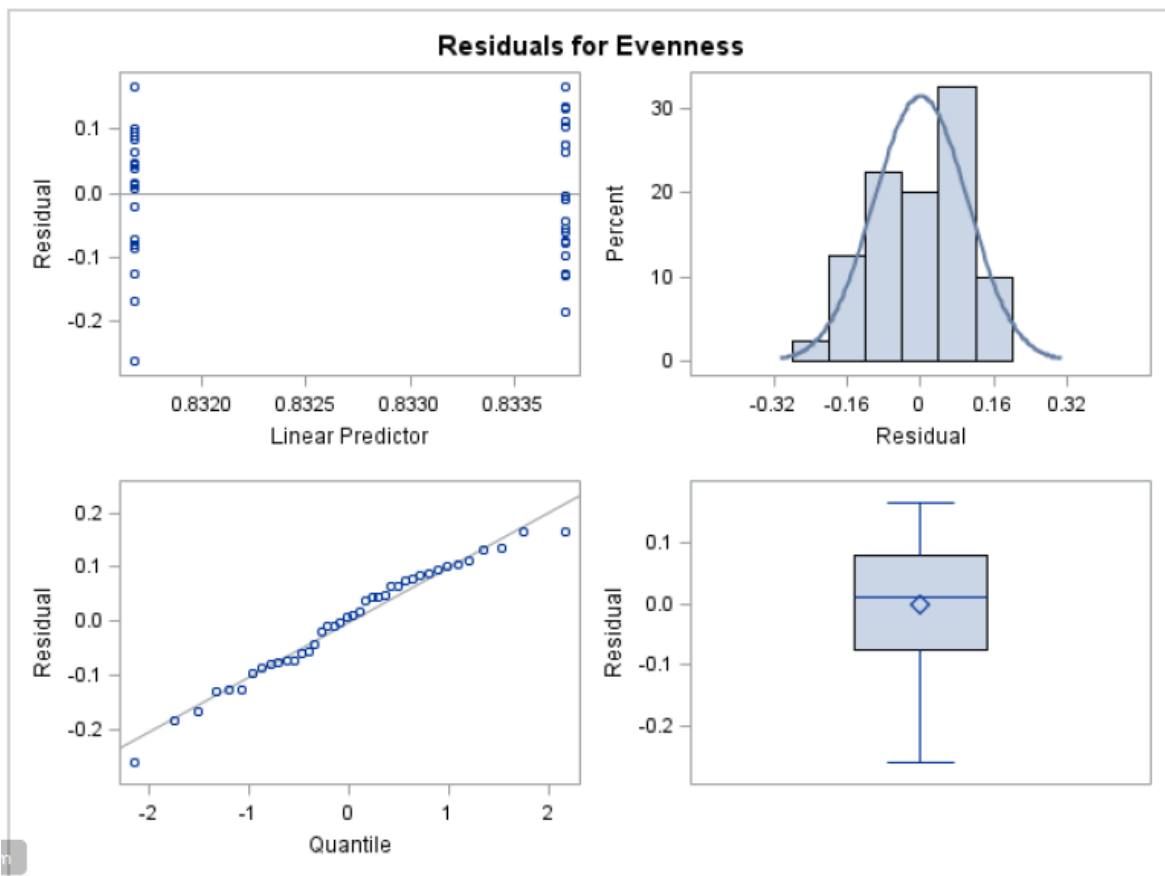
loc Least Squares Means					
loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	0.8337	0.02304	38	36.19	<.0001
TU	0.8317	0.02304	38	36.10	<.0001

Differences of loc Least Squares Means						
loc	_loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	TU	0.002071	0.03258	38	0.06	0.9496

T Grouping for loc Least Squares Means (Alpha=0.05)

LS-means with the same letter are not significantly different.

loc	Estimate	
PA	0.8337	A
		A
TU	0.8317	A



Evenness Index - Arvenses

The GLIMMIX Procedure

Fecha = 8 = Diciembre

Model Information	
Data Set	WORK.B
Response Variable	Evenness
Response Distribution	Gaussian
Link Function	Identity
Variance Function	Default
Variance Matrix	Diagonal
Estimation Technique	Restricted Maximum Likelihood
Degrees of Freedom Method	Residual

Class Level Information		
Class	Levels	Values
loc	2	PA TU
fecha	1	8

Number of Observations Read	40
Number of Observations Used	40

Dimensions	
Covariance Parameters	1
Columns in X	3
Columns in Z	0
Subjects (Blocks in V)	1
Max Obs per Subject	40

Optimization Information	
Optimization Technique	None
Parameters	3
Lower Boundaries	1
Upper Boundaries	0
Fixed Effects	Not Profiled

Fit Statistics	
-2 Res Log Likelihood	-60.54
AIC (smaller is better)	-54.54
AICC (smaller is better)	-53.84
BIC (smaller is better)	-49.63
CAIC (smaller is better)	-46.63
HQIC (smaller is better)	-52.79
Pearson Chi-Square	0.39
Pearson Chi-Square / DF	0.01

Type III Tests of Fixed Effects				
Effect	Num DF	Den DF	F Value	Pr > F
loc	1	38	2.09	0.1569

loc Least Squares Means					
loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	0.8341	0.02254	38	37.00	<.0001
TU	0.7880	0.02254	38	34.95	<.0001

Differences of loc Least Squares Means						
loc	_loc	Estimate	Standard Error	DF	t Value	Pr > t
PA	TU	0.04605	0.03188	38	1.44	0.1569

T Grouping for loc Least Squares Means (Alpha=0.05)

LS-means with the same letter are not significantly different.

loc	Estimate	
PA	0.8341	A
		A
TU	0.7880	A

