



LAICA

LIGA AGRÍCOLA INDUSTRIAL DE LA CAÑA DE AZÚCAR

**Departamento de Investigación y Extensión de la Caña de Azúcar
(DIECA)**

PROGRAMA DE FITOSANIDAD

Manejo de Plagas

INFORME DE RESULTADOS 2017

San José, Costa Rica

Mayo 2018

Presentación

Una de las manifestaciones más evidentes y sentidas por el sector productivo cañero-azucarero, de los profundos cambios acontecidos en los últimos tiempos con el factor clima, es el vinculado con el incremento de los problemas de índole fitosanitario generados e implicados, provocados por diferentes plagas y enfermedades que han afectado en diferentes momentos de manera significativa y preocupante las plantaciones comerciales de todo el país. Dicha afectación ha provocado cuantiosas pérdidas económicas a la agroindustria nacional.

La gravedad de la situación ha requerido virtud de su impacto y consecuencias productivas y económicas, contar con el acompañamiento e implementación de medidas estratégicas correctivas efectivas, ejecutadas por parte del **Departamento de Investigación y Extensión de la Caña de Azúcar (DIECA)**, en asocio con otros organismos sectoriales, como parte integral de su gestión institucional en materia tecnológica. Esta labor se ha orientado y desarrollado básicamente en procurar mitigar la presencia de algunas plagas que han deteriorado la productividad, incrementado los costos asociados y contribuido con el deterioro del medio ambiente.

A continuación se presentan de manera resumida, los principales resultados del **Programa de Manejo de Plagas** de DIECA, obtenidos durante su gestión en el **año 2017**, en los cuales se anotan los resultados de algunos de los estudios de investigación realizados en las seis regiones productoras de caña de azúcar del país. Los mismos han sido posibles gracias al trabajo perseverante, profesional y de calidad de los funcionarios a cargo y referentes regionales que han contribuido de manera determinante con la labor de campo. Extensiva también a los colaboradores de Ingenios, Cámaras de Productores y empresas cañeras privadas que aportaron apoyo técnico, logístico y económico para la ejecución de los proyectos de investigación y validación desarrollados. A todos ellos nuestro sincero reconocimiento y agradecimiento.

Ing. Agr. Marco A. Chaves Solera, MSc
Gerente DIECA

Personal técnico de DIECA

Las labores de investigación, extensión y transferencia de tecnología fueron ejecutadas por los siguientes funcionarios del Programa de Fitosanidad y los funcionarios destacados en las regiones cañeras del país.

Ing. Agr. Jose Daniel Salazar Blanco.	Programa de Fitosanidad (Coordinador Manejo de Plagas).
Tec. Agr. Rodrigo Oviedo Alfaro.	Programa de Fitosanidad.
Ing. Agr. Eduardo Cadet Piedra.	Programa de Fitosanidad.
Ing. Agr. Carlos E. Sáenz Acosta.	Programa de Fitosanidad.
Ing. Agr. Alvaro Angulo Marchena.	Región Guanacaste (Zona Este).
Ing. Agr. Alvaro Araya Vindas.	Región Norte.
Ing. Agr. Javier Bolaños Porras.	Región Valle Central.
Ing. Agr. Julio Cesar Barrantes Mora.	Región Sur.
Ing. Agr. Gilberto Calderón Araya.	Región Turrialba – Juan Viñas.
Ing. Agr. Manuel Rodríguez Rodríguez.	Región Guanacaste (Zona Oeste).

Es necesario agradecer la cooperación que brindan los técnicos de los ingenios y los productores, facilitando recursos para la ejecución de las investigaciones y la realización de actividades demostrativas y de transferencia tecnológica. El apoyo que brindan colaboradores en el campo es fundamental para la ejecución de los proyectos, por ello nuestro más sincero reconocimiento.



Contenido

Presentación.....	2
Personal técnico de DIECA	3
Resultados de los muestreos de plagas en los frentes de cosecha durante la zafra 2016-2017. ...	6
Manejo del barrenador común del tallo	17
Evaluación de hongos y nematodos entomopatógenos para el control de jobotos en laboratorio.	21
Control de jobotos con productos biológicos y botánicos en maceta en Cañas, Guanacaste.	24
Evaluación de capturas de adultos del barrenador coralillo con trampas con atrayentes, adhesivas y lumínicas en Cañas, Guanacaste.	29
Densidad poblacional de larvas del picudo de la caña de azúcar (<i>Metamasius hemipterus</i>) en Ingenio Quebrada Azul.....	34
Evaluación del uso de hongos entomopatógenos para el control del picudo de la caña de azúcar en trampas de bambú.	36
Captura de adultos del barrenador gigante en fincas del Ingenio Quebrada Azul.....	46
Densidad poblacional de larvas del barrenador gigante de la caña de azúcar en Ingenio Quebrada Azul.....	49
Presencia de cochinillas harinosas en esquejes de caña de azúcar.....	52
Evaluación de productos biológicos y químico para el control de cochinilla en los esquejes de siembra. La Argentina, Grecia.	56
Presencia de hormiga loca en plantaciones de caña de azúcar en el Valle Central.	59
Monitoreo y control mediante cebos de la hormiga loca en plantaciones cañeras del Valle Central.	63
Identificación taxonómica de arvenses asociadas al cultivo de caña de azúcar en las seis regiones cañeras de Costa Rica.....	66

Introducción

Es imposible pensar manejar una plantación de caña de azúcar sin que en su fase de desarrollo se presente algún evento con organismos plagas. Bien conocido es la influencia de factores como la región productora, el clima, el manejo de suelo y en general de la plantación: las variedades establecidas, el uso o abuso de productos químicos o de otra naturaleza sin conocer la biología y los hábitos de las plagas, manejo inadecuado de arvenses, desbalance nutricionales y otros factores bióticos y abióticos.

Ante ese panorama los productores y técnicos deben mantener una alerta permanente para identificar de manera oportuna la presencia de la plaga, la evolución de las poblaciones, el momento para la realización de monitoreos y la implementación de estrategias de prevención y control. Adicionalmente, se propone el uso de alternativas diversas para el manejo de la plaga que tengan posibilidades prácticas para incluirlas en un plan de manejo integrado.

Tampoco se debe desconocer la manera en que plagas como la rata cañera presentan periodos cíclicos con incrementos significativos de las poblaciones, o la irrupción de otros organismos bajo condiciones determinadas por el manejo de plantaciones como es el caso del gusano cogollero en los procesos de rotación arroz – caña de azúcar.

Las diversas posibilidades de uso de estrategias integradas de manejo que los responsables del Programa de Fitosanidad de LAICA han fomentado por muchos años, se convierte ahora en una posibilidad ineludible debido a los cambios que el proceso de comercialización mundial del azúcar exigen, demandando la disminución de la carga química utilizada en las plantaciones. A partir de ello, el uso de variedades tolerantes a plagas obtenidas mediante estrictos procesos de evaluación durante las fases de selección, los monitoreos oportunos, las acciones alternativas de control como el uso de diversos atrayentes para la captura de estadios adultos en trampas de diferente configuración, el uso de organismos biológicos como parasitoides y hongos entomopatógenos y de productos botánicos debidamente valorados y registrados ante los órganos de registro competentes para el combate de las plagas deben ser considerados con mayor interés por parte del sector cañero – azucarero costarricense.

Durante el año 2017 se realizaron labores de campo y laboratorio, la mayoría con fines de validación de productos o técnicas de manejo de plagas. Las plagas objetivo de esos proyectos fueron los barrenadores del tallo, barrenador común, barrenador gigante y barrenador coralillo, también coleópteros como el picudo de la caña de azúcar, los jobotos y abejones de mayo. Se realizó un amplio trabajo a nivel nacional en frentes de cosecha de los efectos de organismos que provocan daño en los tallos que ofrece resultados de alto interés para el sector. Con el apoyo de estudiantes universitarios que realizan pasantías o proyectos de graduación, se desarrollaron trabajos para estimación de pérdidas provocadas por el barrenador común y la rata cañera, la determinación del componente de arvenses benéficas que se encuentran en una agro-sistema cañero y el trampeo de picudos con trampas usando hongos entomopatógenos.

Resultados de los muestreos de plagas en los frentes de cosecha durante la zafra 2016-2017.

Resumen

Se presentan los resultados de los muestreos en frentes de cosecha durante la zafra 2016-2017 en las regiones cañeras del país, cubriendo un área de 6.095 ha. La investigación consistió de 6.044 observaciones que consideraron 37.245 tallos y 852.838 entrenudos. Se determinó la infestación de tallos, y la intensidad de infestación de plagas que afectan el tallo como el barrenador común, el barrenador gigante, el picudo de la caña y la rata, así como la presencia de escamas en el tallo. Los resultados se analizaron por región, localidad, productor (ingenio o independiente), variedad y método de cosecha. Se obtuvo un valor promedio de intensidad de infestación de 1,94% para el barrenador común, 0,36% para el barrenador gigante, 0,33% para el picudo y 3,88% para la rata cañera. La plaga más persistente fue el barrenador común del tallo y la Región Sur la más afectada.

Antecedentes

Un método confiable para conocer el efecto de diferentes plagas en los tallos molederos de caña de azúcar que serán procesados es realizar muestreos al momento de la cosecha. Este monitoreo denominado muestreos en frentes de corta se realizaba inicialmente con el objeto único de determinar el daño ocasionado por el barrenador común, pero se ha venido recomendando también como una técnica de valoración de los daños y presencia de otras plagas que afectan el tallo. Además, el último trabajo a nivel nacional se realizó para la zafra 1996-1997, por tanto, desde entonces, no se tiene información de un mismo año que permita comparar la situación nacional, entre regiones, variedades y organismos presentes. Se pretende entonces tener información en un mismo periodo de zafra en las regiones cañeras que sirva para la toma de decisiones a corto y mediano plazo en lo referente al manejo de las plagas que pueden estar provocando mayores daños agroindustriales y económicos en las plantaciones de caña de azúcar.

Objetivos

- Valorar el grado de daño en tallos molederos ocasionado por diferentes plagas del cultivo de caña de azúcar.
- Determinar los niveles de daño en las regiones cañeras del país, en las variedades cultivadas y las unidades productivas.

Metodología

Se procedió a tomar muestras de tallos en frentes de cosecha en fincas de ingenios y productores de las regiones de Guanacaste, Pacífico Central, Región Norte, Región Sur, Valle Central y la región de Turrialba. Las observaciones (644) correspondieron a 10 tallos por hectárea colectados de la ruma o antes del paso de la cosechadora, determinando los tallos afectados, los entrenudos que los componen y la cantidad afectados por barrenadores (daño interno) o roedores (daño externo), así como la presencia de otras plagas. Se registró el daño ocasionado por el barrenador común (*Diatraea* spp.), el barrenador gigante (*Telchin atymnius*), el picudo de la caña de azúcar (*Metamasius hemipterus*), la rata cañera (*Sigmodon hirsutus*) y la escama café del tallo (*Aclerda*

sacchari). En total se revisaron 37.245 tallos compuestos por 852.838 entrenudos. El área estimada de cobertura de los muestreos fue de 6.095 ha distribuidas en las regiones citadas, valor cercano al 9,6% de área total de caña sembrada en el país. La mayor parte de la información fue documentada por funcionarios de los ingenios del país, la de productores por técnicos de Cooperativas y DIECA.

Resultados

Intensidad de Infestación de diferentes plagas de tallo de la caña de azúcar en diferentes regiones productoras de Costa Rica.

La intensidad de infestación a nivel nacional muestra valores por debajo de los niveles críticos establecidos para cada una de las plagas citadas, aun así es importante recalcar que el ataque y dinámica poblacional de las plagas se comportan de manera diferente y estacional según la región geográfica donde se ubican. Además, la cantidad de muestreos fue muy heterogénea entre las diferentes regiones cañeras, donde se muestreo un total de 1.495,65 ha para Guanacaste este, 1.293,16 ha para Guanacaste oeste, 570,55 ha para el Pacífico Central, 1.458,45 ha para la Región Norte, 243,50 ha para Turrialba, 238,26 ha para el Valle Central y 30 ha para la Región Sur. Cabe destacar que en fincas de la zona de Juan Viñas, ni las de influencia del ingenio el Viejo suministraron datos de frente de corta. Los daños ocasionados por el barrenador común del tallo y la rata cañera con daño en las yemas son las que mayor influencia tuvieron en el cultivo en la zafra 2016-2017.

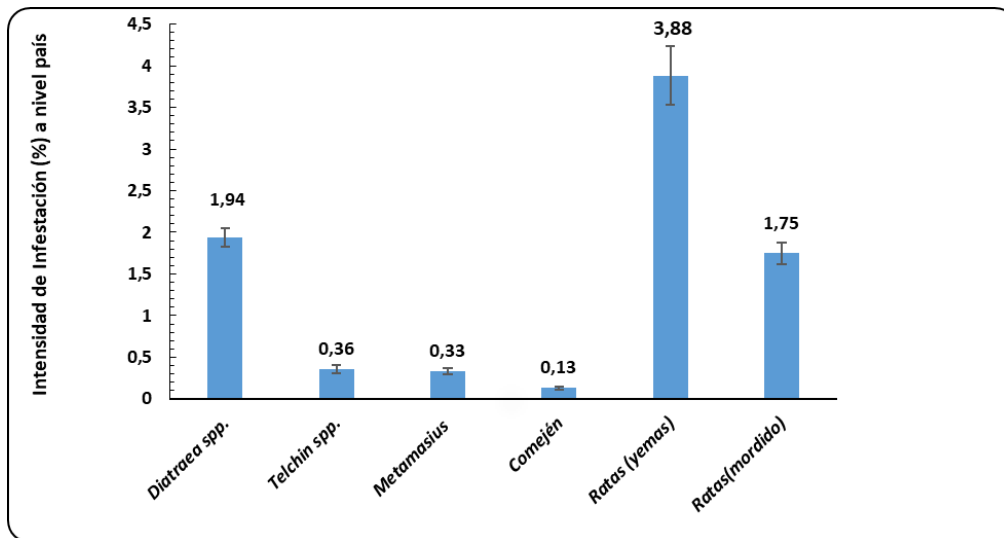


Figura 1. Intensidad de infestación de plagas a nivel nacional. Zafra 2016-2017.

La Región Norte presentó la particularidad que los barrenadores del tallo fueron las plagas de mayor importancia en la región. El barrenador común del tallo mostro un 2,8 % I.I. valor cercano al nivel crítico establecido en el país (3,0 % I.I.). En el caso del barrenador mayor se tuvo un valor de 0,36% I.I. muy inferior al que se obtuvo la zafra anterior de 2,25 % I.I. Los daños por picudo, comején y ratas se presentaron pero a niveles bajos.

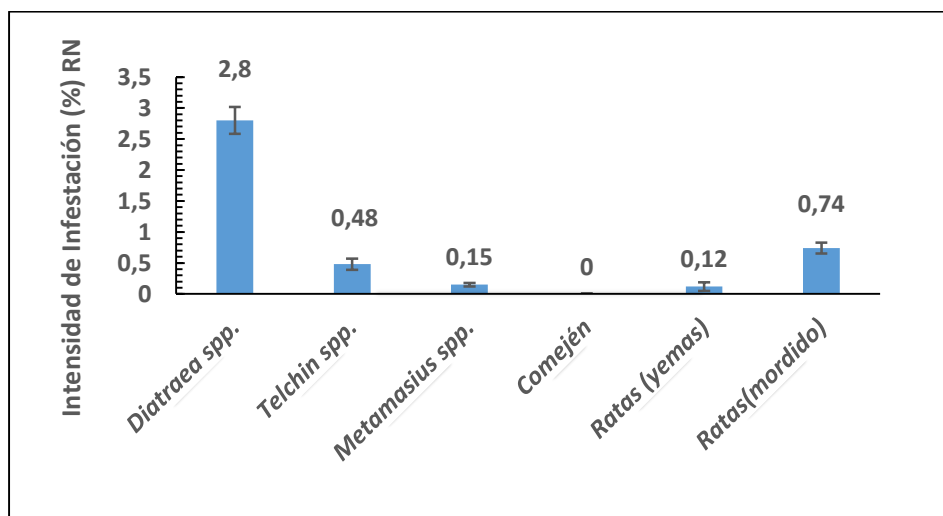


Figura 2. Intensidad de infestación de plagas en la Región Norte. Zafra 2016-2017.

La Región Sur, a pesar de ser la de menor número de hectáreas muestreadas, los datos obtenidos representa a un gran número de productores, ya que la mayoría de ellos maneja áreas de poca extensión. Destacó el alto porcentaje de intensidad de infestación alcanzado por el barrenador común con un 9,44% I.I., seguido por las plagas de picudo y comején con un 3,47 y 2,92 % de I.I., respectivamente, lo que volvió a resaltar la influencia que tiene el complejo BPC estudiado en la zafra 2015-2016 (Cadet et al., 2015).

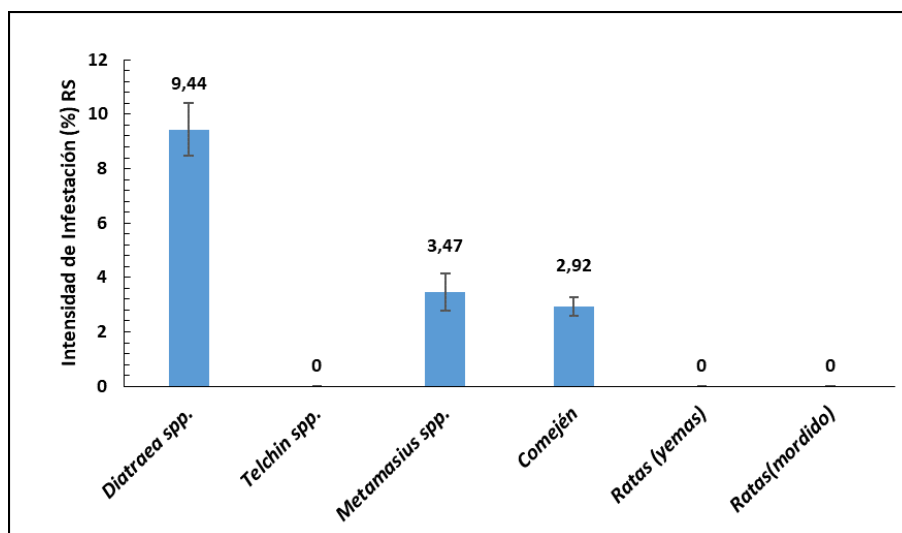


Figura 3. Intensidad de infestación de plagas en la Región Sur. Zafra 2016-2017.

La zona de influencia del Ingenio el Palmar presentó una alta infestación por parte de las ratas con mayor proporción en las yemas con un 15,9 % I.I. con respecto a los tallos con un 6,5 % I.I. Aspectos que favorecen la presencia de roedores es la abundancia de fuentes de agua y de alimento (malezas) lo que provoca que las ratas mantengan presencia a pesar de las acciones de control como la aplicación de cebos que se realizan en las fincas. Cabe destacar que a pesar de

que los ataques por el barrenador común se mantienen en niveles bajos, si hay presencia de daños en los tallos muestreados.

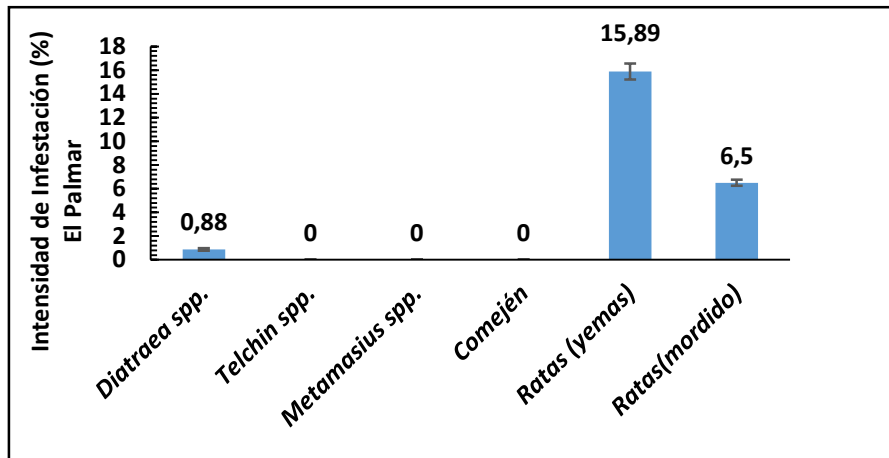


Figura 4. Intensidad de infestación de plagas en la región del Pacífico Central. Zafra 2016-2017.

La región de Guanacaste Oeste presentó alta intensidad de infestación por parte del ataque de ratas con un 12,28% en yemas y 0,86% en los entrenudos. Se observa en un nivel bajo el daño por el barrenador común y el comején.

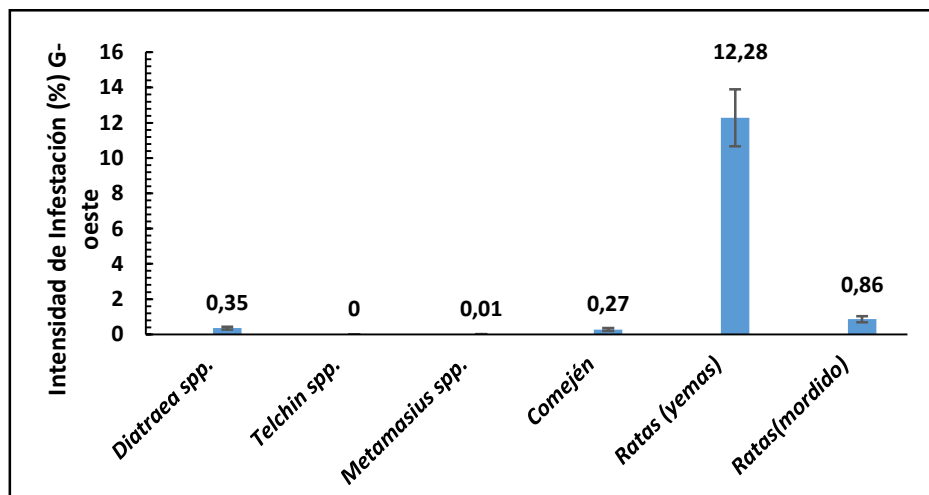


Figura 5. Intensidad de infestación de plagas en la Región de Guanacaste-Oeste. Zafra 2016-2017.

La región de Guanacaste Este, zona de influencia del ingenio Taboga, presentó mayor presencia de los diferentes organismos evaluados respecto a Guanacaste Oeste. El porcentaje de intensidad de infestación de 0,55 % del barrenador común se encuentra por debajo del nivel crítico de 3%, pero es necesario considerar continuar realizando labores de monitoreo de la plaga y liberaciones

del parasitoide *Cotesia flavipes* cuando se justifique para prevenir incrementos en poblaciones de la plaga.

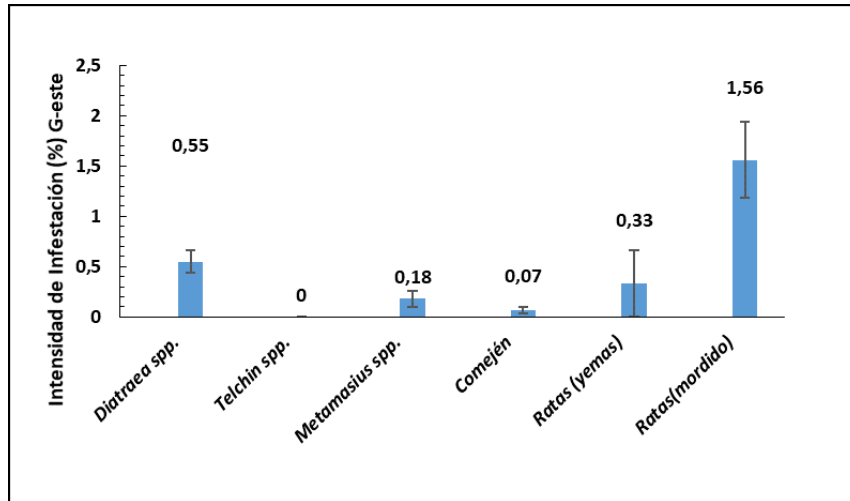


Figura 6. Intensidad de infestación de plagas en la Región de Guanacaste-Este. Zafra 2016-2017.

En el Valle Central se enfocaron los muestreos en la zona de Grecia y sus alrededores (influencia de Coopevictoria); se encontró un nivel de 4,24 % de I.I. para el barrenador común, valor que sobrepasó el nivel crítico de 3%. Esta condición puede influir también en una mayor manifestación de daños ocasionados por el picudo de la caña respecto a otras regiones. Es importante señalar la presencia del barrenador gigante del tallo (*Telchin* spp.) que se encuentra distribuido entre las localidades de Tacares, La Argentina, el Cacao, El Rosario y Atenas en donde su presencia es significativa. Las demás plagas que se muestran en el gráfico presentaron niveles bajos de presencia.

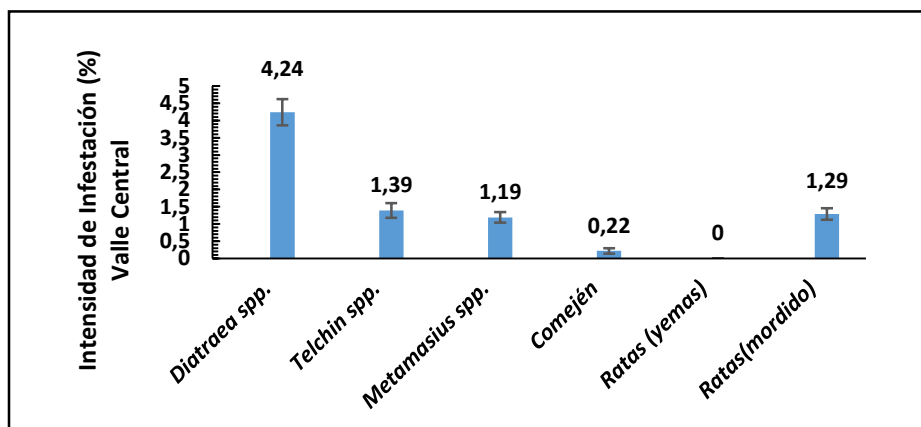


Figura 7. Intensidad de infestación de plagas en la Región del Valle Central. Zafra 2016-2017.

La región de Turrialba presentó solo daño por barrenador común con un 1,0 % de I.I. en una finca muestreada, pero se considera que los ataques por el barrenador común vienen en aumento en

los últimos años y se relaciona con presencia del picudo, por tanto ambas plagas pueden llegar a convertirse en un problema fitosanitario relevante.

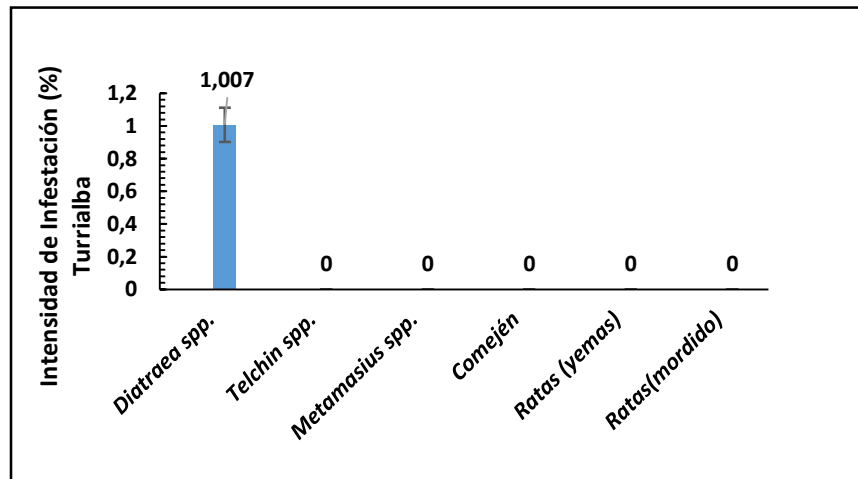


Figura 8. Intensidad de infestación de plagas en la Región de Turrialba. Zafra 2016-2017.

Intensidad de Infestación de diferentes plagas de tallo a nivel nacional y su representatividad por variedades comerciales de caña de azúcar.

La intensidad de infestación a nivel nacional por los daños ocasionados por el barrenador común del tallo muestra niveles muy por encima del 3 % en algunas variedades. Destacan las variedades de sigla LAICA con los más altos porcentajes de I.I. La SP 81-2068 y la LAICA 07-20 obtuvieron los rangos más altos con 10,95 % y 11,34 % de I.I., respectivamente. Es destacable que muchas de las variedades LAICA se encuentran en la región sur, zona en la que se ha brindado apoyo importante mediante la liberación de parasitoides para el control oportuno del barrenador común, además de permanentes actividades de capacitación. Se observa como las variedades RB presentaron niveles de I.I. cercanos al 3%. La B 77-95 obtuvo un porcentaje de 3,27 %.

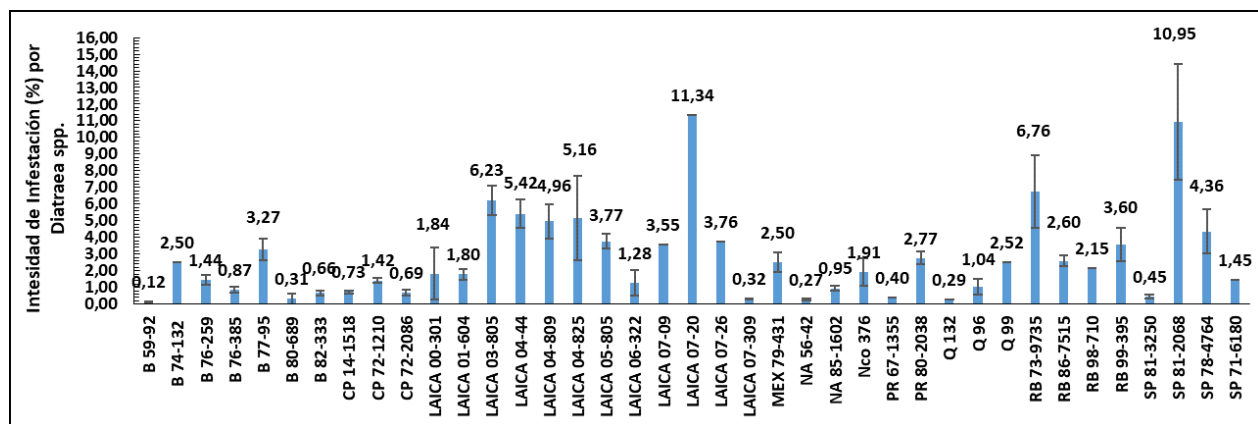


Figura 9. Intensidad de infestación de daños ocasionados por el barrenador común del tallo (*Diatraea spp.*) a nivel nacional y varietal. Zafra 2016-2017.

Los daños por el barrenador gigante del tallo mostro datos de intensidad de infestación en las variedades sembradas en la zona del Valle Central y Región Norte. Sobresalen algunas variedades de sigla LAICA como las de mayor I.I. Los daños por esta plaga son muy específicos de la localidad donde se encuentre la infestación, por ende es importante destacar los focos de infestación para adoptar las medidas necesarias.

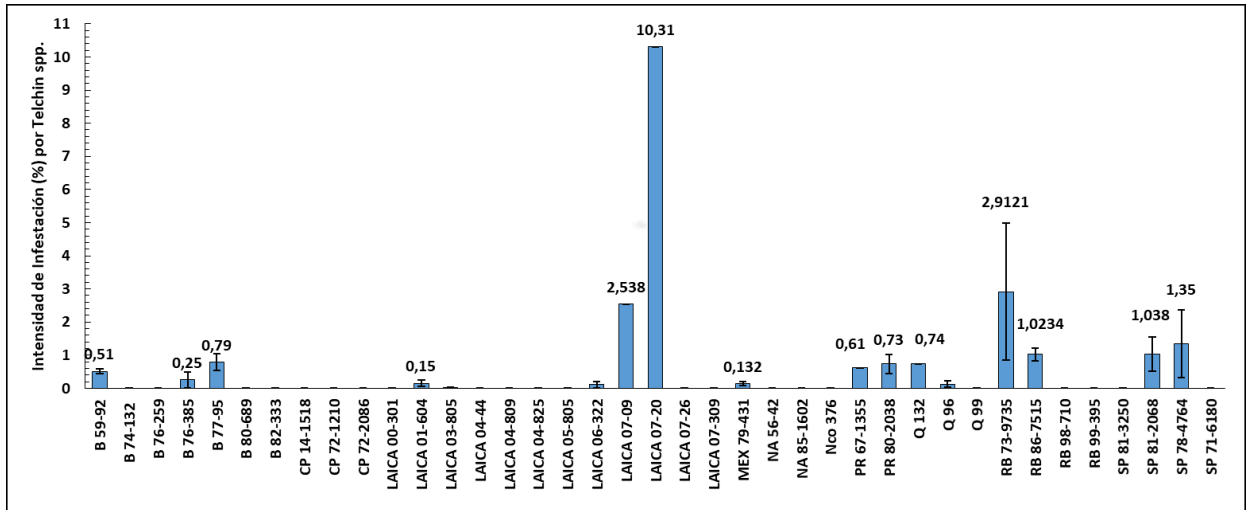


Figura 10. Intensidad de infestación de daños ocasionados por el barrenador gigante del tallo a nivel nacional y varietal. Zafra 2016-2017.

Los ataques provocados por el picudo de la caña de azúcar en la mayoría de los casos van de seguido o como actor secundario de los daños provocados por el barrenador común, con lo cual se explica la misma tendencia que en la figura 9, se observa como las variedades de sigla LAICA vuelven aparecer como las de mayor I.I. El daño provocado por el picudo abarca menos cantidad de entrenudos dañados pero el mismo puede ser de mayor impacto que el del barrenador común. La variedad SP 81-2068 es la de mayor afectación en estos casos.

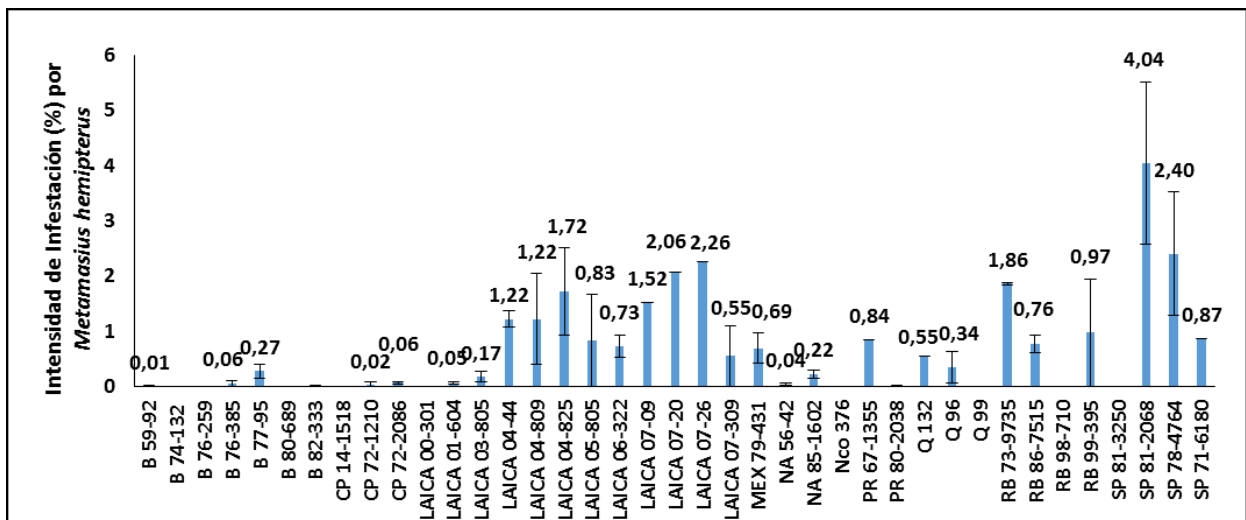


Figura 11. Intensidad de infestación de daños ocasionados por el picudo de la caña a nivel nacional y varietal. Zafra 2016-2017.

El comején es una plaga oportunista y sus ataques se desarrollan por presencia en el cañal de residuos de celulosa provenientes de restos de cosecha o arboles cercanos, es importante ya que este insecto, al igual que el picudo, se aprovecha de daños manuales o por otras plagas. Las variedades de sigla LAICA son las que sobresalen con la mayor I.I. y son las sembradas en la región Sur con la influencia del complejo BPC. La otra variedad con mayor presencia de daños se ubica en la región de Guanacaste oeste (Nco 376).

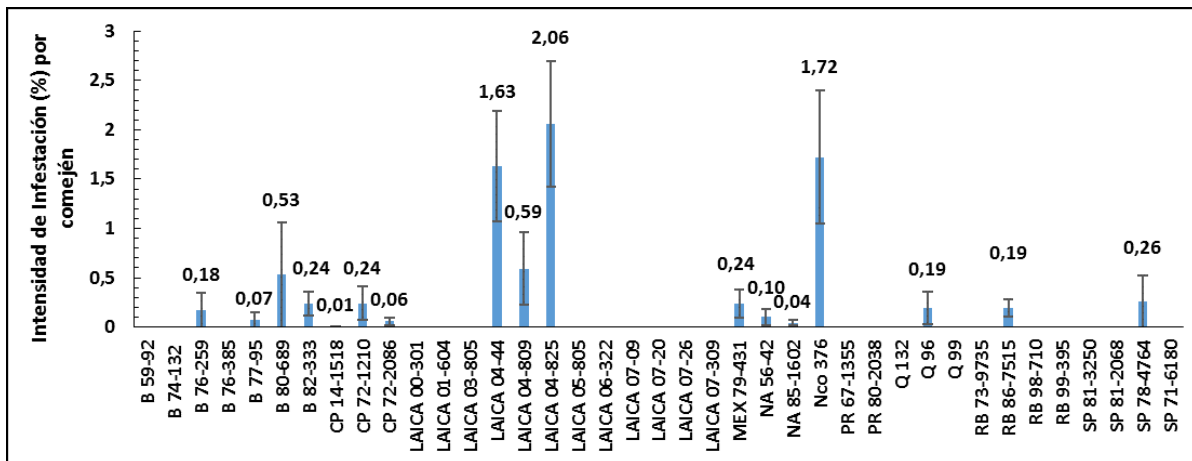


Figura 12. Intensidad de infestación de daños ocasionados por comején a nivel nacional y varietal. Zafra 2016-2017.

Los daños por ratas en los cañales se presentan principalmente en la zona de influencia del ingenio El Palmar y la región de Guanacaste - Oeste. Sobresalen las variedades CP 14-1518 (registrada con esa nomenclatura en El Palmar), CP 72-1210, CP 72-2086 y CP 80-1743 con el mayor porcentaje de I.I. tanto en yemas como en entrenudos. En general, para este periodo hay mayor daño en las yemas que en los entrenudos. Esta condición involucra una importante cantidad de variedades y la importancia que representa ya que predispone a cañales que son destinados para semilleros como semilla de mala calidad.

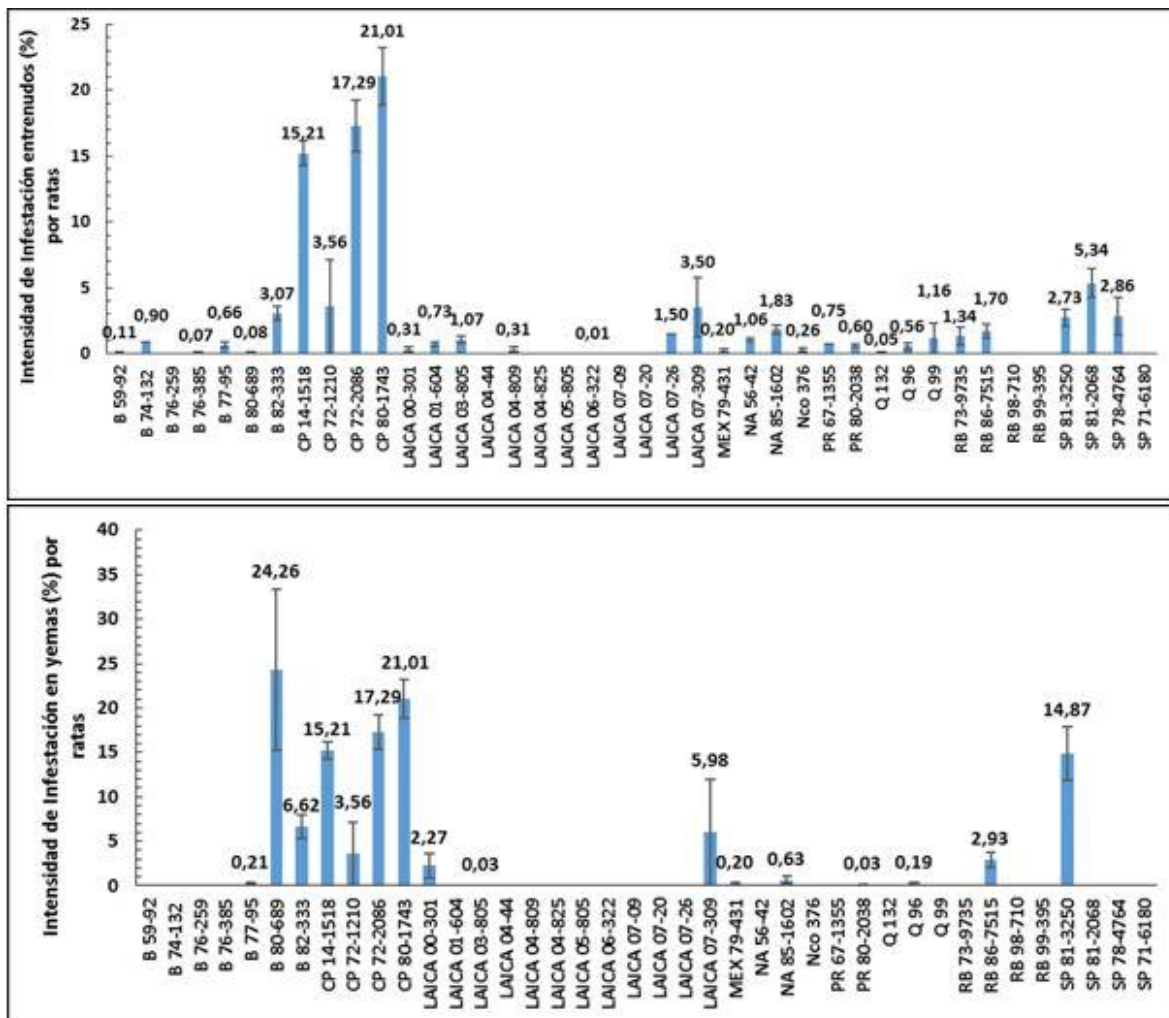


Figura 13 Intensidad de infestación de daños ocasionados por roedores (*Sigmodon hirsutus*) en yemas y entrenudos a nivel nacional y varietal. Zafra 2016-2017.

La escama *Aclerda sacchari* mostró alta infestación de tallos en todas las regiones a excepción de la zona de Turrialba en la cual no se encontraron individuos y esto muy relacionado a las variedades de la zona que en general presentan un buen despaje. Las regiones de Guanacaste Oeste y el Valle Central obtuvieron las mayores infestaciones con un 63,09% y 48,84% respectivamente, las zonas de Guanacaste Este y Puntarenas tuvieron 30,15% y 33,99% de infestación de tallos. Las regiones Sur y Norte mostraron una menor infestación con 7,67% y 16,76% cada una. En esta plaga se contabilizó la presencia en los tallos molederos (infestación) y no así la intensidad de infestación como en los otros casos.

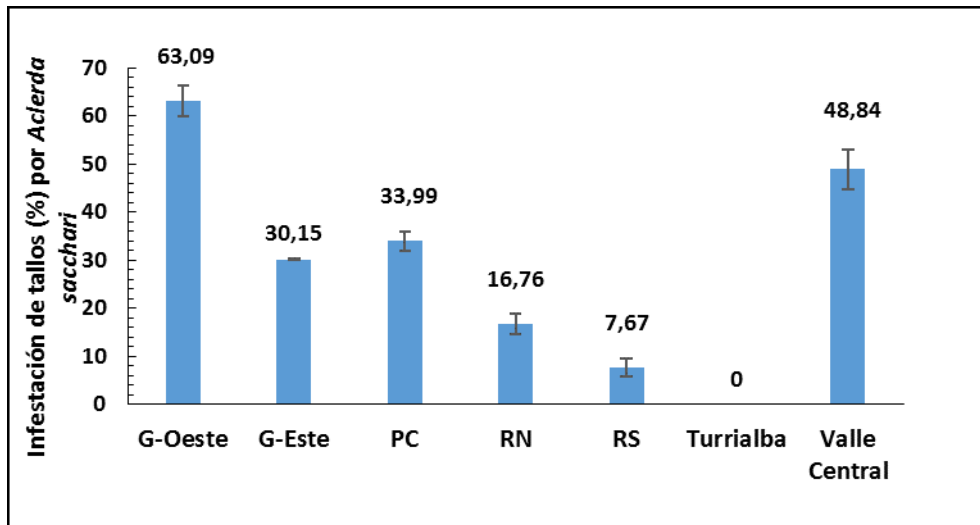


Figura 14. Infestación de tallos ocasionado por la escama café a nivel nacional y varietal. Zafra 2016-2017.

La información obtenida permite conocer la situación que ocurre con las plagas en las fincas de ingenios y de productores independientes. Como se observa en la figura 15 en la de los casos la intensidad de infestación es más alta en terrenos de ingenios, lo que puede deberse a un mayor número de datos generados por los equipos de trabajo durante la zafra, o porque el cultivo de caña de azúcar cubre más área por lo que es extensivo (monocultivo), mientras en fincas de menores dimensiones con áreas cercanas cultivadas con otras actividades agrícolas o ambientes urbanos, es posible las plagas se comporten de manera diferentes por las condiciones que se tienen. Es importante observar que uno de los mayores problemas a nivel nacional es el ataque por roedores en especial en las zonas del Pacífico Central y Guanacaste Oeste.

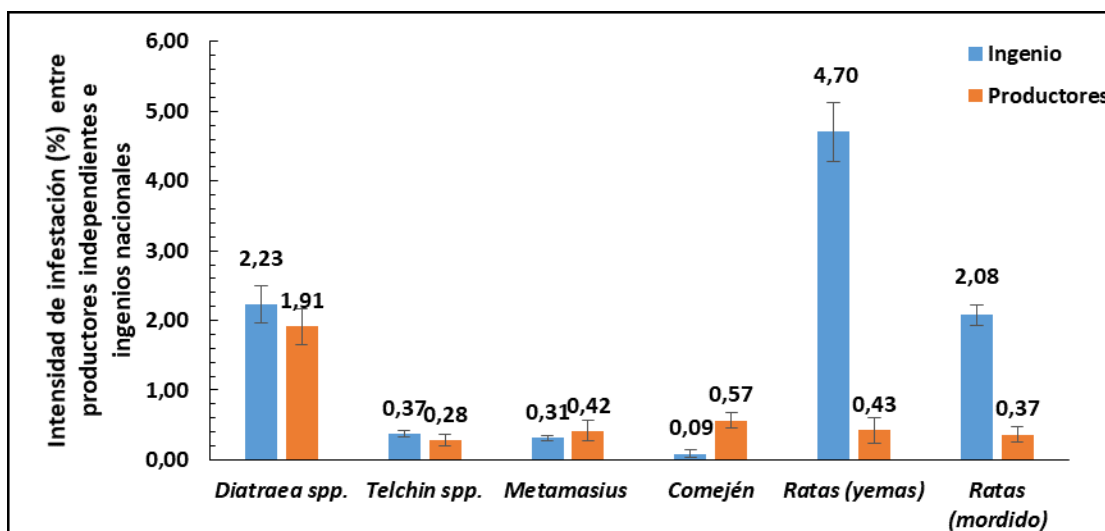


Figura 15. Intensidad de infestación de daños ocasionados por las plagas valoradas en fincas de productores e ingenios. Zafra 2016-2017.

Conclusiones

- La toma de datos en los muestreos de tallos molederos durante la cosecha son un reflejo de la situación que predomina en las plantaciones de caña de azúcar y el impacto que tienen por variedad, por finca e inclusive por localidad.
- Los resultados obtenidos en este tipo de muestreos permiten identificar y clasificar la tolerancia y susceptibilidad de las variedades, estimar las pérdidas agroindustriales y evaluar los costos de monitoreo y control.
- Este tipo de muestreo y análisis posterior permite priorizar acciones de monitoreo temprano, manejo y control durante el ciclo del cultivo

Recomendaciones

Utilizar el muestreo durante la cosecha de manera sistemática en los periodos de zafra, especialmente en aquellas regiones en donde se tiene mayor presencia del barrenador como el Valle Central, Región Sur, Región Norte y Guanacaste Este.

Agradecimiento

Se agradece a los técnicos de los ingenios, cámaras y cooperativas, de fincas particulares y técnicos regionalizados de LAICA por el apoyo brindado para la realización de los muestreos en frentes de cosecha.

Manejo del barrenador común del tallo

Antecedente

Conocer sobre algunos aspectos relacionados con la biología y el control del barrenador común del tallo debe ser de interés para los técnicos y productores. Pero no siempre se cuenta con los recursos suficientes para elaborar, con información obtenida en el campo, una base de información que permita conocer cuál es la realidad de esta plaga u otras en las condiciones en que se siembra caña de azúcar en el país. A pesar de ello, se presentan datos que pueden dar una idea de lo que ocurre con el barrenador en los cañales. Se presenta información que hace referencia a densidades poblacionales del barrenador común, distribución y abundancia de especies de *Diatraea* y otros barrenadores del tallo y los resultados de control por medio de *Cotesia flavipes* y otros enemigos naturales que aparecen en nuestras condiciones.

Objetivo

- Presentar información que se obtiene durante los procesos de monitoreo y colecta de material biológico en plantaciones de caña de azúcar.

Resultados

Durante el periodo de brote y macollamiento del cultivo de caña de azúcar se evidencia los daños que ocasionan diferentes barrenadores del tallo (barrenador común, gigante, coralillo, mexicano del arroz y otros), así como daños causados por roedores y en ocasiones daños físicos por las labores agrícolas. El método de monitoreo del barrenador común del tallo comprende la revisión en cinco estaciones de cuatro metros lineales de surco por hectárea identificando los tallos dañados (corazón muerto) y posteriormente revisando dentro del tallo para verificar la presencia de formas biológicas (larvas, crisálidas, parasitoides). A partir de ello podemos realizar varias observaciones sobre la plaga. El primer objetivo es la determinación de la densidad de poblaciones del barrenador para estimar las necesidades de hacer control mediante la liberación del parasitoide y la dosis necesaria. También se pueden identificar las especies de barrenadores presentes y por último los niveles de parasitismo por benéficos (taquínidos, avispas y otros) que están haciendo control de larvas de la plaga.

Como resultado de 133 muestreos en campo, se determinó la presencia de larvas del barrenador común del tallo y los niveles poblacionales (Cuadro 1). Sorprendió, si bien ya se han venido dando algunas evidencias, las poblaciones encontradas en una finca de productor en Cañas, Guanacaste, lo que deja en evidencia el potencial que tiene esta plaga para invadir plantaciones cañeras y por tanto generar serios problemas a la agroindustria azucarera. Se obtuvo un promedio de 17.402 larvas/ha y el valor máximo llegó a 40.262 larvas/ha, posiblemente los registros más altos que tengamos en el país. Los muestreos en Ingenio Taboga estuvieron en un rango desde 0 hasta 4.444 larvas/ha para un promedio de 1.873 larvas que puede ser uno de los índices más altos en esa finca en los últimos años. De manera contrastante en muestreos en fincas del Ingenio Quebrada Azul los resultados de 89 muestras determinaron un promedio de 138 larvas/ha (rango 0 a 528 larvas). En fincas de productores de la Región Sur los resultados fueron como promedio 1.523 larvas/ha en un rango entre 1.000 y 2.600 larvas/ha.

Cuadro 1. Densidad de población de larvas de *Diatraea* spp. en tres regiones cañeras de Costa Rica. 2017.

Región	Fincas	N°	Larvas/ha	
			Promedio	Rango
Guanacaste	Productores Cañas	4	17.402	1.083 - 40.262
	Ingenio Taboga	20	1.837	0 - 4.444
Norte	Ingenio Quebrada Azul	89	138	0 - 528
Sur	Productores Pérez Zeledón	20	1.532	1.000 - 2.600

Respecto a las especies de barrenadores que se lograron identificar en tres localidades del país, se observa en el cuadro 2 lo relevante que es *D. guatemalaella* en Grecia y Cañas, mientras *D. tabernella* es la única que se reporta en Juan Viñas, información que confirma los registros de años anteriores. Pero es muy importante indicar la presencia de una proporción mayor de *D. saccharalis* en Cañas, lo que resulta sorprendente porque desde hace muchos años no se presentaban reportes de dicha especie en esas proporciones respecto a las otras dos. Se sigue teniendo presencia de otros barrenadores pero con niveles muy bajos, *Blastobasis graminea* y *Eoreuma loftini* solo se reportaron en Grecia (2,33% y 0,97%, respectivamente).

Cuadro 2. Composición por especie de barrenadores (%) en tallos de caña de azúcar en tres localidades de Costa Rica. 2017.

Lugar	Especies de barrenadores				
	<i>D. guatemalaella</i>	<i>D. tabernella</i>	<i>D. saccharalis</i>	<i>B. graminea</i>	<i>Eoreuma loftinii</i>
Cañas	35,00	0,00	65,00	0,00	0,00
Juan Viñas	0,00	100,00	0,00	0,00	0,00
Grecia	94,16	1,17	1,37	2,33	0,97
Promedio	43,05	33,72	22,12	0,78	0,32

Los resultados del parasitismo de larvas del barrenador común se obtienen tanto de larvas colectadas en el campo durante los muestreos para determinar densidad poblacional, como muestreos que se realizan después de la liberación del parasitoide *Cotesia flavipes*. En los resultados se evidencia los efectos del parasitoide liberado, como la presencia de otros agentes de control como la mosca taquínida *Billaea claripalpis* y otras avispas o nematodos parásitos que se han reportado en años anteriores.

En el cuadro 3 se presenta el resultado en fincas de productores e ingenios donde se monitoreó la plaga después de las liberaciones y se obtuvo el registro de parasitoides atacando larvas del barrenador. Los índices de parasitismo de *C. flavipes* están en un rango de 3,8 % hasta 44,4%; como se observa el mayor parasitismo ocurre en regiones en donde no hay presencia significativa de otros enemigos naturales de la larva del barrenador. El menor nivel de parasitismo ocurre en donde se manifiesta una alta presencia de la mosca *B. claripalpis* como en las zonas de Pérez Zeledón y Grecia; es probable que si se tuvieran muestreos de la Región Norte el escenario sería

similar. El promedio total de parasitismo de larvas del barrenador común del tallo es cercano al 41%, índice que podría ser superior si se dieran condiciones de manejo racional de recursos en las plantaciones, establecimiento de áreas con planta biofuncionales que provean alimento y protección a los enemigos naturales, monitoreos más intensivos y oportunos de la plaga para realizar liberaciones en el momento ideal y mejor seguimiento de las áreas liberadas por medio de colectas de formas biológicas. Para ello se requiere compromiso de los productores que utilizan el recurso y de los técnicos en fincas grandes para desarrollar una mejor labor de manejo de esta plaga.

Cuadro 3. Porcentaje de parasitismo en larvas del barrenador común del tallo. 2017.

Finca	Porcentaje de parasitismo		
	<i>C. flavipes</i>	<i>B. claripalpis</i>	Otros
Productor de Pérez Zeledón	3,84	53,84	0,00
Productor de Cañas	20,50	0,00	0,63
Ingenio Taboga	44,40	0,00	0,00
Ingenio Juan Viñas	37,22	0,00	0,00
Ingenio Coopevictoria	6,32	32,30	3,24
Promedio	22,46	17,23	0,77

En el cuadro 4 se presenta el registro histórico de parasitismo de larvas del barrenador común por los parasitoides anotados anteriormente. Los resultados son dependientes de la cantidad de muestras colectadas en cada región, como se indicó anteriormente en algunas regiones los niveles de *C. flavipes* son mayores a aquellas en donde abundan las moscas parasitoides. Se tiene un promedio histórico de 30,1% por *C. flavipes*, un 9,3% por *Billaea claripalpis* y otros (especialmente *Agathis* sp.) con 1,4%.

Conclusiones

No hay duda que entre los barrenadores del tallo, el barrenador común sigue siendo el más importante por su distribución nacional y por las diversas especies que están presentes en las regiones cañeras. Se evidencia en este informe, primero con los resultados de los muestreos en frentes de cosecha durante la zafra 2016-2017 y posteriormente con los datos mostrados en este apartado.

Es necesario que productores y técnicos en las fincas tengan conciencia que el manejo de esta plaga debe ser intensivo y puntual. Los niveles de poblaciones registrados en los últimos años son un indicador del potencial invasivo, de adaptación y por tanto de provocar daños que tiene esta plaga. Se tienen la percepción que “no pasa nada”. El compromiso de LAICA es proveer parasitoides para su manejo, las demás actividades son responsabilidad de los responsables de las fincas.

Cuadro 4 Parasitismo (%) de larvas del barrenador común por *Cotesia flavipes*, moscas taquínidos y otros parasitoides en Costa Rica. Valores promedio. Periodo 1985-2017.

AÑO	Porcentaje de parasitismo			
	<i>C. flavipes</i>	Taquínidos	Otros	TOTAL
1985	7,8	2,7	3,3	13,8
1986	18,2	5,1	1,0	24,3
1987	21,1	4,4	0,3	25,8
1988	23,7	4,3	0,2	28,2
1989	32,2	5,9	1,8	39,9
1990	35,9	6,0	0,5	42,4
1991	37,3	3,6	0,1	41,0
1992	39,9	1,5	-	41,4
1993	34,2	2,1	-	36,3
1994	39,6	2,9	-	42,5
1995	39,1	-	-	39,1
1996	50,8	15,8	-	66,6
1997	37,7	14,7	7,4	59,8
1998	32,1	3,5	0,7	36,3
1999	31,9	14,0	2,5	48,4
2000	35,0	13,6	2,9	51,5
2001	33,1	10,1	1,0	44,2
2002	34,4	16,8	1,7	52,9
2003	24,6	16,8	0,5	41,9
2004	24,4	7,7	0,6	32,7
2005	37,6	8,1	0,7	46,4
2006	26,6	13,1	0,3	40,0
2007	-	-	-	-
2008	9,6	14,3	0,2	24,1
2009	-	-	-	-
2010	-	-	-	-
2011	-	-	-	-
2012	-	-	-	-
2013	17,6	23,6	2,6	43,8
2014	-	-	-	-
2015	41,5	0,5	-	42,0
2016	25,6	12,2	0,0	37,8
2017	22,5	17,2	0,8	40,5
PROMEDIO	30,1	9,3	1,4	40,1

- No valorado

Evaluación de hongos y nematodos entomopatógenos para el control de jobotos en laboratorio.

Resumen

Se procedió a evaluar la interacción al mezclar agentes biológicos aplicados en laboratorio sobre larvas de *Phyllophaga elenans*. Se combinó el nematodo entomopatógeno *Heterorhabditis* sp. con los hongos entomopatógenos *Metarhizium anisopliae* y *Beauveria bassiana* y la mezcla de estos dos. Además, se utilizó cuatro variantes en la forma de acondicionar los jobotos, con suelo, con suelo y alimento, solo con alimento y sin suelo ni alimento. Se presentó mortalidad de los jobotos por efecto del medio donde se acondicionaron y no por los productos aplicados.

Objetivos

- Evaluar el efecto del NEP *Heterorhabditis* sp. y la combinación con los hongos entomopatógenos *Metarhizium anisopliae* y *Beauveria bassiana* en larvas de *P. elenans*.
- Determinar el sustrato más adecuado para acondicionar jobotos con el fin de evaluar la aplicación de productos para su control.

Metodología

Se colectaron 100 jobotos en estadio L2 (*Phyllophaga elenans*) en lotes de caña de azúcar en el Ingenio Taboga, fueron trasladados de manera individual con suelo a la Estación Experimental de DIECA, se desinfectaron durante 30 segundos en una solución de hipoclorito de cloro 1%, se acondicionaron en placas Petri y fueron aplicados con una suspensión de los productos. Los tratamientos consistieron en la mezcla de los hongos entomopatógenos con juveniles infectivos (ji) del NEP. Además, los jobotos fueron acondicionados en cuatro condiciones diferentes: a) suelo y una fuente de alimento (zanahoria), b) solo con suelo, c) solo con la fuente de alimento y d) sin suelo ni alimento, esto con el objeto de observar si se mantenían en mejores condiciones, se presentaba menos contaminación o se manifestaba mejor el efecto de los tratamientos. Las dosis de los productos biológicos en suspensión en 100 ml de agua destilada fue la siguiente:

Productos	dosis	agua destilada
NEP	100.000 ij	
NEP + Ma	100.000 ij + 2g	
NEP + Bb	100.000 ij + 2g	100 ml
NEP + Ma + Bb	100.000 ij + 1g + 1g	
Control		

Para realizar el experimento se roció la suspensión de los productos a la cual se le puso el coadyuvante WK (0,5 cc/l) sobre los jobotos con bomba de mano. Las placas fueron colocadas durante 26 días en una mesa en el laboratorio a temperatura ambiente y se hicieron 5 evaluaciones donde se contabilizaban las larvas vivas y muertas. La aplicación se realizó el 11 de agosto 2017 y se evaluó a los 5, 11, 23 y 28 dda. Cada tratamiento constó de 5 repeticiones.

Resultados y discusión

La mayor mortalidad la presentó el tratamiento sin suelo ni alimento posiblemente por una condición de estrés de las larvas; la combinación del NEP más *B. bassiana* y el NEP más el mix de hongos obtuvieron la mayor cantidad de jobotos muertos, las otras dos combinaciones y el testigo presentaron los mismos resultados con 4 muertos y 1 vivo. El tratamiento de suelo más alimento mostró la mayor cantidad de individuos vivos, con solo dos muertos en la combinación de NEP más el mix de hongos y el NEP solo, las otras dos combinaciones y el control mantuvieron todos los jobotos vivos al final del estudio lo que puede ser reflejo de condiciones muy favorables para que el joboto se mantenga con vida y por tanto los productos biológicos se puedan manifestar, pero en este ensayo eso no ocurrió. En el escenario donde solo se mantuvo suelo, el testigo y el NEP más *M. anisopliae* obtuvo al final del ensayo todas las larvas vivas y las otras tres combinaciones obtuvieron tres larvas vivas contra dos muertas. En el tratamiento con solo alimento se dio una mayor mortalidad en todas las mezclas a excepción del testigo que mantuvo tres larvas vivas, por lo que se puede asumir que el suelo es relevante para mantener los insectos vivos.

No se encontró diferencias entre los productos aplicados y tampoco se pudo recuperar larvas parasitadas por hongos o por nematodos. Se debe ser cuidadoso de las condiciones en las cuales se acondicionan insectos para realizar evaluaciones de eficacia de productos biológicos, botánicos o químicos para evitar pérdidas por factores ajenos a los tratamientos. Las condiciones que más favorecieron la sobrevivencia de las larvas fue al poner suelo y alimento en el plato Petri, por tanto esta podría ser una forma aceptable para acondicionarlas. Por otro lado los organismos biológicos parece no ejercieron control lo que supone las cepas utilizadas no muestran eficacia contra *P. elenans* o son poco infectivas.

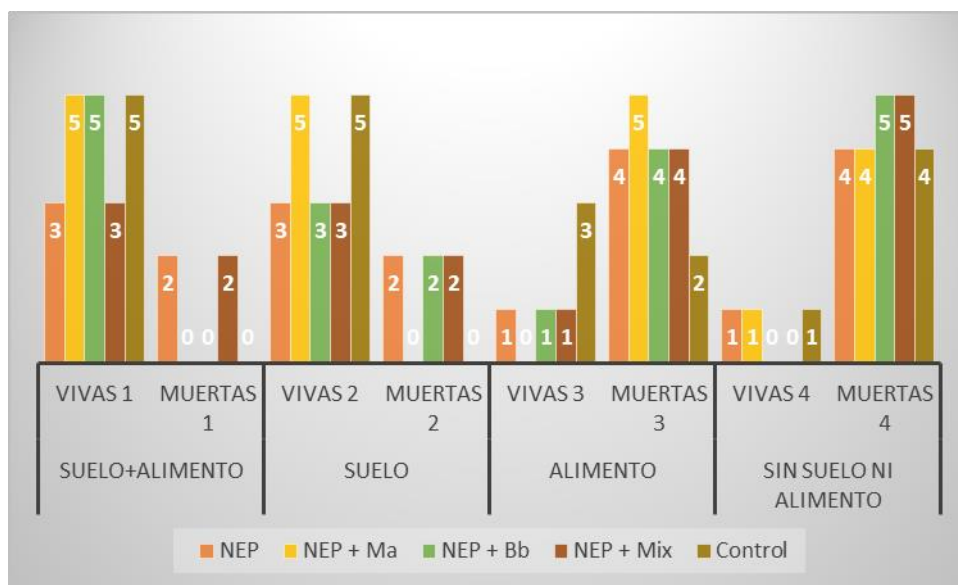


Figura 16. Cantidad de larvas vivas y muertas después de 26 días de haber aplicado los productos biológicos. DIECA. 2017.

Conclusiones

- A pesar de que la cantidad de larvas vivas en el tratamiento control (testigo) fue superior a las larvas vivas en el resto de los tratamientos, no se demostró con evidencias que la mortalidad de jobotos fuera causada por efecto de los microorganismos aplicados, pero tampoco se puede descartar que los mismos hayan influido en ese aspecto.
- No hay duda que la manera en que se acondicionen los insectos en el laboratorio es importante para lograr menores condiciones adversas que influyan negativamente en la salud de los jobotos y por tanto en los efectos de los productos aplicados.

Control de jobotos con productos biológicos y botánicos en maceta en Cañas, Guanacaste.

Resumen

Las alternativas de manejo de la plaga de los jobotos se han considerado por muchos años que tiene limitantes por el hábito de vida de la plaga, pero actualmente existe una amplia oferta de productos químicos, biológicos y botánicos que se están comercializando y que es necesario evaluar. Por tanto, se procedió a evaluar diez productos compuestos de hongos, bacterias, nematodos entomopatógenos, algunos con más de un componente, entre ellos insecticidas químicos y un producto de origen botánico. La evaluación se realizó en Cañas, Guanacaste en macetas ubicadas a la interperie. Las macetas tenían dos plantas de caña de azúcar y se inocularon con cinco jobotos (L1 y L2) cada una. Los resultados evidenciaron control de jobotos pero sin lograr obtener insectos parasitados por los agentes aplicados. Se considera necesario repetir el ensayo para verificar los resultados obtenidos.

Introducción

Los perjuicios que generan los jobotos o gallina ciega en casi todas las actividades agrícolas son significativos. Se alimenta del sistema radicular de cultivos de importancia agrícola en la región de Guanacaste como caña de azúcar, pasturas y forrajes, maíz, melón, sandía, sábila y otros.

En caña de azúcar se ha realizado un importante número de trabajos de investigación buscando alternativas químicas y biológicas para el combate de la larva, aunque el manejo integral es de gran relevancia mediante la captura y control de adultos y la labranza del suelo para control de los cuatro estadios de la plaga.

Por diferentes circunstancias no se ha logrado éxito deseable con el uso de microorganismos, por tanto se debe continuar valorando diferentes posibilidades con nuevos productos, productos tradicionales, según las condiciones de ambiente, la época y métodos de aplicación.

Objetivos

- Evaluar la eficacia de siete productos biológicos para el control de larvas de *P. elenans* en macetas en Ingenio Taboga.

Procedimiento

Se sembraron dos plantas de caña de azúcar provenientes de material pre-germinado de la variedad RB 86-7515, trasplantadas a potes plásticos de 2,8 l de capacidad (20 cm-diámetro y 19 cm altura) con cinco hoyos de 1 cm-d en el fondo para facilitar el drenaje. El suelo utilizado se extrajo de la plantación comercial infestado con la plaga (franco arcilloso).

Las plantas en el macetero se colocaron a campo abierto en La Pradera, Taboga, Cañas. Debajo de los maceteros se colocó plástico negro para evitar la migración del joboto de la maceta al suelo. Se estableció un diseño de bloques completos al azar con cuatro repeticiones y cada repetición incluyó tres potes por tratamiento (132 potes o macetas en total). A los ocho días del trasplante,

cada pote con las plantas se inoculó con cinco larvas de la plaga en estadio de desarrollo L1 o L2. En cada pote se realizaron 5 hoyos de 2 cm-diámetro y unos 5 cm de profundidad alrededor de la planta y se depositó una larva por hoyo que fue cubierta con el suelo removido.

A los ocho días después de inoculados los potes con las larvas se aplicaron los tratamientos conformados por productos biológicos. Las dosis aplicadas por pote se estimaron con base a las dosis por hectárea, calculando la concentración del microorganismo aplicado por área de suelo del experimento. El total del área de las veinte plantas de cada tratamiento correspondía a 4 m². Los productos se incorporan al suelo. Se colocó un sarán con las dimensiones que tenía el ensayo para proteger los tratamientos de la excesiva radiación solar. Además, se realizaron riegos cuando en el suelo en las macetas se observaba déficit de humedad que podía afectar a las plantas, los jobotos y los microorganismos aplicados.

Se evaluó el efecto de los productos en el control de la plaga a los 7 (12/07), 15 (19/07), 22 (26/07) y 30 (03/08) días después de aplicados los tratamientos. En cada periodo de evaluación se revisaron tres potes (una repetición). Para ello, los potes se presionaron en el centro para aflojar el suelo y cuidadosamente se extrajeron las plantas y se contó el número de larvas de la plaga presentes vivas, muertas o parasitadas. Las larvas colectadas se acondicionaron individualmente en cajas de poliestireno cristal con suelo de la misma maceta para trasladarlas a la Estación Experimental de LAICA y esperar la manifestación del microorganismo o en su defecto hacer aislamientos para comprobar el agente causal.

Para calcular la eficacia de cada producto en el control de la plaga se usó la fórmula de Abbott (1925): $(x-y/x) * 100 = \% \text{ control}$, donde x= porcentaje de jobotos vivos en los potes testigo, y= el porcentaje de jobotos vivos en los potes con el tratamiento (producto).

Los productos evaluados fueron:

1. AgroGold (*Agro Research International*) Mezcla de *Bacillus*: *Bacillus amyloliquefaciens*, *B. pumilus*, *B. megaterium*, *B. subtilis*, *B. licheniformis*, *Lactobacillus plantarum*, *B. thuringiensis*.
2. Metafix (*Laboratorio Dr. Obregón*) Mezcla de hongos entomopatógenos: *Lecanicillium*, *Paecilomyces*, *Metarhizium*, *Beauveria*
3. Jobotina (*Horizon Bioagro*) *Bacillus popilliae*
4. Metadieca (*LAICA*) *Metarhizium anisopliae*
5. Beauvedieca (*LAICA*) *Beauveria bassiana*
6. Mix DIECA (*LAICA*) Mezcla *Metarhizium anisopliae*, *Beauveria bassiana*
7. NEP TF (*Ticofrut*) *Heterorhabditis* sp.
8. Micosplag (*Resusa*) Mezcla *Paecilomyces*, *Metarhizium*, *Beauveria*
9. Thyme Guard (*Agro Research International*) Extracto de aceite de tomillo
10. X-Pectro (*Agro Research International*) *Piretrina* + *B. bassiana*

11. Testigo sin aplicar (control)

Se necesitaron 132 macetas, 264 plantas de caña de azúcar y 660 jobotos. Se contó con el apoyo de funcionarios de Ingenio Taboga para el acondicionamiento de las macetas, la siembra de las plantas de caña de azúcar, colecta de jobotos, la aplicación de los productos, y los muestreos. El ensayo inicio el 21 de junio con la siembra de las plantas y la aplicación se realizó el 05 de julio del 2017.

Las dosis de los productos aplicados se observa en el siguiente cuadro:

Producto	Dosis/l agua
Metadieca	50 g
Beauvedieca	50 g
Mixdieca	50 g
Agro Gold	10 ml
Micosplag	5 ml
Time Guard	5 ml
X-pectro	1,25 ml
Jobotina + melaza	150 ml + 150 ml
Metafix	60 ml
<i>Heterorhabditis</i> sp.	300.000 juveniles infectivos
Testigo (control) sin aplicar	Solo agua



	Tratamientos											
R1	AgroGold	Metafix	Metadieca	Beauvedieca	Testigo	Jobotina	NEP TF	Micosplag	Thyme Guard	X-Pectro	MixDIECA	
R2	X-Pectro	Metadieca	Micosplag	Metafix	Thyme Guard	NEP TF	Beauvedieca	MixDIECA	Testigo	Jobotina	AgroGold	
R3	Jobotina	MixDIECA	NEP TF	X-Pectro	Beauvedieca	Testigo	Metadieca	AgroGold	Thyme Guard	Micosplag	Metafix	
R4	Metadieca	Thyme Guard	AgroGold	Jobotina	Micosplag	Metafix	Testigo	X-Pectro	NEP TF	MixDIECA	Beauvedieca	

Figura 17. Macetas con las plantas de caña de azúcar y distribución de los tratamientos en el campo. Cañas. 2017.

Resultados

Durante las cuatro semanas de evaluación la cantidad de jobotos recuperados por maceta fue variable en todos los tratamientos. A pesar de colocar 5 jobotos por maceta en muy pocas ocasiones se logró encontrar todas las larvas colocadas en el suelo de la maceta tanto en los tratamientos como en el control (testigo), lo que hace presumir que hay muerte de jobotos por factores ajenos a la aplicación de los productos, como puede ser la manipulación de las larvas durante el proceso de colecta e inoculación en las macetas, estrés, enfermedades, condiciones

ambientales y presumiblemente un incremento en la temperatura ocasionado por la radiación solar que calienta el material que compone la maceta (plástico).

Los tratamientos X-pectro, Jobotina y Micosplag presentaron la mayor cantidad de larvas vivas con un valor promedio cercano a 3 larvas por maceta y mostraron diferencias significativas $p < 0,05$ con los tratamientos Beauvedieca y el testigo los cuales obtuvieron la menor cantidad de larvas vivas con un promedio cercano a 2 larvas por maceta. Los demás tratamientos se mantuvieron en el rango entre 2,3 a 2,7 jobotos por maceta sin mostrar diferencias significativas entre ellos ($p > 0,05$).

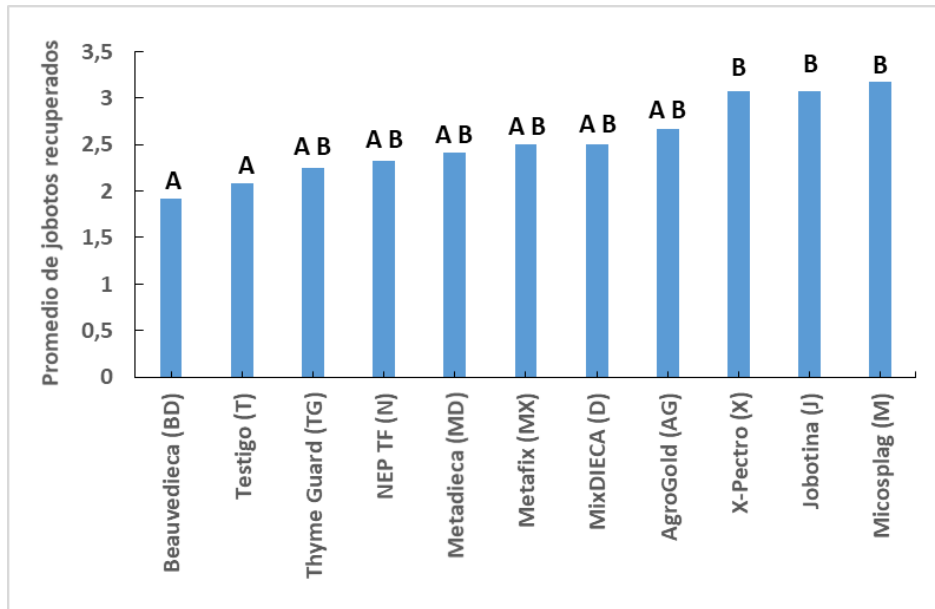


Figura 17. Promedio de jobotos vivos recuperados por maceta en los diferentes tratamientos. Cañas. 2017.

Los jobotos recolectados vivos de las macetas y acondicionados en el laboratorio tuvieron una mortalidad entre 3 y 36,8% mayor al testigo. Es difícil asegurar que los jobotos muertos fueron por causa de los productos aplicados, porque en ningún caso se observó síntomas reconocidos de los hongos entomopatógenos, o condiciones similares a la muerte por bacterias, ni tampoco se recuperaron NEP o se observó jobotos con el síntoma típico que ocasionan las bacterias asociadas a ellos. Presumiendo que puede existir mortalidad sin el desarrollo de síntomas los resultados indican que los productos que provocaron una mortalidad superior al 20% fueron Metadieca, Jobotina, Micosplag, la combinación de Metadieca y Beauvedieca (MixDIECA) y el Agro Gold.

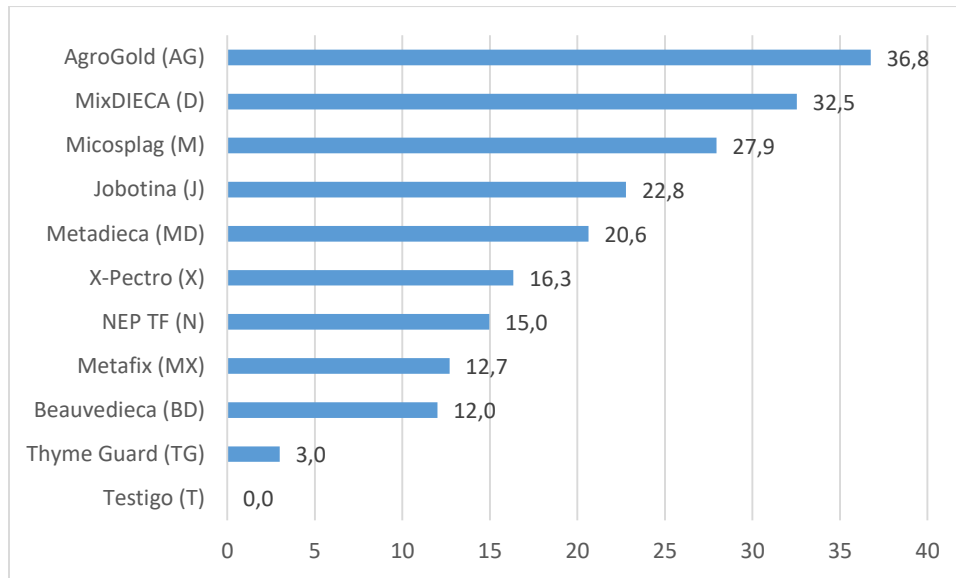


Figura 18. Porcentaje de mortalidad en jobotos recolectados en el campo y acondicionados en el laboratorio. Grecia. 2017.

Conclusiones

- A pesar de conducir apropiadamente el experimento, tener cuidados básicos en la manipulación de las larvas y acondicionarlas en el laboratorio, la mortalidad de jobotos en todos los casos es alta posiblemente por factores como estrés, enfermedades y condiciones ambientales.
- Es probable que los productos biológicos utilizados en los jobotos generen predisposición que cause estrés o la presencia de otras enfermedades que provocan la muerte.
- Los productos utilizados se recomiendan para el control de jobotos en otros cultivos y en condiciones muy diferentes a la que se presentan en el ambiente cañero por lo cual pueden existir limitaciones para que manifiesten su potencial de control.
- No se puede descartar la posibilidad de seguir realizando trabajos con productos alternativos a los químicos ante la necesidad de tener diversas opciones de manejo y control de la plaga.

Agradecimiento

Al Ing. Mario Barbosa y a los señores Johnny Ruiz y Geovanny Gómez de Ingenio Taboga por el apoyo brindado para la ejecución del experimento.

Evaluación de capturas de adultos del barrenador coralillo con trampas con atrayentes, adhesivas y lumínicas en Cañas, Guanacaste.

Resumen

Con el objetivo de validar la eficacia en la captura de adultos de *Elasmopalpus lignosellus* con feromonas sexuales, trampas de luz, adhesivas, con abanico y melaza como atrayente, se colocaron trampas de diferente modalidad en un lote de la Finca Norte – Hortigal de Ingenio Taboga. Debido a un desfase en el tiempo entre la cosecha de la plantación y la colocación de las trampas no fue posible tener el éxito esperado en las capturas de adultos del barrenador pero los resultados obtenidos pueden ser de interés para futuras investigaciones sobre trampeo y capturas de diversos insectos.

Justificación

El barrenador menor de la caña de azúcar *Elasmopalpus lignosellus* (Lepidóptera: Pyralidae) también es conocido como barrenador coralillo o barrenador del verano. Se registra en todo el Continente Americano. En nuestro país es frecuente en las plantaciones de caña de azúcar establecidas en la zona de influencia de la vertiente del Pacífico por sus condiciones climáticas (Guanacaste, Puntarenas y en menor grado en el Valle Central y la Región Sur). La severidad del daño está relacionada con el incremento de la temperatura y sequía prolongada, además de otros factores como suelos arenosos o francos, la quema y requema de plantaciones y la edad del cultivo. La combinación de estos factores acelera el ciclo biológico, aumenta la capacidad de consumo de las larvas y por lo tanto el daño al cultivo.

El ciclo de vida oscila entre 30 y 55 días. Los adultos tienen hábito crepuscular y nocturno, volando al ponerse el sol. Se esconden entre la caña y maleza, así como en residuos de cosecha. La hembra tienen la capacidad de ovipositar 3 a 7 días después de emergidas de la pupa; colocan hasta 200 huevos en su periodo de vida. Los huevos son colocados en la base de plantas u hojas jóvenes.

El manejo debe ser integrado mediante la aplicación de riego inundativo, buena preparación del suelo, control de malezas, reducir las quemas y uso de trampas con atrayentes. Se recomienda ejercer medidas de control cuando se tiene más de 40% de infestación de tallos.

El uso de feromonas para monitoreo y captura masiva de machos no ha sido utilizada con regularidad en las plantaciones de caña de azúcar. Pueden existir diversas razones que han provocado baja eficacia en las capturas como son el momento y periodo de la colocación, el tipo de trampa y el mantenimiento que se requiere. A partir de ello es posible explorar otras alternativas de captura masiva.

Objetivos

- Valorar la eficacia en la captura de adultos del barrenador *E. lignosellus* mediante diferente tipos de trampas.
- Verificar la captura de adultos del barrenador con feromonas sexuales, trampas adhesivas de colores, fuentes de luz de color y recipientes con melaza.

Materiales y Métodos

La evaluación de las variantes de trampas se realizó en finca Hortigal lotes B1, B2, y B3, lotes con historial y condiciones para alta incidencia de la plaga según los resultados de muestreo del año anterior. En la propuesta previa se sugirió colocar las trampas no más de tres días después de la quema de rastrojo, pero se colocaron 10 días después de la cosecha y requema. Se establecieron cinco repeticiones distanciadas 100 metros entre ellas. Las trampas se colocaron a 20 m una de otra y dejando 50 m del borde de la plantación. Se utilizaron pichingas plásticas con agua y jabón para las colectas. Las trampas lumínicas estaban compuestas por la batería, una extensión de 100 m de longitud y cinco bombillos de 12V de los colores blanco, amarillo, azul, violeta y negro (energía suministrada por la batería de 12V), luz blanca con recarga solar por medio de fotoceldas, trampas con feromona sexual (P024-Lure – Chemtica), trampas adhesivas de color blanco y amarillo y una trampa que utilizó como atrayente melaza disuelta en agua en una relación de 1:1. Al día siguiente de colocadas las trampas se registró y colectó los adultos en los recipientes, trampa solar y trampas adhesivas.

Tratamiento	Atrayente	Tipo
1	Luz 12V	Blanca
2	Luz 12V	Amarilla
3	Luz 12V	Azul
4	Luz 12V	Violeta
5	Luz 12V	Negra
6	Feromona	Feromona P024
7	Trampas adhesiva	Amarilla + Zapicol
8	Trampas adhesiva	Blanco + Zapicol
9	Melaza	Melaza 1:1 Agua
10	Luz con abanico	Solar Tram



Resultados

Debido a circunstancias que ocurrieron en la finca, las trampas se colocaron dos semanas después de la cosecha por lo cual se presume se perdió un periodo de días valioso para lograr la captura de adultos del barrenador. A pesar de ello y teniendo los materiales listos se hizo la distribución

de las trampas según lo propuesto en la metodología y un día después de colocarlas se realizó la colecta de insectos capturados en cada trampa.

La mayor captura de lepidópteros se obtuvo en las trampas con luz color violeta con un promedio de 12 individuos por trampa, la cual es la única que presentó diferencias significativas $p < 0,05$ respecto a los demás tratamientos. La luz color azul fue la segunda con más capturas con un promedio de 8 polillas por trampa, pero sin diferencias significativas $p > 0,05$ entre la luz blanca con 6, la melaza más agua con 5 y la luz amarilla con 5 individuos. La luz negra capturó un promedio de 4 polillas por trampa sin mostrar diferencias $p > 0,05$ entre las trampas con luz amarilla, blanca y la melaza. La feromona tuvo una captura muy baja con un promedio de 1,4 polillas por trampa no obteniendo significancia $p > 0,05$ entre los tratamientos de trampas pegajosas y la solar que no capturaron lepidópteros (Figura 19).

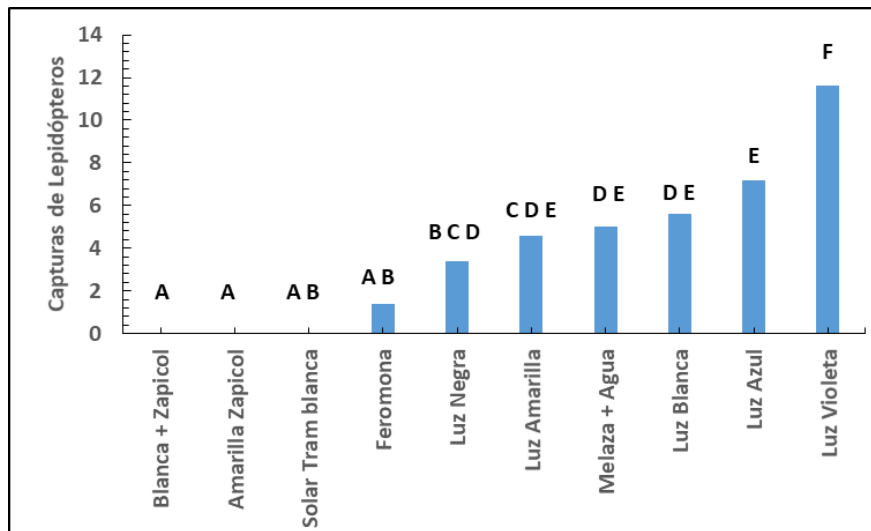


Figura 19. Capturas de lepidópteros por tratamiento (promedio) en las finca del Ingenio Taboga, Cañas, Costa Rica.

En concordancia con los resultados obtenidos en el conteo de lepidópteros en el cuadro 5 se observa como la luz violeta es la de mayor captura de diversas especies de insectos con 62 lepidópteros, 2 himenópteros y 2 coleópteros, seguida de la luz azul. Por su parte la trampa blanca pegajosa fue la que obtuvo la menor cantidad de capturas de insectos (8). Las demás luces mantuvieron una captura de especies muy similar que ronda desde las 32 polillas en la luz negra hasta 12 con la luz blanca. La trampa amarilla pegajosa mostro una captura interesante de lepidópteros e himenópteros superando hasta algunas de las de fuente de luz. La feromona no mostro los resultados esperados y esto puede ser atribuido a la especificidad de su composición y a la colocación tardía de las trampas en consideración al ciclo de vida del insecto y el comportamiento en áreas que son sometidas a la quema durante la cosecha.

En el cuadro 6 se presenta un listado de algunos insectos colectados en las trampas que no corresponden al orden lepidóptero y que con excepción de abejones del género *Phyllophaga*, todos son insecto no plaga, identificándose incluso una avispa del género *Campsomeris* reportadas como parasitoides de jobotos, lo que es un indicador que en las condiciones de la finca

existe una amplia diversidad de artrópodos muchos de ellos pueden ser benéficos por lo tanto el tipo de luz que se utilice en trampas debe ser considerado.

Cuadro 5. Componente de insectos (órdenes) recolectados en todas las trampas. Ingenio Taboga. 2017.

Tratamiento	Lepidópteros	Himenópteros	Coleópteros
Luz Azul	48	5	2
Luz Blanca	12	2	1
Luz Negra	32	4	3
Luz Amarilla	24	4	6
Luz Violeta	62	2	5
Blanca + Zapicol	6	2	0
Melaza + agua	22	3	1
Solar Tram	23	3	3
Feromona P024	12	5	3
Amarilla + Zapicol	25	8	6

Cuadro 6. Insectos de diversos órdenes capturados en algunas de las trampas. Hortigal, Ingenio Taboga. 2017.

Solar Trap	Luz negra	Blanca pegajosa	Melaza	Feromona
Díptero: Chironomidae	Apidae: Eucerini	Apidae: <i>Apis mellifera</i>	Apidae: <i>Apis mellifera</i>	Apidae: <i>Apis mellifera</i>
Coleóptera: Staphylinidae	Coleóptera: Staphylinidae		Apidae: <i>Centris</i>	Apidae: <i>Centris</i>
			Coleóptero: Hydrophilidae	Apidae: Eucerini
				Coleóptera: Staphylinidae Coleóptera: <i>Phyllophaga</i> Hymenóptera: Scolidae: <i>Campsomeris</i> *
				*parasitoides de larvas de Scarabaeidae

Conclusiones

- El bajo índice de capturas de adultos de *Elasmopalpus lignosellus* se pudo deber al desfase entre el momento de la cosecha y la colocación de las trampas, ya que si bien se encontraron lepidópteros en todos los casos, solo una incipiente proporción se presume correspondían a esta especie.
- A pesar de no haber capturas de adultos, la plantación a los 10 días después de la cosecha presento altos índices de pérdidas de tallos por efecto del barrenador, lo que es un indicador que las trampas deben colocarse inmediatamente después de la cosecha.

- La estrategia de trampeo inicialmente puede servir para monitoreo de la plaga y posteriormente incrementando la cantidad de trampas al detectar la presencia temprana del adulto.

Recomendaciones

- Repetir el ensayo colocando las trampas inmediatamente después de realizar las labores de cosecha.
- Para el uso de trampas de capturas de adultos siempre es necesario tener los materiales para la confección con anticipación para colocarlas de manera oportuna.

Agradecimiento

Al Ing. Mario Barboza a los señores Johnny Ruiz y Víctor Pérez por el apoyo brindado en la ejecución del trabajo de campo. A la gerencia agrícola de Ingenio Taboga por facilitar recursos necesarios para el establecimiento del ensayo.

Densidad poblacional de larvas del picudo de la caña de azúcar (*Metamasius hemipterus*) en Ingenio Quebrada Azul

Resumen

Como resultado de los muestreos sistemáticos que realiza el Departamento Agrícola del Ingenio Quebrada Azul para determinar la presencia de barrenadores en los tallos de caña de azúcar en desarrollo se presenta la información referente a la infestación de tallos ocasionada por el picudo de la caña y la estimación de la población en las fincas. Los resultados muestran un nivel de larvas relativamente bajo asociadas a daños presentes en los tallos.

Objetivo

- Presentar los resultados de la infestación de larvas de picudo de la caña de azúcar en las variedades de caña establecidas en fincas del Ingenio Quebrada Azul.

Metodología

Se muestreo durante los primeros cuatro meses del desarrollo de las plantaciones (entre abril y noviembre del 2017), un área de 1.633 hectáreas en fincas de Ingenio Quebrada Azul ubicadas en la localidad del mismo nombre. El muestreo se realizó en 89 lotes de caña de azúcar. Se revisaron tallos con síntomas de corazón muerto y se registró la presencia de larvas del picudo de la caña de azúcar según finca, lote y variedad.

Resultados

Se encontró un rango de presencia de picudo entre 0 y 638 larvas/ha. La variedad que mostró mayor presencia del picudo fue B 76-385 con un valor máximo de 611 larvas/ha sembrada en las fincas Tutú y Berrocal. No se encontró presencia de la plaga en las variedades LAICA 03-805, MEX 79-431, Q 132 y Q 138. En las variedades LAICA 01-604 y PR 80-2038 la presencia fue muy baja.

Cuadro 7. Densidad poblacional de larvas del picudo de la caña de azúcar en variedades sembradas en fincas de Ingenio Quebrada Azul. 2017.

Variedad	N°	Larvas/ha	
		Promedio	Rango
B 59-92	7	9,0	0 a 29
B 76-385	6	241,7	0 a 611
LAICA 01-604	4	5,7	0 a 23
LAICA 03-805	1	0,0	
LAICA 06-322	1	96,1	
MEX 79-431	2	0,0	
PR 80-2038	16	22,0	0 a 146
Q 132	1	0,0	
Q 138	1	0,0	
Varias	50	42,5	0 a 638
Total	89		
Promedio		46,2	

La información referente a las poblaciones de picudo en las fincas muestreadas se presenta en la figura 20. Se evidencia la baja infestación de tallos a causa del picudo durante las etapas iniciales de desarrollo del cultivo.

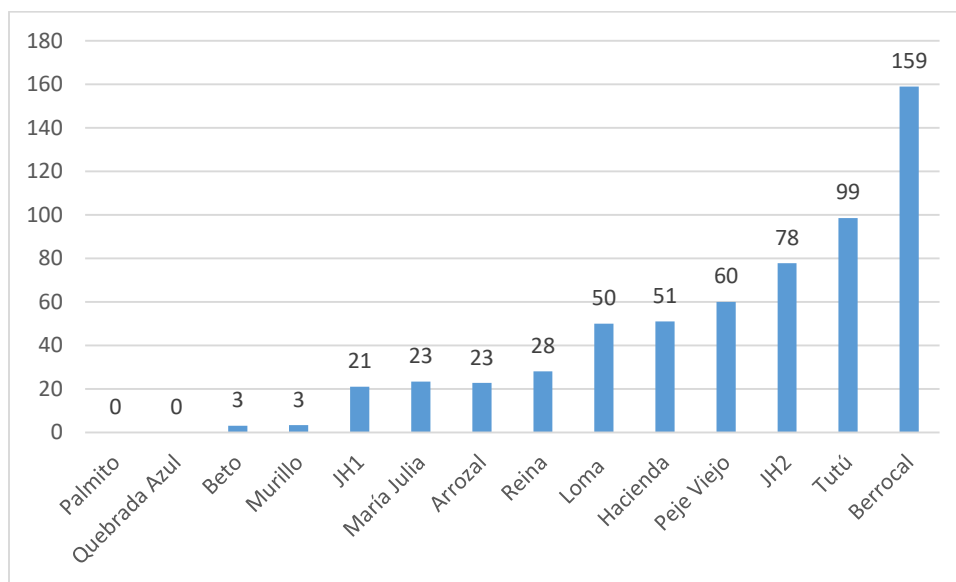


Figura 20. Densidad promedio de picudos en tallos durante el macollamiento en fincas del Ingenio Quebrada Azul. 2017.

Conclusiones

- Se evidencia mediante este tipo de muestreos la presencia del picudo de la caña de azúcar en diferentes fincas así como las variedades con mayor nivel de población.
- A partir de esta información y relacionando con resultados de muestreos de plagas en frentes de cosecha, se puede establecer un plan de manejo del picudo evitando condiciones que le favorecen y estableciendo la captura mediante trampas con atrayentes de agregación.

Agradecimiento

Al Tec. Agr. Ronald Berrocal por la información suministrada y un reconocimiento al señor Isaías Laguna y al equipo de plagueros por el trabajo que realizan.

Evaluación del uso de hongos entomopatógenos para el control del picudo de la caña de azúcar en trampas de bambú.

Parte del informe de la Práctica Profesional realizado por el Agr. Jeffry Araya Blanco, Universidad Estatal a Distancia.

Resumen

Los productores de caña de azúcar de la región sur de Costa Rica enfrentan la presencia de insectos, algunos de los cuales puede llegar a ser considerados plaga si no son tratados de una forma adecuada, este es el caso del picudo de la caña (*Metamasius hemipterus*), el cual puede ocasionar pérdidas importantes a nivel de campo y en rendimiento industrial. Con el fin de brindar una alternativa de manejo para el control de picudo de la caña de azúcar, se desarrolló esta investigación entre los meses de febrero y julio de 2017, la cual evalúa el uso de dos cepas de hongos entomopatógenos MaD0309 (*Metarhizium anisopliae*) y BbD0106 (*Beauveria bassiana*). Se establecieron tres bloques de 3 ha cada uno; donde se valoró cada una de las cepas y se comparó con el tratamiento tradicional empleando un insecticida químico. Se obtuvo mortalidad por acción del producto químico y de ambos hongos entomopatógenos.

Objetivos

- Evaluar dos estrategias de control de poblaciones de picudo rayado (*Metamasius hemipterus*) en plantaciones de caña de azúcar (*Saccharum* spp.) en la comunidad de Santa María, Cajón, Pérez Zeledón, Costa Rica.
- Comparar el efecto del trampeo con un agente químico y con dos hongos entomopatógenos (*Metarhizium anisopliae* y *Beauveria bassiana*) para el control de picudo rayado.
- Cuantificar el porcentaje de parasitismo causado por dos cepas de hongos entomopatógenos de *Metarhizium anisopliae* y *Beauveria bassiana* en individuos adultos del picudo rayado (*Metamasius hemipterus*), en el cultivo de la caña de azúcar.

Metodología

El ensayo se estableció en la comunidad de Cajón, en lotes cultivados de caña de azúcar en la finca Santa María propiedad de CoopeAgri R.L; ubicados en las coordenadas Latitud N 09,303146° y longitud W 83,586736°, a una altura de 960 msnm, con temperatura promedio anual media de 23 °C, mínimas cercanas a los 17° C y máximas de 33° C y con una precipitación entre 3000 a 3500 mm al año (Estación meteorológica finca Porvenir, San Pedro, Pérez Zeledón; fuente Operaciones Agrícolas 2017). La finca se ubica dentro de la cuenca del río Cajón, la cual se encuentra en un bosque húmedo tropical; tiene una topografía ondulada y presenta suelos del orden ultisoles.

Se utilizaron 36 trampas, 12 para cada tratamiento en tres bloques que contemplaban cada tratamiento. Las trampas fueron construidas en bambú, dentro de las mismas se colocaron trozos de caña de azúcar de dos nudos, sumergidos 24 horas previo de su colocación en una mezcla de agua y melaza al 10%, además se colocó la feromona de agregación Metalure (4-methyl-5-nonanol: 2-methyl-4-heptanol – Chemtica P044-Lure) y el atrayente de acetato de etilo (Weevil Magnet Pouch – Chemtica P080-Lure). Los tratamientos con el agente biológico fueron

Beauveria bassiana cepa BbD0106 y *Metarhizium anisopliae* cepa MaD0309 ambos a una dosis de 60 gramos por trampa (hongo + sustrato base seca) (figura 21). Para las trampas con el insecticida los trozos de caña se sumergieron en una mezcla de agua y melaza al 10% con Carbaril 48 SC a una dosis de 7 ml por litro de agua, se colocó la feromona de agregación Metalure (4-methyl-5-nonanol: 2-methyl-4-heptanol – Chemtica P044-Lure) y el atrayente de acetato de etilo (Weevil Magnet Pouch – Chemtica P080-Lure).



Figura 21. Trampa de bambú utilizada en las capturas.

Las trampas se colocaron en lotes previamente seleccionados en la finca Santa María debido a la presencia de *Metamasius hemipterus* en el cultivo. Las trampas se distribuyeron en tres bloques B1 (*M. anisopliae*), B2 (producto químico) y B3 (*Beauveria bassiana*) de 3 ha cada uno; separados por una distancia de al menos 10 m entre ellos; cada uno de los bloques se dividió en 3 parcelas de 1 ha y en cada hectárea se colocaron 4 trampas debidamente identificadas (figura 22).



Figura 22. Trampa utilizada debidamente identificada.

Las trampas se evaluaron y se realizó mantenimiento cada 8 días naturales por un periodo de 71 días, se les cambio el contenido exceptuando la feromona y el atrayente; los cuales tienen una utilidad por 90 días según la casa comercial. La evaluación consistió en realizar el conteo de los individuos que se encontraron en las trampas y la captura de individuos en las áreas tratadas con hongo entomopatógenos y recolecta de los individuos hallados muertos en las trampas con insecticida. Los individuos colectados se acondicionaron individualmente en cajas de poliestireno

crystal para ser enviados a la Estación Experimental DIECA para verificar si están parasitados por el agente biológico inoculado (figura 23).



Figura 23. Cajas poliestireno cristal utilizadas para la colecta de individuos en el campo.

A los 71 días se limpiaron las trampas colocadas con hongo entomopatígeno (bloque 1 y bloque 3) y se colocaron nuevamente pero sin la incorporación del agente biológico, con el objetivo de determinar si persiste la presencia de hongo en las parcelas, las mismas se evaluaron 2 veces en un periodo de 14 días, la trampas se acondicionaron solo con trozos de caña sumergidos en una mezcla de melaza en agua a una relación del 10% veinticuatro horas antes de colocarlas en campo. Los individuos capturados se recolectaron e identificaron por trampa para ser enviados a laboratorio y determinar la presencia del hongo en los individuos.

En el laboratorio se siguió un procedimiento previamente establecido por DIECA, en donde los individuos capturados (parasitados, muertos, vivos), se desinfectaron con una solución de cloro al 0,5%, posteriormente se enjuagaron en agua destilada y se colocaron en cámaras húmedas confeccionadas con platos Petri y papel filtro húmedo selladas con parafim. Las cámaras se colocaron en incubadora a una temperatura de 25° C y se evaluaron por 2 semanas para determinar el parasitismo de los individuos (figura 24).

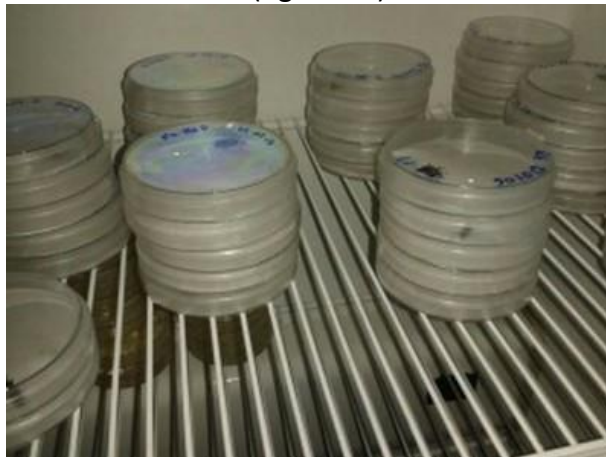


Figura 24. Platos Petri sellados con parafim (cámara húmeda) e identificados y colocados en incubadora.

Las evaluaciones de campo se realizaron en las semanas comprendidas entre el 18 de marzo y el 04 de junio de 2017 cada 8 días.

Resultados

Se logró recolectar 3000 individuos de picudo rayado de la caña de azúcar. En el caso del tratamiento con *Beauveria bassiana* se capturaron 439 individuos, en el tratamiento con *Metarhizium anisopliae* se colectaron 1006 individuos y en el caso del tratamiento químico (Carbaril) se colectaron 1555. En el cuadro 8 se detalla las capturas por tratamiento, por semana, las variables en las capturas se deben a que el tratamiento con insecticida químico, los individuos al entrar a la trampa mueren por efecto del producto. En el caso de los tratamientos con hongos entomopatógenos se colectaban los individuos vivos que se ubicaban en la trampa, ya que la estrategia fue permitir que entraran y salieran de la trampa para que los mismos individuos propagaran el hongo en la finca. Al realizar colectas semanales en muy pocas ocasiones se pudo encontrar en la trampa insectos manifestando el síntoma de parasitismo ya que en ese tiempo el entomopatógeno aún no se manifiesta.

Cuadro 8. Total y promedio de individuos colectados por tratamiento. Finca Santa María. Pérez Zeledón. 2017.

Fecha	Total de individuos por trampa			Promedio individuos por trampa		
	<i>Beauveria bassiana</i>	<i>Metarhizium anisopliae</i>	Carbaril	<i>Beauveria bassiana</i>	<i>Metarhizium anisopliae</i>	Carbaril
18-mar	30	27	68	2,73	2,45	5,67
25-mar	18	29	72	1,50	2,64	9,00
03-abr	19	31	107	1,73	2,58	13,38
09-abr	40	38	88	3,33	3,17	12,57
15-abr	30	66	108	2,42	5,50	13,50
22-abr	31	67	83	2,58	5,58	10,38
30-abr	51	128	141	4,25	10,67	15,67
07-may	34	92	110	2,83	7,67	12,22
14-may	29	83	97	2,42	6,92	9,70
21-may	27	75	199	2,25	6,25	24,88
27-may	51	215	262	6,38	19,55	26,20
04-jun	80	155	220	6,67	12,92	20,00
TOTAL	440	1006	1555			

En la figura 25 se muestra el comportamiento del total de individuos capturados y en la figura 26 se muestra el promedio de capturas por tratamiento por semana; se puede visualizar que a pesar de las diferencia en el total de capturas estas mantienen un patrón similar donde en la mayoría de los casos la curva obtenida de los muestreos semanales presenta el mismo comportamiento (al aumentar las capturas en un tratamiento, de igual manera se comportaban los otros tratamientos). Este comportamiento se encuentra muy relacionado con el comportamiento de

la precipitación (cuadro 9), según lo que se registró en la estación meteorológica ubicada en la finca Porvenir, en San Pedro de Pérez Zeledón. Durante el periodo de evaluación ocurrieron lluvias leves que pudieron favorecer la presencia del picudo ya que la humedad es un precursor para que los residuos de cosecha inicien su proceso de fermentación lo que genera fuentes de atracción de picudos. El incremento de capturas en la última semana de mayo puede también haber sido influenciado por un evento lluvioso más intenso entre el 07 y 14 de mayo que proporcionó condiciones más favorables para el incremento de poblaciones.

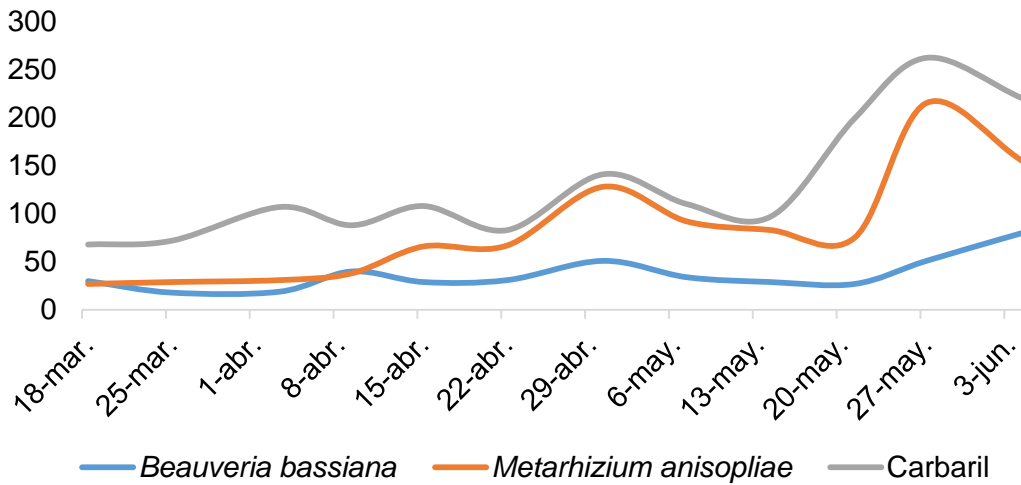


Figura 24. Total de individuos capturados por tratamiento en cada fecha de evaluación. Finca Santa María, Pérez Zeledón. 2017.

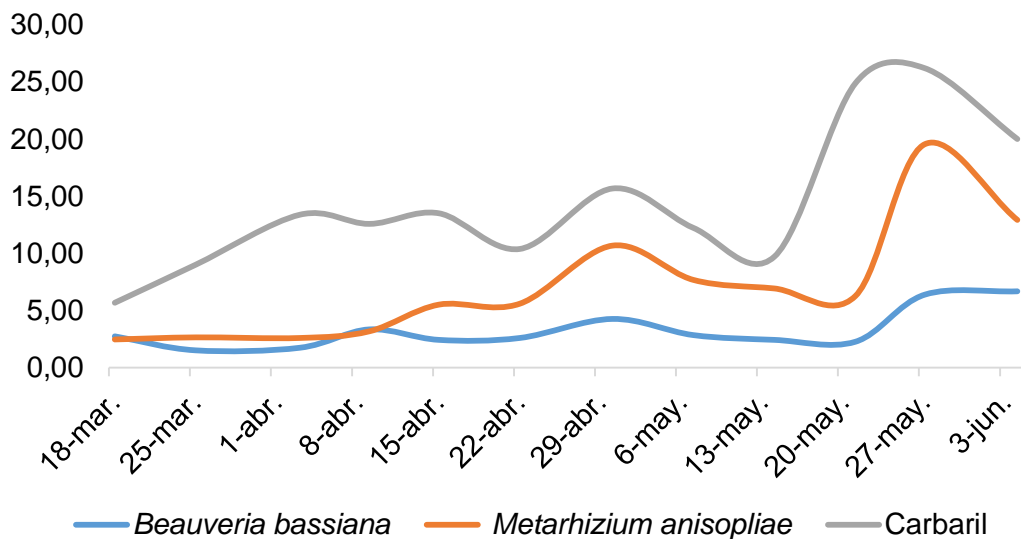


Figura 25. Cantidad de individuos colectados, promedio tratamiento/trampa en cada fecha de evaluación. Santa María, Pérez Zeledón. 2017.

Cuadro 9. Condiciones climatológicas presentes durante las semanas de evaluación.

Fecha	Precipitación (mm)	Temp.Max (°C)	Temp.Med (°C)	Temp.Min (°C)
18-mar	15,8	32	24,65	17,3
25-mar	53,2	32,1	25,2	18,3
03-abr	0,4	31,6	25,6	19,6
09-abr	64,4	32,6	26	19,4
15-abr	11,6	31,5	25	18,5
22-abr	77,6	31,1	25,2	19,3
30-abr	64,8	31,7	25,7	19,7
07-may	45,4	30,2	24,8	19,4
14-may	296	29,9	24,6	19,3
21-may	96	30,7	25,75	20,8
27-may	71,6	30,8	25,45	20,1
04-jun	81	30,5	25,1	19,7

Para determinar los porcentajes de parasitismo los individuos enviados al laboratorio se acondicionaron y evaluaron por un periodo de dos semanas (cuadro 10). Se obtuvo un 39% de parasitismo con el hongo *Beauveria bassiana* y un 28% en el tratamiento con *Metarhizium anisopliae*.

Cuadro 10. Total de individuos acondicionados en laboratorio y porcentaje de parasitismo.

Fecha	<i>Beauveria bassiana</i>			<i>Metarhizium anisopliae</i>		
	Individuos acondicionados	Parasitados	% Parasitismo	Individuos acondicionados	Parasitados	% Parasitismo
25-mar	16	12	75%	18	9	50%
03-abr	17	7	41%	30	6	20%
09-abr	27	19	70%	37	7	19%
15-abr	27	8	30%	64	9	14%
22-abr	24	13	54%	61	28	46%
30-abr	43	20	47%	120	61	51%
07-may	34	5	15%	91	10	11%
14-may	30	5	17%	83	10	12%
21-may	27	17	63%	76	43	57%
27-may	51	11	22%	208	70	34%
04-jun	80	1	1%	155	0	0%
TOTAL	376	118		943	253	
Promedio			39%			28%

A pesar de presentar diferencias en los individuos parasitados y los porcentajes de parasitismo entre los tratamientos (cuadro 11), se demuestra que no existen diferencias significativas entre

tratamientos durante el periodo de la evaluación, sin embargo al analizar esta variable por semana si se aprecian diferencias significativas entre los tratamientos (figura 26).

Cuadro 11. Análisis de parasitismo con hongos entomopatógenos.

Variable Tratamiento / Bloque	Parasitados		% parasitismo	
	\bar{X}	Prob>F	\bar{X}	Prob>F
<i>Beauveria bassiana</i>	10,7272 a	0,1195	28% a	0,2594
<i>Metarhizium anisopliae</i>	23,0000 a	0,1195	39 % a	0,2594

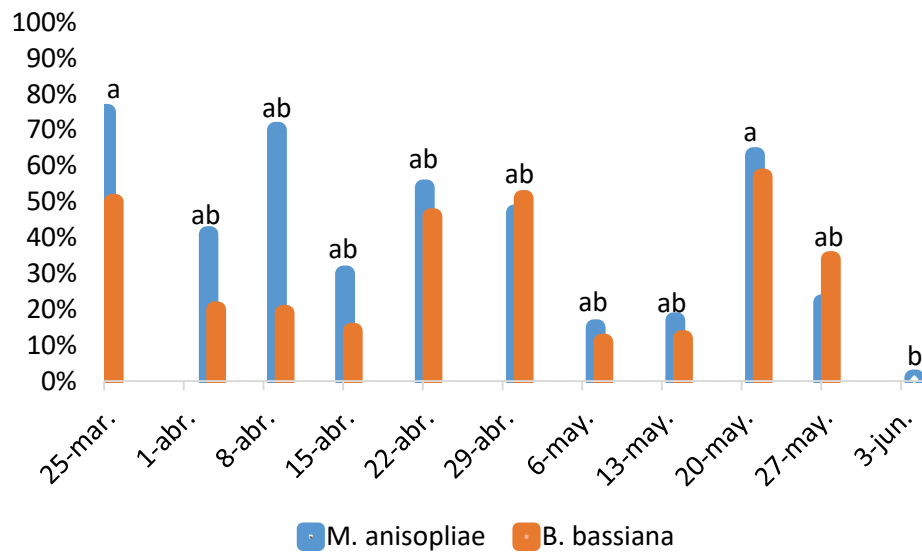


Figura 26. Porcentaje de parasitismo por semana por tratamiento.



Figura 27. Individuos parasitados por Beauveria bassiana (izquierda) y por Metarhizium anisopliae (derecha).

Un dato importante respecto al parasitismo observado es que el tratamiento químico (Carbaril), presento un individuo parasitado de *Beauveria bassiana* (figura 28), lo cual es un indicador del potencial de diseminación del hongo en la finca, de igual manera en el bloque 3 de *Beauveria bassiana* se localizó 2 individuos parasitados con *Metarhizium anisopliae*.

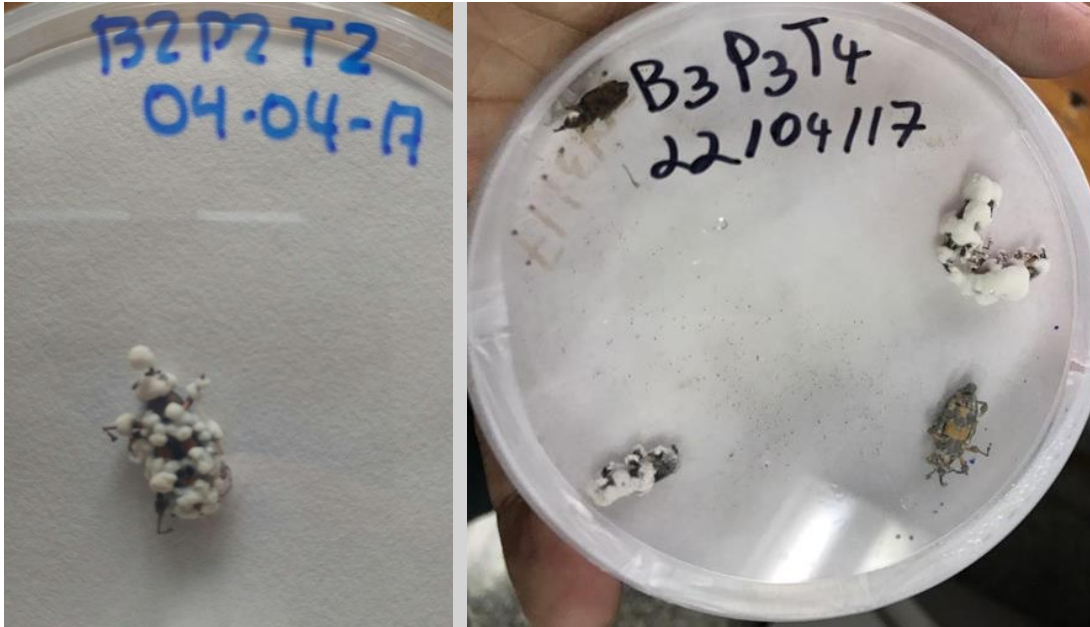


Figura 1. Individuo parasitado por *Beauveria bassiana* en el bloque con trampas con insecticida (derecha) y picudos parasitados por *Metarhizium anisopliae* en el bloque de *B. bassiana* (izquierda).

También se evaluó y registro la mortalidad de individuos acondicionados en laboratorio de cada uno de los tratamientos aplicados con hongos entomopatógenos (cuadro 12). Se obtuvo una mortalidad de un 34% en el tratamiento con *Beauveria bassiana* y un 45% en el tratamiento con *Metarhizium anisopliae*, en el caso del tratamiento químico se registró en campo una mortalidad del 100% u los picudos se acondicionaron por el mismo periodo de tiempo para observar si se presentaba efecto de los hongos entomopatógenos lo que no ocurrió debido al efecto inmediato del insecticida químico en los individuos al ingresar los picudos en la trampa. También se presume que algunos picudos murieron por efecto del hongo pero sin llegar a mostrar esporulación del entomopatógeno.

Cuadro 12. Mortalidad de los individuos acondicionado en laboratorio.

Fecha	<i>Beauveria bassiana</i>			<i>Metarhizium anisopliae</i>		
	Individuos acondicionados	Muertos	% Mortalidad	Individuos acondicionados	Muertos	% Mortalidad
25-mar	16	5	31%	18	0	0%
03-abr	17	8	47%	30	24	80%
09-abr	27	8	30%	37	16	43%
15-abr	27	18	67%	64	52	81%

22-abr	24	11	46%	61	28	46%
30-abr	43	19	44%	120	48	40%
07-may	34	24	71%	91	61	67%
14-may	30	14	47%	83	54	65%
21-may	27	10	37%	76	31	41%
27-may	51	2	4%	208	67	32%
04-jun	80	8	10%	155	43	28%
TOTAL	376	127		943	424	
Promedio			34%			45%

Esta variable muestra diferencias significativas cuando se compara la cantidad de individuos muertos total por tratamiento, pero si se analizan los porcentajes de mortalidad no presenta diferencia entre tratamiento (cuadro 13).

Cuadro 13. Análisis de mortalidad por bloque tratado con hongos entomopatógenos.

Variable Tratamiento / Bloque	Mortalidad		% mortalidad	
	X	Prob>F	X	Prob>F
<i>Beauveria bassiana</i>	11,5454 b	0,0005*	39% a	0,4081
<i>Metarhizium anisopliae</i>	38,5454 a	0,0005*	47% a	0,4081

Las cepas de los hongos entomopatógenos presentaron poca residualidad en campo, ya que a los 8 días de dejar de aplicar el inoculo el porcentaje de parasitismo en picudos colectados en la trampas sin *Beauveria bassiana* bajo de 63% a 22% y los recuperados de trampas donde no se colocó más *Metarhizium anisopliae* paso de un 57% a un 34%. A los 15 días se presentó un parasitismo de un 1% y 0%, respectivamente. Es necesario indicar que se presentó un comportamiento similar en las capturas en el tratamiento con el producto químico lo que puede ser un indicador de una disminución significativa en las poblaciones de picudo, presumiblemente por un incremento significativo en las precipitaciones.

Conclusiones

- El trapeo con cebo impregnado de insecticida químico muestra una mayor eficacia en la captura y mortalidad de individuos ya que al ingresar los picudos a la trampa mueren y quedan dentro de la misma.
- El objetivo de usar las trampas con los productos biológicos es buscar que los individuos ingresen a la trampa, se contaminen del hongo entomopatógenos y regresen al campo para funcionar como vectores y parasiten otros individuos, por lo cual la medición de mortalidad es más compleja
- Queda evidenciado a nivel de campo buena diseminación de los hongos ya que se encontraron picudos parasitados en áreas en donde no se usaba los agentes biológicos de control, demostrando que los individuos parasitados se desplazaron a una distancia cercana a 100 m de donde estaban las trampas inoculadas con el hongo.

- La implementación de técnicas de control biológico no se debe concebir como acciones a corto plazo, por tanto es necesario mantener por periodos de tiempo más amplios la inoculación de los entomopatógenos
- Se pone en evidencia que tanto el uso de hongos entomopatógenos como la utilización de un agente químico funcionan para el control de poblaciones de *Metamasius hemipterus*.

Recomendaciones

- Establecer en un plan de manejo integrado del picudo el uso de trampas con agentes biológicos de control de manera alterna con las cebadas con insecticida químico.
- Es necesario que se establezca un plan de manejo de plantaciones con la aplicación de buenas prácticas agrícolas que busque disminuir los desechos y la cantidad de caña residual en el campo después de la cosecha para proceso de molienda como de semilla.
- Establecer un plan de manejo oportuno de plagas que puedan causar heridas a la planta (ratas, barrenadores) para disminuir los factores que favorecen el desarrollo y aumento de las poblaciones del picudo.

Captura de adultos del barrenador gigante en fincas del Ingenio Quebrada Azul.

Resumen

El barrenador gigante (*Telchin atymnius*) es uno de los principales problemas fitosanitarios del cultivo en el Valle Central y la Región Norte. Experiencias obtenidas en la práctica y con el desarrollo de investigaciones han demostrado que por medio del uso de trampas adhesivas de color amarillo se pueden atrapar adultos del barrenador. En fincas del Ingenio Quebrada Azul la colocación de trampas es una actividad habitual para el monitoreo y control de esta plaga. Trampas adhesivas de color ofrecen una idea del comportamiento de los adultos en diferentes lotes de las fincas, datos que se exponen en este informe.

Objetivos

Metodología

Entre enero y diciembre del 2017 se colocaron 3.176 bolsas amarillas impregnadas con el adhesivo Zapicol® en doce fincas del Ingenio Quebrada Azul ubicado en Florencia, San Carlos. Las trampas se distanciaron a 15 m entre sí colocadas a orillas de los caminos o callejones. Se revisaron en periodos semanales y si se consideraba pérdida de adherencia eran sustituidas.

Resultados

Las 3.176 trampas adhesivas colectaron 7.625 adultos de *Telchin atymnius* para un promedio de 2,4 mariposas/trampa. La máxima captura semanal se presentó en el mes de setiembre con un total de 719 mariposas equivalentes a 59/trampa.

En la figura 29 se observa la captura de mariposas durante el año ocurriendo mayor cantidad entre setiembre y octubre, datos que confirman lo obtenido en los dos años anteriores al determinar dinámicas de poblaciones.

En el cuadro 14 se presentan los datos de cantidad de trampas colocadas y cantidad de mariposas capturadas por finca. La relación mariposas por trampa total es de 2,4 pero el detalle por finca proporciona datos muy diferentes entre ellas. La mayor cantidad de mariposas capturadas ocurrió en las fincas Hacienda con 20,10 mariposas/trampa y en la finca JH 2 con 10,78 mariposas/trampa. A parte de esas dos fincas las demás presentaron valores muy bajos: entre una y dos mariposas se capturaron en Berrocal, JH 1, María Julia y Tutú. Cabe destacar que una de las fincas con mayor índice de presencia de mariposas en entre los años 2014 y 2015 fue la finca Peje Viejo, por esa razón se inició con el uso de trampas, colocación de perchas y renovación de plantaciones lo que puede ser las razones para que se reporten valores de captura por trampa tan bajos.

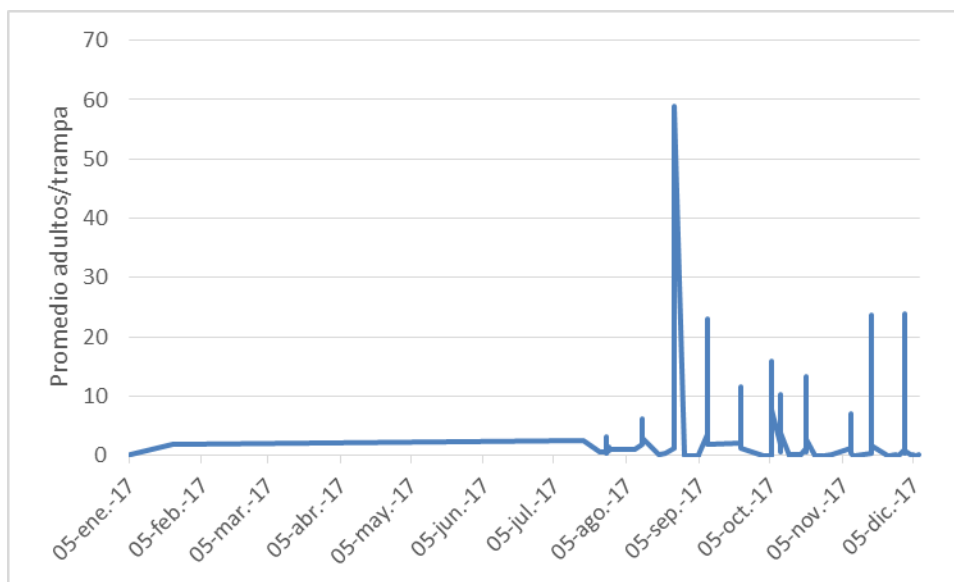


Figura 29. Adultos por trampa (promedio) de barrenador gigante capturados en fincas del Ingenio Quebrada Azul. 2017.

Cuadro 14. Cantidad de trampas y mariposas capturadas y relación mariposas/trampa en fincas de Ingenio Quebrada Azul. 2017.

Finca	N° trampas	Mariposas	Relación
Berrocal	181	264	1,46
Beto	266	226	0,85
Hacienda	40	804	20,10
JH 1	390	780	2,00
JH 2	358	3860	10,78
Loma	21	2	0,10
María Julia	363	597	1,64
Murillo	168	3	0,02
Palmito	97	28	0,29
Peje Viejo	895	679	0,76
Reina	100	4	0,04
Tutú	297	378	1,27
Total	3176	7625	2,40

Conclusiones

- Se demuestra que a través de la captura masiva de adultos del barrenador gigante se puede disminuir las poblaciones de la plaga en las plantaciones de caña de azúcar.
- Queda demostrado que el periodo de mayor vuelo de las mariposas está comprendido entre los meses de setiembre y diciembre, por tanto es el momento de colocar mayor densidad de trampas en los lotes con presencia de las mariposas.

Agradecimiento

Al Tec. Agr. Ronald Berrocal del Departamento Agrícola de Ingenio Quebrada Azul por suministrar los datos utilizados en este reporte y que genera información de utilidad para los productores de caña de la Región Norte. Reconocimiento a los colaboradores en el campo que colocan las trampas y realizan la toma de datos.

Densidad poblacional de larvas del barrenador gigante de la caña de azúcar en Ingenio Quebrada Azul.

Resumen

Como resultado del muestreo sistemático de plagas durante el desarrollo de las plantaciones que se realiza en las fincas del Ingenio Quebrada Azul, se presentan datos de la densidad de poblaciones del barrenador gigante de la caña (*Telchin atymnius*). Se obtuvo un promedio de la densidad de larvas de 116,9/ha, siendo la variedad PR 80-2038 la que presentó el mayor nivel de infestación. La finca más afectada fue Peje Viejo.

Objetivo

- Presentar los resultados de la infestación de larvas del barrenador gigante de la caña de azúcar en las variedades establecidas en fincas del Ingenio Quebrada Azul.

Procedimiento

Se muestreo 1.633,47 ha en fincas del Ingenio Quebrada Azul. Se hicieron 89 muestreos que comprendieron lotes sembrados con nueve variedades comerciales y promisorias y lotes que contenían mezclas o más de una variedad y que se define como Varias. Se revisaron tallos con presencia del síntoma conocido como corazón muerto y se abrieron para determinar cuál fue el agente causal. Se registró la presencia de larvas del barrenador gigante y se estimó la densidad poblacional por hectárea.

Resultados

Los resultados obtenidos indican que las poblaciones del barrenador estuvieron en un rango entre 0 y 1025 larvas/ha. El promedio calculado fue de 116,9 larvas/ha. En el cuadro 15 se presenta el detalle de poblaciones en las variedades de caña sembradas en las fincas. La variedad PR 80-2038 es la que presentó el valor máximo de poblaciones con 1.025 larvas/ha, valor considerado muy alto.

Cuadro 15. Densidad de larvas/ha del barrenador gigante en las variedades establecidas en el Ingenio Quebrada Azul. 2017.

Variedad	N°	Larvas/ha	
		Promedio	Rango
B 59-92	7	54,3	0 a 196
B 76-385	6	120,3	0 a 325
LAICA 01-604	4	14,2	0 a 56
LAICA 03-805	1	0,0	
LAICA 06-322	1	38,4	
MEX 79-431	2	121,4	18 - 225
PR 80-2038	16	175,4	0 a 1025
Q 132	1	166,6	

Q 138	1	71,4	
Varias	50	118,4	0 a 946
Total	89		
Promedio		116,9	

En la finca Peje Viejo se registró dos valores superiores a 700 larvas/ha en un lote con Varias variedades (525 larvas) y en la variedad PR 80-2038 (1.025 larvas) y en la finca Loma en lotes con Varias se obtuvo una población de 946 larvas. El 46% de los muestreos (correspondientes a lotes de caña de azúcar) presentaron valores inferiores a 50 larva/ha y el 36% valores entre 51 y 200 larvas/ha lo que significa que el 82,1% de los lotes pueden ser clasificados con densidades muy bajas y bajas.

Cuadro 16. Clasificación según rangos de densidad poblacional de larvas.

Rango	Clasificación	N°	%
0-50	Muy bajo	41	46,1
51-200	Bajo	32	36,0
201-500	Moderado	13	14,6
501-700	Alto	1	1,1
>700	Muy alto	2	2,2

En la figura 30 se presenta el promedio de larvas/ha en las fincas donde se realizó el muestreo observando que las fincas Beto y Peje Viejo presentan poblaciones consideradas moderadas, por lo tanto se debe revisar los lotes con valores más altos para establecer los planes de manejo de larvas y adultos del barrenador gigante.

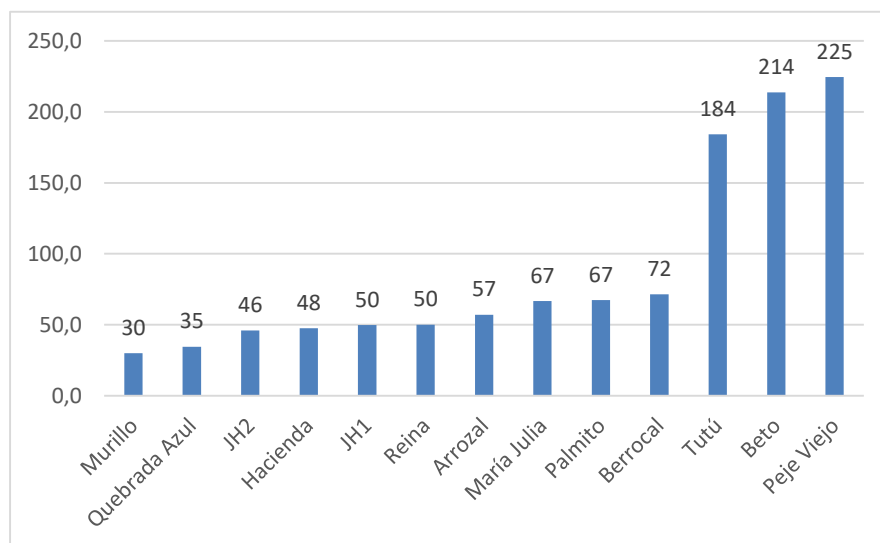


Figura 30. Densidad poblacional de larvas del barrenador gigante en fincas del Ingenio Quebrada Azul. Valores promedio. 2017.

Conclusiones

- Se evidencia que en poco más del 3% de los lotes muestreados las poblaciones de larvas del barrenador gigante superaron el rango considerado como una población alta o muy alta lo que positivo ya que en el año 2.016 representaba el 25% de los lotes muestreados.
- Más del 80% de los lotes presentan niveles de población bajos o muy bajos lo que es significativamente superior a los que se registró en el año 2.016 (47,4%).
- Lotes con niveles de población considerados moderados disminuyeron de un 27,6% en el año anterior a 14,6% en el 2.017.

Recomendaciones

- Aquellos lotes con niveles de población superiores considerados moderado, alto o muy alto deben ser vigilados con el objeto de establecer planes de manejo como la colocación de perchas para aves depredadoras de insectos y de bolsas amarillas adhesivas para la captura de los adultos del barrenador.

Agradecimiento

Al Tec. Agr. Ronald Berrocal por suministrar la información presentada. Reconocimiento a Isaías Laguna por el trabajo de campo realizado junto a su grupo de colaboradores de Ingenio Quebrada Azul.

Presencia de cochinillas harinosas en esquejes de caña de azúcar.

Resumen

Se presenta una descripción de las condiciones en donde se reporta la presencia de cochinillas harinosas en esquejes de caña de azúcar. Se hacen comentarios con respecto a la especie, la situación actual, su relación con otros insectos, el manejo de plantaciones y la importancia de utilizar semilla libre del insecto.

Introducción

En el último trimestre del año 2.017 se reporta la presencia de cochinillas harinosas en esquejes de caña de azúcar sembrados en finca La Argentina. El efecto de la cochinilla se observó en daños en las yemas y los brotes presentaron clorosis. En un principio se consideró que el insecto era la cochinilla harinosa de la caña de azúcar (*Saccharicoccus sacchari*). Debido a estar presente en un hábito diferente ya que sobrevive debajo de la superficie del suelo y el daño que provoca no se observa cuando está en los tallos sin cortar, se realizaron colectas que fueron enviadas al Servicio Fitosanitario del Estado quienes hacen la identificación de los especímenes como *Dysmicoccus brevipes*. Otros especímenes enviados a la UCR son identificados como *Saccharicoccus sacchari*. Debido a esa incertidumbre, más especímenes fueron enviados nuevamente a la UCR para la verificación por medio de secuenciación genética, resultados que aún están pendientes. Se considera que la identificación plena de la especie es fundamental por razones fitosanitarias y cuarentenarias, pero mientras la situación se define es necesario realizar más investigación respecto a su presencia (¿fue un caso esporádico y casual?), los daños que produce y su relación con variedades, distribución en áreas cañeras, enemigos naturales y métodos de control.

Objetivo

- Señalar las condiciones en que se presentan cochinillas harinosas en esquejes de caña de azúcar utilizados en la siembra.
- Indicar los daños que provoca la cochinilla en los esquejes sembrados.

Descripción de hábitat y daño

El primer reporte se realizó en una plantación de semilla ubicada en la finca La Argentina, en el distrito de Puente de Piedra, Grecia, Alajuela. El semillero fue sembrado con las variedades LAICA 07-20 y LAICA 07-26 en un lote con las coordenadas N 10,02505 W 084,35278 y a una altitud de 728 msnm.

Las condiciones de clima de la zona son las típicas del Valle Central con un periodo seco cercano entre 5 a 6 meses, una precipitación anual entre 1.450 a 3.900 mm para un promedio de 2.900 mm/año, temperaturas máximas promedio de 29,3°C, temperatura media de 23,3°C y mínima de 16,5°C, brillo solar entre 4,8 horas (periodo de lluvias) y 9,4 horas (época seca), con suelos de órdenes predominantes Inceptisol, Andisol, Alfisol y Ultisol y topografía ondulada con pendientes entre 0-30%.

El suelo del lote donde se sembró la semilla presenta las siguientes características químicas:

pH	cmol(+)/l					mg/l					%	Ca/Mg	Ca/K	Mg/K	(Ca+Mg)/K
	Acidez	K	Ca	Mg	CICE	P	Fe	Cu	Zn	Mn	SA				
5,8	0,1	0,4	11,1	4,2	15,8	6	121	28	3,4	18	0,6	2,6	29,2	11	40,2

En el área de los semilleros, días después de la siembra se observó fallas en la germinación y los brotes que emergieron presentaban poco desarrollo o albinismo. Esas condiciones se presentaron especialmente en el área donde se sembró la variedad LAICA 07-20; al extraer los esquejes se encuentra la presencia de cochinilla en los mismos sobreviviendo entre 5 y 15 cm por debajo de la superficie del suelo. Al realizar las observaciones se encontró que en algunos casos la yema que no germinó estaba siendo afectada por cochinillas mientras en otros casos la cochinilla estaba ubicada en la banda de raíces o en la base del tallo en desarrollo.



Figura 31. Ubicación de la cochinilla en yema y base del brote de los esquejes. Grecia, noviembre 2017.

Especímenes colectados por funcionarios del SFE fueron identificados como *Dysmicoccus brevipes*, plaga cosmopolita asociada a múltiples cultivos entre ellos piña, banano, palmito, cítricos y café. No hay reportes de esta especie en caña de azúcar en nuestro país por tanto se puede presumir que aparece por primera vez en esquejes de caña de azúcar o que ha existido en las plantaciones y que son confundidas o se enmascara con la cochinilla harinosa (rosada) de la caña de azúcar (*Saccharicoccus sacchari*), insecto ampliamente difundido en el país y el mundo sin ser hasta ahora reportado como un problema limitante para la producción en los índices de

infestación de tallos que regularmente presenta. Morfológicamente ambas son similares, pero para su identificación se requiere procesos de montaje y tinción.

Debido a esa incógnita y para tener certeza de cual especie de cochinilla está presente en los esquejes, otros especímenes de cochinillas del tallo colectados en fincas de Quebrada Azul, El Viejo y Coopevictoria y cochinillas del esqueje en el suelo de la Finca La Argentina, fueron codificados y enviados al especialista Dr. Julio Arias de la Universidad de Costa Rica para que realizara la identificación. Según el reporte brindado por el Dr. Arias, todos los especímenes revisados son *Saccharicoccus sacchari*, por tanto se mantiene la duda al respecto, por lo cual se enviaron más insectos a la UCR para realizar la identificación por medio de secuenciación genética, resultado pendiente.



Figura 32. Hembras adultas de *Saccharicoccus sacchari* (izquierda) y de *Dysmicoccus brevipes* (derecha). Fotografías Alessandra Rung, Scale Insects, USDA APHIS ITP, Bugwood.org <https://www.ipmimages.org>

En la plantación se observó presencia de la cochinilla en otras plantas (arvenses) como una cyperacea y una asterácea, por lo que se puede presumir que estas plantas hospederas presentes antes de la siembra estaban infestadas o que se infestaron al sembrar semilla contaminada.



Figura 32. Cochinillas presentes en la raíz de arvenses presentes en la plantación.

Otro aspecto que se ha observado es la presencia en esquejes en donde está presente la cochinilla de la hormiga loca (*Nylanderia fulva*), por lo cual se presume hay una acción de mutualismo o de comensalismo entre ellas.

Se conoce un abundante grupo de enemigos naturales que mantiene las poblaciones de la cochinilla rosada en niveles que no han provocado alertas fitosanitarias, entre ellas parasitoides y hongos entomopatógenos. Lo que se debe investigar es si al estar bajo el suelo esos enemigos naturales tienen la capacidad de afectar a las cochinillas.

Conclusiones

- Es evidente que hay un daño en las yemas y los brotes de caña de azúcar por efecto de la cochinilla, lo que produce fallas en la germinación y clorosis de las plantas.
- Existe una confusión en la identificación de la especie al tener dos criterios diferentes de especialistas del SFE y la UCR, pero ello no implica que no se realicen acciones prontas para disminuir el riesgo de afectación en el proceso de siembra.

Recomendaciones

- Es necesario y fundamental utilizar semilla sana, libre del insecto, ya sea para el establecimiento de semilleros o plantaciones comerciales en fincas del área de influencia del Valle Central.
- Evitar el trasiego de semilla infestada con cochinillas hacia otras regiones cañeras.

Evaluación de productos biológicos y químico para el control de cochinilla en los esquejes de siembra. La Argentina, Grecia.

Resumen

Se realizaron aplicaciones al suelo para valorar el efecto de productos biológicos y químicos en cochinillas harinosas ubicadas en los esquejes caña de azúcar. Se encontró una disminución significativa de cochinillas en el área aplicada con el producto químico mientras en el área donde se usaron los productos biológicos no hubo control. Es posible que la limitación de la eficacia de los productos biológicos se deba a la barrera física formada por el suelo.

Objetivo

- Evaluar el efecto de los productos biológicos a base de *Metarhizium anisopliae* y *Beauveria bassiana* sobre el control de la cochinilla de suelo en caña de azúcar
- Evaluar el efecto del insecticida Regent 20 SC (Fipronil) para el control de la cochinilla de suelo

Procedimiento

La valoración se realizó en la finca la Argentina ubicada en el distrito de Puente de Piedra en el cantón de Grecia, Alajuela, Costa Rica, N 10,02505 y W 084,35278 a una altura de 728 msnm. El estudio se realizó en un lote afectado por cochinilla harinosa afectando los esquejes sembrados. El lote se destinó para la siembra de semilleros con las variedades LAICA 07-20 y LAICA 07-26.

Se realizaron dos aplicaciones con bomba de motor y con el operador debidamente calibrado a la condición irregular del terreno. El producto biológico consistió en una mezcla de hongos entomopatógenos de la empresa BIOECO en la siguiente proporción 1 kg de *Metarhizium anisopliae* + 1 kg de *Beauveria bassiana* + 2 l de Biorep (biofermento repelente y biocida) + 0,4 l/ha de Rootplex (coadyuvante acondicionador y descompactador del suelo) y la aplicación del insecticida fue con el producto comercial Regent 20 SC a 0,2 l/ha con el ingrediente activo Fipronil + 0,4 l/ha de Rootplex.

Antes a la aplicación se realizaron muestreos para garantizar la presencia del insecto en el área que se aplicó. El muestreo consistió en sacar el esqueje del suelo, revisar si tenían o no cochinilla, se marcó con cinta topográfica la ubicación. Las aplicaciones se realizaron a un volumen de 800 l/ha distanciadas 15 días entre cada una. Para contabilizar el efecto de los tratamientos se realizaron dos muestreos destructivos a los 7 días después de cada aplicación donde se registró número de esquejes, nudos, brotes, yemas afectadas y presencia de cochinilla harinosa.

Resultados

Después de 7 días de la aplicación de la mezcla de productos biológicos y del insecticida, se evaluó la cantidad de esquejes en un metro de surco, donde se observó mayor cantidad en el tratamiento de biológicos con 6,78 que con el insecticida 2,57 datos que mostraron diferencia significativa $p < 0,05$. La cantidad de nudos por esqueje fue superior en el tratamiento del insecticida con 3,57

respecto al biológico con 2,35 resultados con significancia $p < 0,05$. El número de brotes viables se mantuvo muy similar entre tratamientos siendo superado muy levemente por el tratamiento químico con 1,71 y 1,65 el biológico datos que no presentaron significancia estadística $p > 0,05$. El número de yemas secas fue superior en la evaluación con el químico donde alcanzó 1,43 de yemas secas (calidad de la semilla utilizada) por debajo de la mezcla de hongos con 0,35 datos que presentaron significancia estadística $p < 0,05$. Los esquejes sin yema (afectadas por cochinilla) en ambos tratamientos no presentaron diferencia estadística $p > 0,05$. La presencia de cochinilla presentó significancia estadística entre ambos tratamientos $p < 0,05$, en el área tratada con el insecticida químico no se observó individuos en los esquejes extraídos mientras en el tratamiento de biológicos se obtuvo un promedio de 0,70 individuos por esqueje.

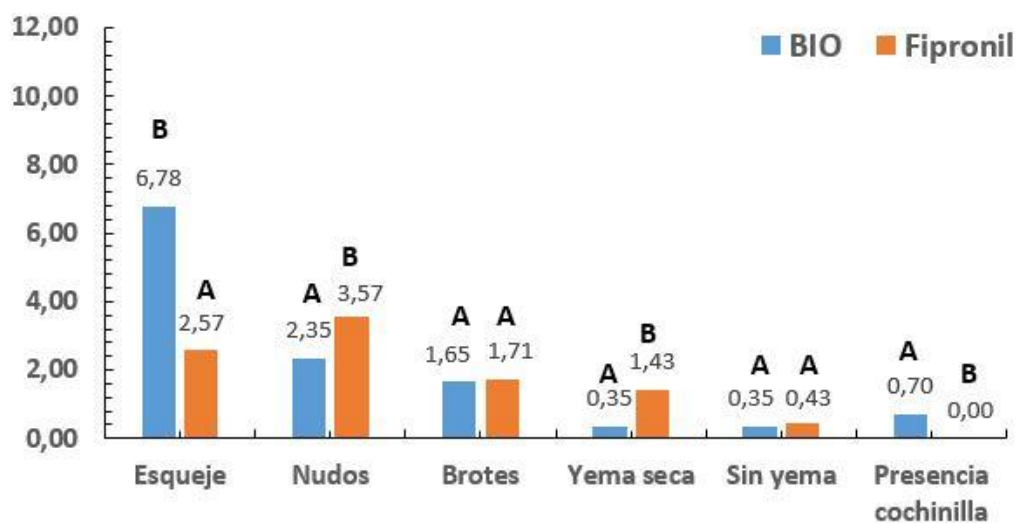


Figura 33. Muestreo de daños y presencia de cochinillas con una aplicación de productos biológicos y químicos en la finca La Argentina, Grecia, Costa Rica. 2017.

A los 15 días de la primera aplicación se realizó una segunda con los mismos productos y dosis en el mismo lote. La cantidad de esquejes fue mayor con respecto a la primera evaluación, de igual manera el tratamiento de biológicos supero al químico con 10,5 y 4,0, respectivamente y con significancia estadística $p < 0,05$. La cantidad de nudos fue prácticamente la misma y sin ninguna diferencia entre aplicaciones y tratamientos. El número de brotes fue superior en las franjas aplicadas con insecticida con 2,57, mientras las aplicadas con biológicos fue de 1,58, datos que presentaron diferencias significativas $p < 0,05$. La cantidad de yemas secas no presentó diferencia estadísticas entre tratamientos $p > 0,05$, aun así el tratamiento con la mezcla de hongos entomopatógenos reflejo una mayor tendencia hacia mayor cantidad de yemas secas. Los esquejes sin yema prácticamente no se presentaron en ambos casos. La presencia de cochinilla si mostró diferencias significativas $p < 0,05$ al no encontrarse individuos vivos en el área aplicad con el insecticida, en cambio en el área tratada con productos biológicos si hubo presencia de individuos vivos.

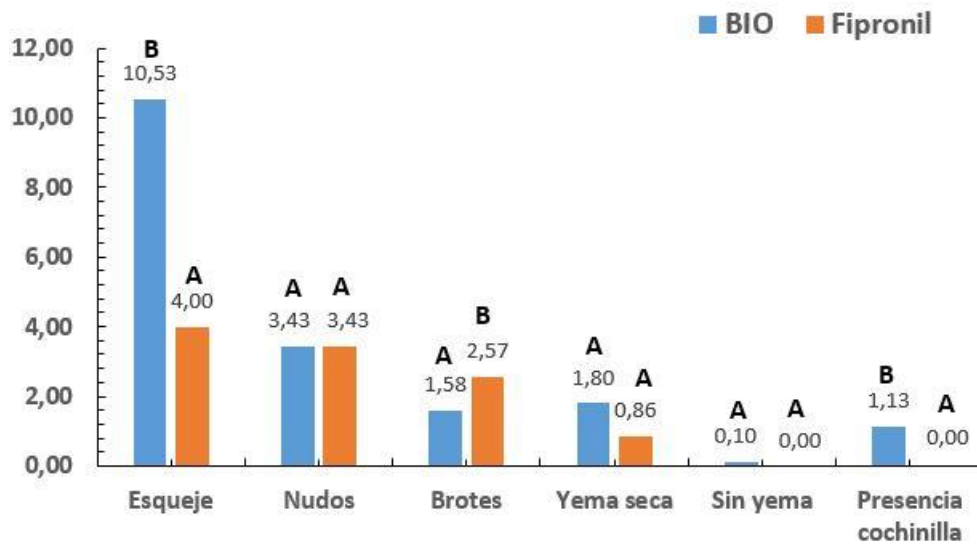


Figura 34. Muestreo de daños y presencia de cochinillas después de la segunda aplicación de productos biológicos y químicos en la finca La Argentina, Grecia, Costa Rica. 2017.

Conclusiones

- Como ocurre en situaciones similares donde se pretende hacer control de plagas en el suelo, no se logró recuperar insectos parasitados por los hongos entomopatógenos ni tampoco se percibió una disminución en las poblaciones de las cochinillas en los esquejes de caña de azúcar.
- A pesar que se determinó que el producto insecticida disminuyó significativamente las cochinillas en los esquejes se debe tomar en cuenta que el volumen de agua utilizado fue muy superior a lo usado comercialmente en caña de azúcar.

Recomendaciones

- Realizar selección de la semilla para evitar los daños observados durante la germinación y para evitar la propagación del insecto a áreas que se encuentren libres de su presencia.

Presencia de hormiga loca en plantaciones de caña de azúcar en el Valle Central.

Resumen

Se realiza el reporte de la presencia de hormiga loca (*Nylanderia fulva*) en fincas ubicadas en la parte baja de los cantones de Grecia, Atenas y Naranjo. Esta hormiga no ha sido reportada en ninguna otra región del país en ambientes agrícolas o áreas de conservación. Se describen aspectos sobre su biología y comportamiento.

Objetivos

- Hacer una descripción de la biología, hábitos y comportamiento de la hormiga loca.
- Indicar los efectos que puede provocar en la actividad cañera.

Identificación

En el mes de octubre del 2017 se reportó la presencia de abundantes hormigas en la finca El Tejar, ubicada en la parte baja del cantón de Grecia (a menos de 800 msnm), zona de influencia de la finca La Argentina. Altas poblaciones de esta hormiga se encontró debajo de material orgánico en descomposición al borde de un cañal en proceso de cosecha para semilla. En la finca La Argentina se observó en los callejones entre las plantaciones de caña de azúcar.

Funcionarios del SFE recolectaron unas muestras para la identificación llegando a establecer que esta hormiga pertenece al género *Nylanderia*. Otras muestras se entregaron al Dr. Paul Hanson (Biología, UCR) quien las remitió al Dr. John Lapolla de Towson University de Maryland quien confirma que la hormiga es *Nylanderia fulva*. El Dr. Hanson indica que es el primer registro de esa especie en el país.



Figura 35. Hormiga loca (*Nylanderia fulva*).

Descripción de la hormiga loca

El ciclo de vida de la hormiga difiere entre las obreras y las reinas. En condiciones de laboratorio (temperatura 24-26°C y humedad relativa 65-70%) las obreras completan su desarrollo entre 23 y 50 días, mientras la reina tarda entre 43 y 70 días (CENICAÑA, Colombia).

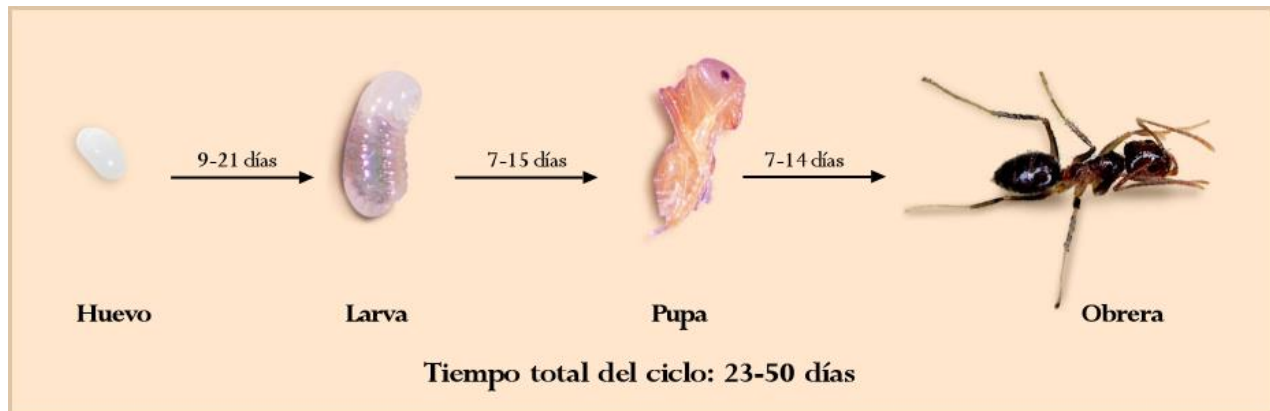


Figura 36. Ciclo biológico de las obreras de hormiga loca en condiciones de laboratorio.
Fuente CENICAÑA.

Esta hormiga es originaria de Brasil. Se introdujo a algunos países como Paraguay, Argentina, Colombia y Estados Unidos para que depredaran otras hormigas y serpientes (algunas introducciones fueron ilegales). Tiene una gran capacidad de colonizar nuevas áreas.

Se refugia debajo de la hojarasca u otros desechos del cultivo en descomposición donde mantiene sus nidos. Puede tener relación simbiótica con insectos chupadores como áfidos y cochinillas al alimentarse de sustancias azucaradas que ellos excretan durante su proceso de alimentación por tanto puede encontrarse en los tallos. Es depredadora de otros insectos, reptiles y algunos mamíferos pequeños. Reduce la diversidad biótica en un área determinada al desplazar a otras hormigas nativas. Referencias indican que puede transportar patógenos de plantas, animales y del humano. No tiene aguijón con veneno pero produce alta cantidad de ácido fórmico como mecanismo de defensa.

Al no haber reporte de reinas reproductoras aladas, la dispersión a largas distancias la realiza el humano al transportar plantas, equipo o maquinaria con la hormiga presente. La quema a la cosecha es un inductor para la producción de reinas.

Existe una teoría respecto a la aparición y fluctuación poblacional de la hormiga loca propuesto por Vargas et al (2004). Esta fluctuación está compuesta por cinco etapas: colonización, brote, debilitamiento, caída y ausencia de poblaciones (figura 37). Es dependiente de la ausencia de enemigos naturales y la competencia con otras hormigas nativas en las primeras dos etapas. Con el pasar del tiempo (años) se restablecen las hormigas nativas, aparecen enemigos naturales causantes de enfermedades, depredadores y parásitos y por lo tanto la población de la hormiga loca disminuye estableciéndose un equilibrio.

Referencias recientes de la Universidad de Luisiana indican el potencial de usar controladores biológicos como una mosca parasitoides, dos microsporidios y un virus, pero están en procesos insipientes de investigación a pesar que han trabajado en el tema de hormiga loca desde el año 2002. Uno de los enemigos naturales que se reportan en Colombia es el ácaro *Macrodinychus sellnicki* parásito de la hormiga loca. Existen insecticidas que han demostrado particular eficacia para el control entre ellos Fipronil, Imidacloprid y Deltametrina, los dos primeros registrados en

el cultivo de caña de azúcar en Costa Rica. La elaboración y aplicación de cebos es la principal estrategia de control.

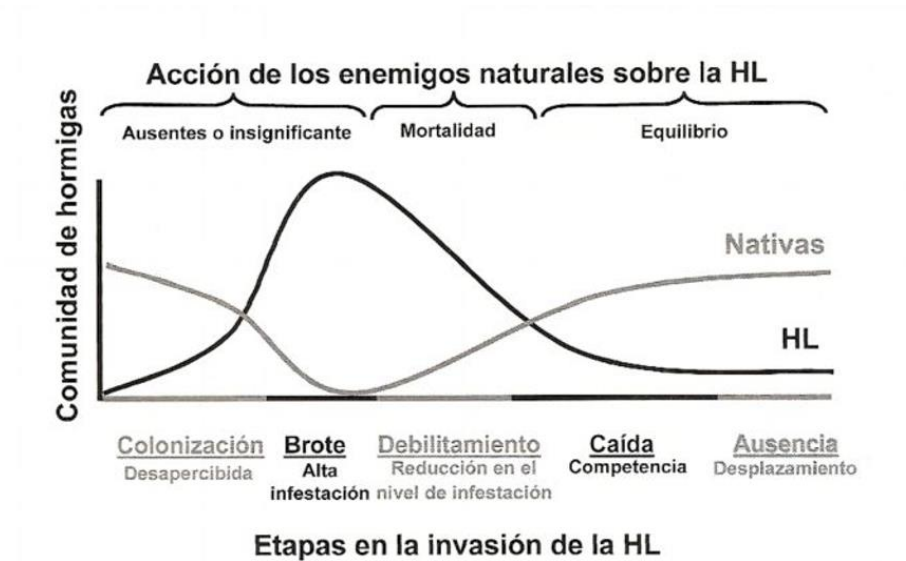


Figura 37. Diagrama teórico de la fluctuación poblacional de hormiga loca en el tiempo.
Fuente Gómez et al, 2004.

Puede ser un problema serio en casas o bodegas debido a su capacidad invasiva, lo que ya se ha reportado en esa localidad de Grecia. Reportes de otros países hacen referencia que por su alta densidad de poblaciones pueden provocar la muerte de animales domésticos indefensos al introducirse por la nariz y boca o afectar órganos como los ojos. Esto puede ser importante porque pueden intervenir en el proceso de manejo y prevención instituciones como Ministerio de Salud, SENASA y otras.

Desde que se reconoció esta situación se han realizado inspecciones en otras regiones cañeras del país pero no se ha observado su presencia.

Monitoreo de infestación de hormiga loca.

El entomólogo Germán Vargas de CENICAÑA compartió información sobre el método de monitoreo que ejecutan en las plantaciones de caña de azúcar en Colombia. El monitoreo se realiza mediante la colocación de trampas confeccionadas con tazas plásticas perforadas a los costados o en la tapa. Dentro de la trampa se coloca una rodaja de salchicha que sirve de atrayente a las hormigas. Se recomienda colocar las trampas en altas densidades (hasta 50/lote) distribuidas al azar a cualquier hora del día en los bordes y dentro de las plantaciones y deben mantenerse en el sitio entre una y dos horas. Cuando se contabiliza 100 o más individuos de hormiga loca por trampa es indicativo de una alta infestación en donde se debe intervenir con un método de manejo (Comunicación personal Germán A. Vargas, 2017). Este sistema de monitoreo con las trampas fueron validadas en la finca La Argentina en donde se demostró su eficacia por la atracción de las hormigas.



Figura 38. Trampas recomendadas para el monitoreo de la hormiga loca (*Nylanderia fulva*).

Conclusiones

- Es posible que esta hormiga no se comporte como una plaga agrícola de manera directa, pero tiene la particularidad de asociarse con insectos con potencial de provocar daños en el cultivo de la caña de azúcar como los áfidos, cochinillas y escamas.
- Se considera que la fluctuación poblacional de la hormiga en la región puede estar en la etapa de alta infestación (brote) por lo tanto las medidas de manejo y control son de gran importancia.
- Se demuestra que el método de muestreo de la hormiga loca permite conocer los niveles de infestación en las plantaciones de caña de azúcar, evaluar la eficacia del control y podría funcionar para establecer la dinámica de poblaciones.

Recomendaciones

- Es importante realizar un diagnóstico de presencia en las áreas cañeras del Valle Central y ser vigilantes en las otras regiones del país, especialmente las que tienen condiciones de ambiente similares.
- Evitar el transporte de material vegetativo para reproducción de caña de áreas infestadas a otra libres de hormiga loca.
- Evaluar el efecto de la quema de residuos de cosecha sobre las poblaciones de hormiga loca en áreas con mayor incidencia.

Referencias bibliográficas

Gómez LA; Arcilla, AM; Lastra, LA; Chacón PA. 2012. Algunas bases biológicas para el manejo de la hormiga loca *Paratrechina fulva*. Carta Trimestral n° 1, vol 24. CENICAÑA, 2012.

Vargas GA; Díaz PA; Lastra LA, Mesa NC, Zenner PI, Gómez LA. 2004. Reconocimiento de enemigos naturales de la hormiga loca, *Paratrechina fulva* (Hymenoptera: Formicidae), en el municipio de El Colegio (Cundinamarca) y en el valle del río Cauca. Revista Colombiana de Entomología 30(2): 225-232 (2004).

Monitoreo y control mediante cebos de la hormiga loca en plantaciones cañeras del Valle Central.

Resumen

Se presentan recomendaciones para el monitoreo y control con cebos de la hormiga loca. La metodología ha sido adoptada de la experiencia colombiana en el manejo de esta hormiga después de 40 años de convivencia.

Objetivo

- Proponer una técnica de monitoreo de la hormiga loca que sea práctica y económica en las plantaciones de caña de azúcar.
- Dar a conocer la composición y uso de cebos para la regulación de poblaciones de la hormiga loca.

Monitoreo de hormiga loca

En Colombia (CENICAÑA) se realiza el muestreo para determinar infestaciones de hormiga loca por medio del trapeo con cajas plásticas con ocho perforaciones cebada con una rodaja de salchicha. El muestreo se hace colocando 50 trampas por lote distribuidas al azar a cualquier hora del día, se mantienen en el campo entre una y dos horas. Cuando se contabiliza 100 o más individuos de hormiga loca por trampa es indicativo de una alta infestación en donde se debe intervenir con un método de manejo (Comunicación personal Germán A. Vargas, 2017).

Cebo tóxico

Tecnología desarrollada por el ICA en Colombia, recomendada por CENICAÑA y utilizada en las plantaciones de caña ha sido el método más racional para el manejo de poblaciones de hormiga loca. Este método es práctico y de bajo costo y ha mostrado alta efectividad en el control de la hormiga en condiciones donde hay residuos de cosecha o plantaciones desarrolladas. El cebo consiste en un atrayente alimenticio (harina de pescado) impregnado con una dosis baja de insecticida (Fipronil) y un tamaño de partícula (conveniente el de bagacillo de caña) que permite el traslado por las obreras del cebo a los nidos donde se encuentran los huevos, larvas y obreras, machos y reinas que son intoxicadas.

Se debe de evaluar las poblaciones en las zonas infestadas un mes después de la cosecha. Si la captura en las trampas es superior a 100 obreras se hace uso de los cebos tóxicos entre 1 y-5 meses después de la cosecha, periodo en que se puede ingresar a las plantaciones. La distribución del cebo se hace de forma uniforme al voleo intentando recorrer el campo por los entresurcos, que es donde en su mayoría anidan las hormigas. Si se requiere aplicar en un cultivo de caña con una edad más avanzada, la distribución de cebo debe hacerse alrededor del campo, pero entrando al menos 10 metros en los surcos para una mejor distribución. Es importante aplicar al voleo para la distribución más amplia de las partículas pequeñas. La aplicación del cebo reduce las poblaciones de hormiga loca y las mantiene bajas hasta por lo menos tres meses.

La composición del cebo para aplicar en una hectárea de caña de azúcar u otras áreas afectadas es la siguiente:

Cebo para control de hormiga loca (<i>Nylanderia fulva</i>)		
Cenicaña 2017		
Formulación del cebo en agua		
Componentes	Unidad	15 kg
Harina de pescado	kg	0,75
Bagacillo	kg	2,25
Fipronil	ml	0,48
Agua	l	12,00
Total	kg	15,00
Dosis/ha = 15 kg		
Mezclar la harina de pescado con el agua, adicionar el insecticida. La solución se mezcla con el bagacillo homogenizando el cebo.		

Validación de cebos tóxicos

Se procedió a validar la eficacia del cebo tóxico en un área infestada de hormigas en la finca La Argentina. Los resultados del monitoreo previo a la aplicación dieron como resultado promedio 51,8 hormigas por trampa (100 trampas utilizadas). Ocho días después de la aplicación del cebo se obtuvo un promedio de hormigas de 4,4/trampa (figura 39).

Se estableció una escala por rangos de captura (DIECA) según la cantidad de hormigas en las trampas antes y después de la aplicación del cebo tóxico obteniendo el siguiente resultado:

Rango de capturas	Trampas	
	Antes	Después
0 a 25	38	96
26 a 50	12	1
51 a 75	12	2
76 a 100	13	0
>100	25	1
Total	100	100

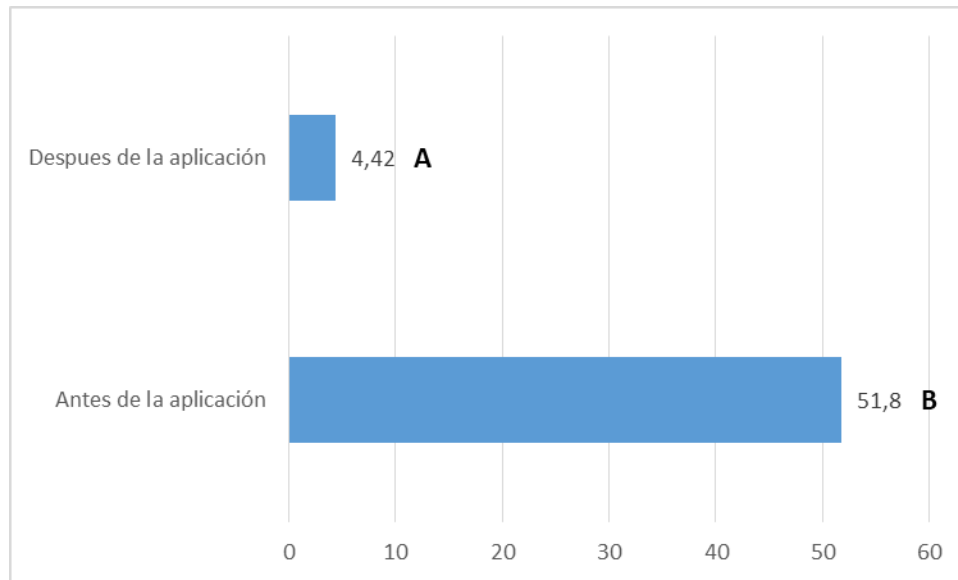


Figura 39. Promedio de hormiga loca por trampa antes y después de la aplicación de cebo tóxico. La Argentina, Grecia. 2017.

Conclusiones

- Es muy importante contar con el cebo tóxico para el manejo de poblaciones de hormiga loca lo que permitirá aplicar medidas de contención de las poblaciones y la invasión acelerada en nuevas áreas de cultivos.
- Se demostró la eficiencia del cebo sobre las poblaciones de hormiga loca al bajar las poblaciones en un periodo de ocho días.
- Se evidencia mayor infestación de hormiga loca en lotes con residuos de cosecha, por tanto el manejo de los mismos puede ser un factor a considerar.

Recomendaciones

- Aplicar el cebo tóxico en áreas con niveles de infestación alto determinados mediante el monitoreo con las trampa cebadas con salchicha.
- Sería muy conveniente que alguna institución que cuente con infraestructura adecuada, pueda formular las cantidades requeridas de cebo para el control de la hormiga loca.

Identificación taxonómica de arvenses asociadas al cultivo de caña de azúcar en las seis regiones cañeras de Costa Rica

Informe de la pasantía realizada por la Agr. Ángela Soto Sáenz, Universidad de Costa Rica.

Introducción

El exceso de aplicaciones químicas que se realizan en la agricultura convencional ha incrementado poco a poco la resistencia a insecticidas de varias plagas. Con respecto a esta situación y teniendo en cuenta la naturaleza de algunas plagas de caña, LAICA desde la creación de DIECA como órgano técnico del sector azucarero, ha dirigido sus esfuerzos hacia el uso de estrategias integradas de manejo y combate de plagas, en donde el control biológico con la creación de los laboratorios de reproducción de avispas *Cotesia flavipes*; parasitoide de larvas del lepidóptero *Diatraea* spp. y la producción de hongos entomopatógenos *Metarhizium anisopliae* y *Beauveria bassiana*, generó una cultura de uso racional de productos sintéticos al tener alternativas biológicas de calidad y eficaces.

Entre las problemáticas que se pueden presentar en el manejo en campo de un parasitoide utilizado para el control biológico de plagas, se encuentra la vida útil del insecto en el agro ecosistema ya que al ser un organismo vivo deben tenerse en cuenta las condiciones ambientales y de alimentación, para asegurarse una supervivencia durante el tiempo suficiente para realizar una parasitación eficiente y que posea, además, la capacidad para reproducirse en el ambiente y así asegurar un control continuo de plagas.

El uso de plantas benéficas en el agro ecosistema –plantas que aportan un servicio ambiental y también agrícola- ha demostrado ser una alternativa viable para la reproducción y supervivencia tanto de insectos parasitoides y depredadores introducidos como para la conservación de aquellos que son nativos del ecosistema (Eoche-Bosy et al., 2016). Estas plantas deben poseer características específicas como: ser fuentes de alimentos suplementarios albergando huéspedes o presas alternas, alimentos complementarios como néctar, polen y ligamaza, además de servir como vía de tránsito a través del espacio, poseer una morfología o arquitectura que permita una modificación del microclima dentro de ella para asegurar refugio a temperaturas extremas y un ambiente para la reproducción de los individuos (Mexzon, 1997; Stapel et al., 1997; Denys y Tschardtke, 2002; Pfiffner y Wyss, 2004; Gardiner et al., 2010).

Es importante recalcar que cada agro ecosistema es diferente y puede presentar necesidades particulares de acuerdo con su geografía, por lo que se recomienda utilizar primeramente las especies nativas de cada área tomando como base su alta adaptabilidad a las condiciones climáticas y a las poblaciones de insectos benéficos que ya se encuentran acondicionados a las arvenses de la zona (Swaminathan et al., 2012).

Como parte de un manejo integrado de plagas se propuso por medio de esta pasantía la identificación taxonómica de las arvenses acompañantes más comunes en el cultivo de caña de azúcar en las seis regiones cañeras del país, con el fin de caracterizar las poblaciones de arvenses

y eventualmente, por medio de trabajos futuros, observar las poblaciones de insectos benéficos que visitan estas plantas.

Metodología

El estudio fue realizado en nueve localidades de las seis regiones cañeras de Costa Rica (Anexo 1), para ello se realizaron giras a las siguientes zonas:

- Región de Guanacaste Este, Cañas.
- Región de Guanacaste Oeste, Ingenio CATSA y Filadelfia.
- Región Norte, Los Chiles y San Carlos.
- Región de Puntarenas, Ingenio El Palmar.
- Región del Valle Central, Grecia.
- Región Turrialba, Turrialba y Juan Viñas.
- Región Sur, Pérez Zeledón.

Se realizaron diferentes colectas en campo de arvenses presentes en cañales. Las muestras recolectadas fueron preservadas por medio de prensas de malezas confeccionadas con tablillas de madera y cartón de aproximadamente 60x45 cm sostenidas por mecates y ligas en sus extremos (Figura 1), las plantas fueron colocadas una a una dentro de la prensa entre hojas de periódico que las secaron y preservaron para su posterior consulta.

Cada planta fue fotografiada *in vivo* (Figura 2) y en seco con dos cámaras modelo Nikon Coolpix L120 y Canon SX50HS, cuidando retratar detalles de flores, tipo de hoja, tallo, pilosidades, entre otras. Luego se realizó la identificación taxonómica hasta género y especie de cada planta recolectada (Anexo 2) por medio de diferentes fuentes bibliográficas (Cárdenas et al. 1972; Gómez y Rivera, 1987; Nilsson et al., 2005; Rojas y Ramírez, 2013, Agüero *et al.*, 2008; Aquatic Plant Central Members, 2010; Herbario CICY, 2010; Soto, 2011; Vibrans, 2012, The plant List, 2013; Flora del Noroeste de México, 2017: Tropicos.org, 2017; COPPEETEC-UFRJ, s.f.; SEINet, s.f.).

Para el análisis de los datos se realizó la sumatoria de cada una de las especies y familias por



Figura 1. Prensa de malezas



Figura 2. *Richardia scabra* fotografiada en campo

localidad, posteriormente se

procesaron y compararon los datos por localidad por medio del Coeficiente de Similitud de Jaccard; el cual permite observar la relación entre el número de especies compartidas y el total de especies exclusivas entre cada localidad, el cual responde a la siguiente ecuación:

$$IJ = \frac{c}{(a + b - c)}$$

Donde a: es el número de especies presentes en la localidad A; b: es el número de especies presentes en la localidad B y c: es el número de especies presentes en ambas localidades, A y B.

Adicionalmente se compararon las regiones de acuerdo con la presencia de Poaceas, Cyperaceas y Asteraceas. Se clasificaron las plantas como monocotiledóneas y dicotiledóneas, y se realizó una comparación entre todas las localidades. Por último, se comparó la presencia de las familias con mayor representación según su aparición en la vertiente del Pacífico y del Caribe.

Resultados y discusión

Para realizar este estudio se analizaron un total de 3091 fotografías que representaban 12.0 GB de información. La identificación taxonómica de las plantas fotografiadas y recolectadas de las seis regiones y nueve localidades brindó un total de 253 especies distribuidas entre 51 familias. Las localidades que presentaron la mayor cantidad de especies fueron Turrialba, San Carlos y Filadelfia respectivamente (Cuadro 1).

Cuadro 1. Número de especies y familias identificadas por región y localidad.

Regiones	Localidad	Especies	Familias
Guanacaste	Cañas	30	10
	Filadelfia-CATSA	72	25
Norte	Los Chiles	39	15
	San Carlos	73	32
Puntarenas	El Palmar	43	21
Sur	Pérez Zeledón	43	19
Turrialba	Juan Viñas	44	21
	Turrialba	70	29
Valle Central	Grecia	56	16
	Total	253	51

La mayoría de las localidades presentó más de 30 especies de arvenses por lugar, mientras que la cantidad de familias varió entre cada región siendo la media de 20 familias por zona (Figura 3). La diversidad de familias y especies puede responder a varios factores incluyendo las zonas de vida (Holdridge, 1982) y las condiciones climáticas o edáficas.

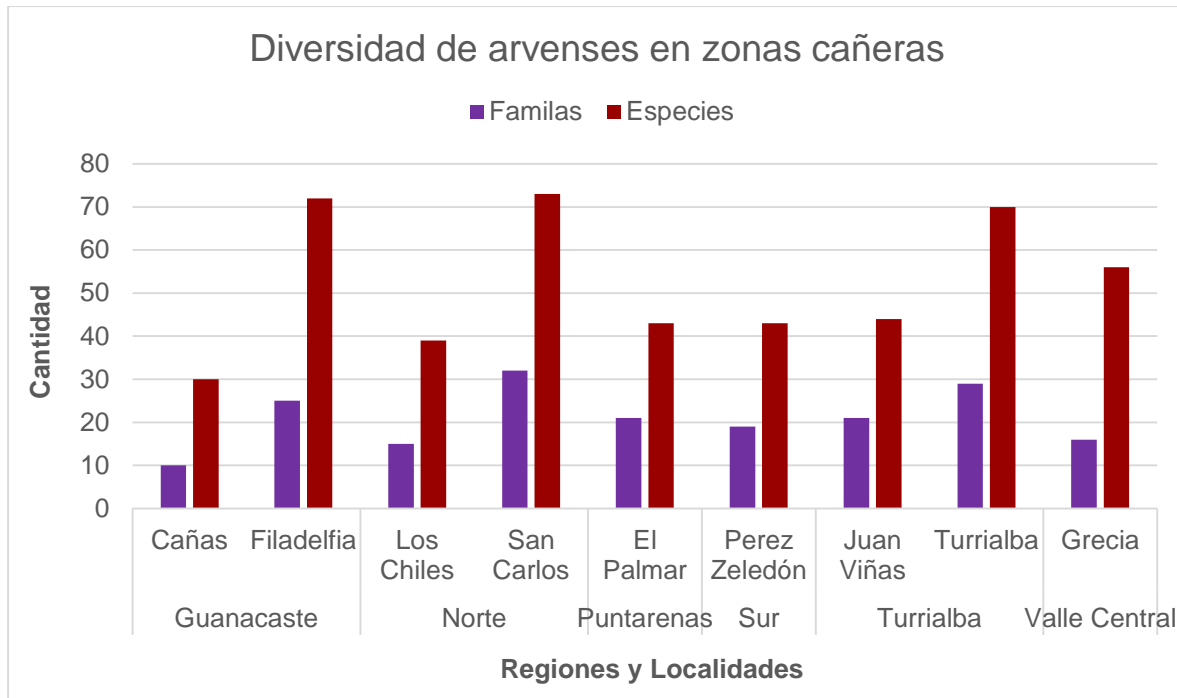


Figura 3. Cantidad de familias y especies de arvenses identificadas en cada una de las diferentes regiones y localidades.

Al observar la cantidad de especies y familias presentes en cada zona (Figura 4) y el porcentaje que representa esa cantidad especies y familias del total identificado (Figura 5) se evidencia una relación inversa en el porcentaje de familias totales por zona, en comparación con la cantidad de familias por zona. Condición similar se observa con el porcentaje y número de especies por zona (Figura 3 y 4), esto quiere decir que a pesar de presentar en promedio un 18% de la diversidad de todas las especies, las mismas familias están presentes en aproximadamente 40% de todas las localidades.

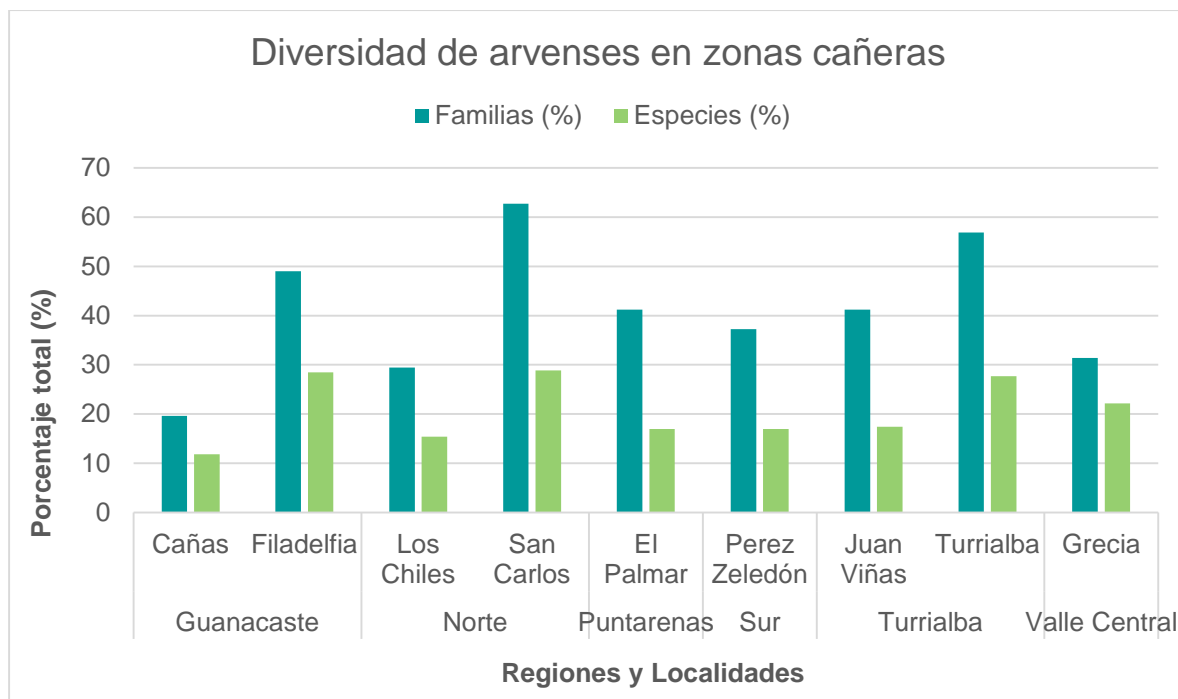


Figura 4. Porcentaje del total de familias y especies de arvenses por cada región y localidad.

Se observó que las zonas que contaron con la mayor proporción de familias y especies del total inventariado fueron San Carlos y Turrialba seguidos por Filadelfia (Figura 5). Esto indica que estas zonas presentaron no sólo la mayor diversidad de familias y especies si no también la mayor cantidad de familias y especies totales inventariadas para todas las regiones.

Otro análisis se realizó con el fin de identificar cuáles zonas se asemejan más entre ellas, este fue el índice de Similitud de Jaccard, que relaciona el número de especies compartidas con el número total de especies exclusivas (Villarreal et al., 2006). Al realizar este análisis con el número de especies entre cada una de las localidades, se obtuvo una tabla de datos en la cual cada localidad fue comparada entre sí (Cuadro 2). Entre más cercano a 1 es el valor obtenido se obtienen niveles de similitud más altos (Moreno, 2001).

Cuadro 2. Índices de similitud de Jaccard para las distintas localidades de las seis regiones cañeras de Costa Rica. En rojo se encuentran los datos por encima del valor 0,20, mientras que los números más grandes y en negrita representan mayores similitudes.

Localidades	Cañas	Palmar	Filadelfia	Grecia	Juan Viñas	Los Chiles	Pérez Zeledón	San Carlos	Turrialba
Cañas	0	0,16	0,09	0,10	0,05	0,12	0,11	0,10	0,05
Palmar	0,16	0	0,26	0,14	0,13	0,16	0,12	0,15	0,14
Filadelfia	0,09	0,26	0	0,10	0,10	0,12	0,07	0,21	0,13
Grecia	0,10	0,14	0,10	0	0,21	0,13	0,22	0,17	0,20
Juan Viñas	0,05	0,13	0,10	0,21	0	0,11	0,16	0,14	0,24
Los Chiles	0,12	0,16	0,12	0,13	0,11	0	0,17	0,18	0,21
Pérez Zeledón	0,11	0,12	0,07	0,22	0,16	0,17	0	0,13	0,29
San Carlos	0,10	0,15	0,21	0,17	0,14	0,18	0,13	0	0,28
Turrialba	0,10	0,14	0,13	0,20	0,24	0,21	0,28	0,29	0

Como se puede observar en los resultados de este índice (Cuadro 2) ninguno de los valores obtuvo una cantidad cercana a 1, sin embargo, se pueden categorizar niveles de similitud entre localidades.

Es importante mencionar que este índice puede estar sobreestimando la similitud ya que brinda el mismo peso a todas las especies sin importar su abundancia, incluyéndose especies que no necesariamente son comunes en el área o pudiéndose no abarcar todas las especies presentes en la localidad, brindando un sesgo en los datos (Chao et al., 2004, Villarreal et al., 2006).

Al clasificar los datos en la primera categoría se obtienen los valores más altos; por encima de 0,28, en donde se evidencia que las localidades más similares son Turrialba con Pérez Zeledón y con San Carlos, mientras que en una segunda categoría se pueden incluir los datos con valores por encima de 0,25 agregándose la similitud entre Filadelfia con el Palmar. En una tercera categoría con 0,24 como valor mínimo se pueden clasificar los mismos valores de la categoría anterior, y agregar, además a Turrialba su relación con Juan Viñas (Cuadro 2).

Luego de estas categorizaciones las áreas que son similares únicamente al 0,20 son Grecia y Los Chiles presentando los menores índices, sin embargo, aún en este parámetro se asemejan a las especies presentes en Turrialba, mientras que las plantas obtenidas en la localidad de Cañas poseen valores muy pequeños con ninguna similitud entre las otras localidades (Cuadro 2), esta última situación puede deberse a la baja recolecta de plantas realizada en la primera gira, en la cual se identificaron únicamente 22 especies lo que representa el 9% de las especies totales identificadas en este estudio.

En los trópicos, la riqueza de diversidad es dependiente de la radiación solar o el brillo incidente en cada zona (Valdés y Cano-Santana, 2005), sin embargo, distintos factores climáticos y edáficos pueden ser parte las razones por la cual un grupo de especies se encuentran en una zona mientras que en otra zona aparece otro grupo.

De acuerdo con los regímenes de humedad del suelo de cada zona (Mata y Sandoval, 2016) se observa que las áreas de El Palmar y Filadelfia presentan un régimen ústico con precipitaciones anuales promedio entre 1700-1800 mm, así como un piso altitudinal por debajo de los 350 msnm y radiación solar entre 16,7-18,6 Mj/m² (Chaves y Chavarría, 2013), además ambas localidades se encuentran en la zona de vida del Bosque Húmedo Premontano (Holdridge, 1928) (Cuadro 3), razón que puede explicar la similitud de plantas arvenses acompañantes en el cultivo de caña de azúcar para estas regiones.

En el caso de la zona de Turrialba se encuentra la particularidad de que varias áreas se asemejan a ésta (Cuadro 2), siendo San Carlos y Pérez Zeledón las áreas con más similitudes, seguida por Juan Viñas, Grecia y Los Chiles. Todas estas regiones presentan regímenes údicos (Mata y Sandoval, 2016), precipitaciones por encima de los 2700 mm, valores de radiación solar muy similares entre sí y temperaturas promedio entre 21.2-24,8°C (Chaves y Chavarría, 2013) a pesar de su gran variedad de pisos altitudinales (Cuadro 3). Además, en Turrialba se identificó una de las mayores cantidades de plantas por lo que gracias a su diversidad se podría considerar una región base para realizar próximos estudios relacionados a diversidad.

Cuadro 3. Diversas condiciones de cada una de las zonas estudiadas, entre paréntesis se encuentra el promedio (Vargas, 2011; Chaves y Chavarría, 2013; Mata y Sandoval, 2016).

Condición / Zona	Régimen de humedad del suelo	Temperatura promedio anual (°C)	Altitud plantaciones (msnm)	Precipitación anual (mm)	Radiación solar (MJ/m ²)	Zonas de vida de Holdridge	Similitud entre zonas
Cañas	Ústico	26-28 (27,5)	5-160	1100-2600 (1700)	14-23,2 (18,6)	Bosque humedo premontano	-
El Palmar	Ústico	25-29 (27,0)	0-350	1100-2900 (1800)	13,5-20 (16,7)	Bosque humedo premontano	a
Filadelfia	Ústico	26-28 (27,5)	5-160	1100-2600 (1700)	14-23,2 (18,6)	Bosque humedo premontano	a
Grecia	Ústico	20-27 (23,3)	600-400	1450-3900 (2900)	18	Bosque humedo premontano	b
Juan Viñas	Údico	18-23 (21,2)	480-1500	2500-3300 (2900)	10,6-19,1 (16,2)	Bosque pluvial montano	c
Los Chiles	Údico	23-27 (24,8)	40-680	1700-4300 (3200)	16	Bosque tropical humedo	c
Pérez Zeledón	Údico	22-27 (24,5)	350-750	2400-4300 (2700)	-	Bosque muy humedo premontano	bc
San Carlos	Údico	23-27 (24,8)	40-680	1700-4300 (3200)	16	Bosque muy humedo tropical	c
Turrialba	Údico	18-23 (21,2)	480-1500	2500-3300 (2900)	10,6-19,1 (16,2)	Bosque pluvial montano bajo	c

Se decidió analizar las familias de especies reportadas como problemáticas en distintos estudios (Bolaños y Alfaro, s.f; Pérez et al., 2014; Bolaños, 2015; Alfaro y Ocampo, 2017) con el fin de señalar su presencia en las zonas analizadas. Según éstos autores, las Poaceas, Cyperaceas y hojas anchas, con mayor representación en este estudio, junto con las Asteraceas, son las familias que más problemas acarrearán en su control en campo.

Los resultados obtenidos a partir del análisis de estas familias por localidad (Figura 5) demuestran que las Poaceas, en la mayoría de las áreas, son la familia con la mayor cantidad de especies, observándose en Filadelfia proporciones mayores que en las otras áreas; seguidas por Turrialba y Grecia, en estas últimas; las proporciones entre Poaceas, Cyperaceas y Asteraceas son similares, sin embargo, en Filadelfia se observa una predominancia de Poaceas por sobre las otras familias analizadas, se puede resaltar también la presencia de Cyperaceas en el área de Filadelfia y San Carlos.

Esta información brinda una idea de la distribución de especies y familias entre las distintas localidades y ayuda a dilucidar el tipo de control e importancia que se le debe dar al realizar un control de malezas en estas áreas.

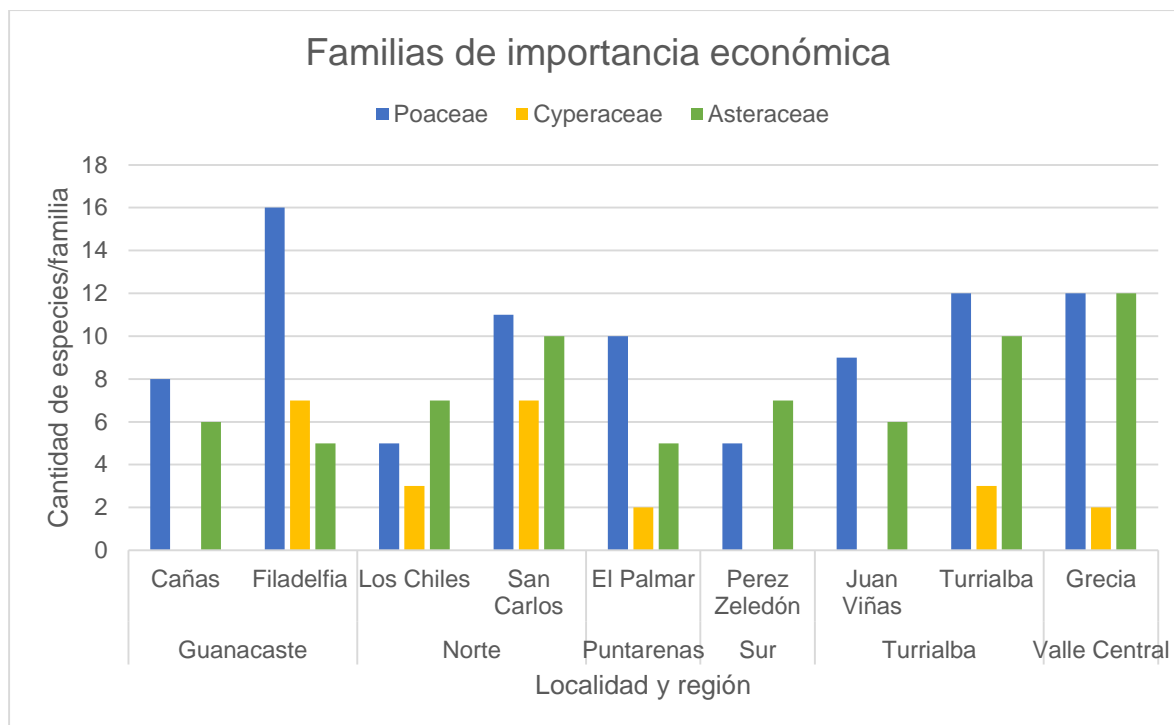


Figura 5. Número de especies por familia en cada localidad y región distribuidas entre las familias Poaceae, Cyperaceae y Asteraceae.

Como una segunda sección se decidió comparar los datos brindados por la clasificación entre monocotiledóneas y dicotiledóneas.

Se observa que las dicotiledóneas fueron el grupo más importante en todas las regiones y localidades, representando el 71% de las familias identificadas, mientras que el 29% de estas familias se clasificaron como monocotiledóneas. Situación similar se observa con las especies, ya que el 69% corresponde a dicotiledóneas mientras que el 31% corresponde a monocotiledóneas. Proporciones similares han sido observadas en otras latitudes y estudios (Kappelle et al., 2000; Villaseñor, 2003; Yarupaitán y Albán, 2003; Toro, 2006; Ramírez et al., 2014).

En las localidades de Turrialba y Grecia (Figura 6A) se presentaron los mayores porcentajes tanto de dicotiledóneas como de monocotiledóneas, sin embargo, a pesar de que las cantidades de especies también responden a la misma proporción, el porcentaje total de las especies monocotiledóneas tiende a ser muy similar o mayor en algunas áreas, como se observa para Turrialba y Los Chiles (Figura 6B), esta situación responde a la diversidad y cantidad de especies monocotiledóneas en estas localidades, en donde 34 y 33 especies respectivamente de las 79 registradas se encontraron presentes, mientras que en Grecia, lugar donde se presenta la mayor cantidad de dicotiledóneas, se identificaron sólo 29 especies de las 173 totales.

Este tipo de información puede ser de gran ayuda al dirigir programas de control de arvenses, brindando datos regionales que indican las áreas en las cuales es importante dirigir los esfuerzos para el control de ciertas familias por encima de otras de menos importancia (Figura 5).

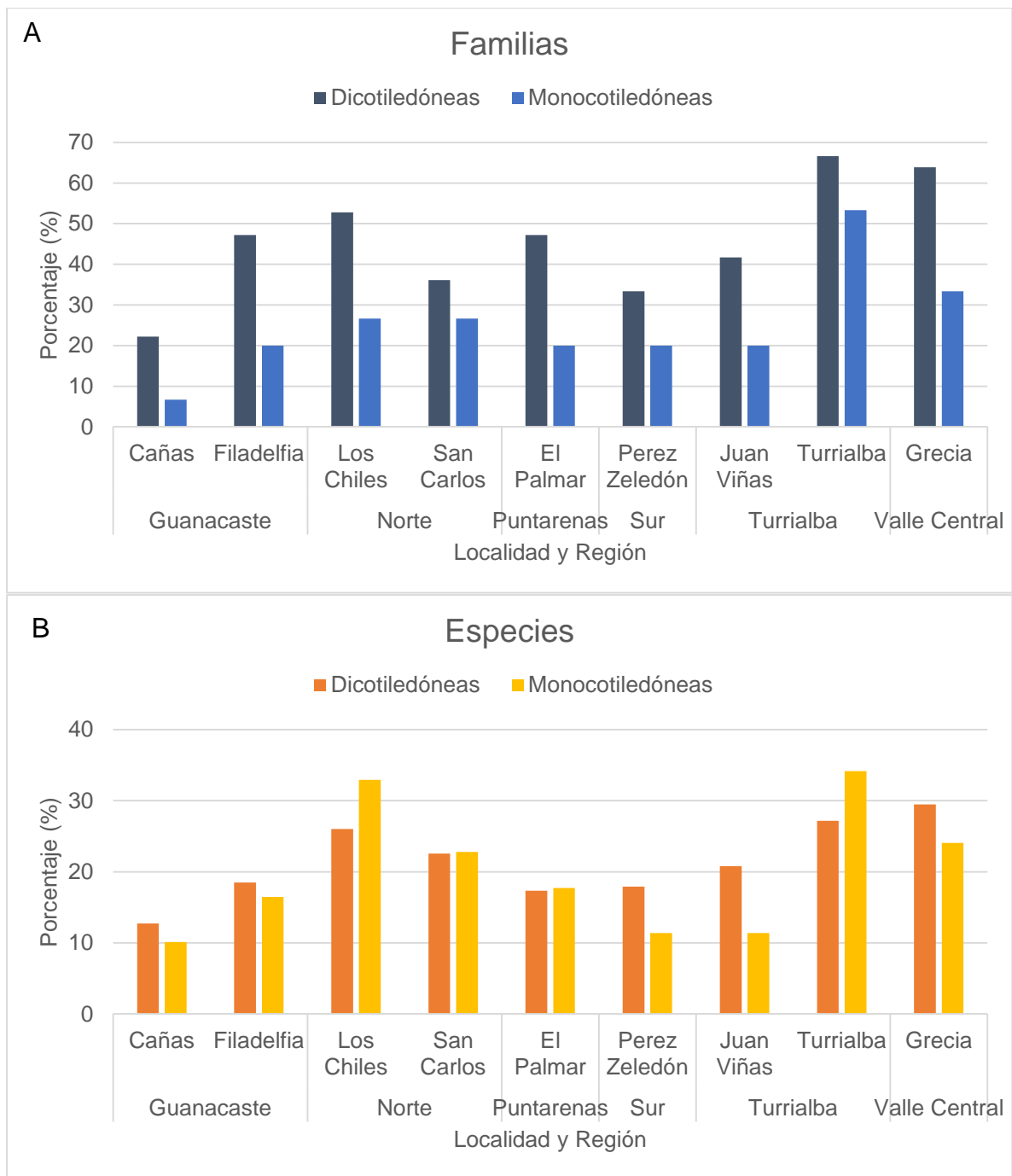


Figura 6. Porcentaje de familias (A) y especies (B) totales de dicotiledóneas y monocotiledóneas presentes en cada una de las localidades y regiones.

El último análisis que se realizó para comparar los resultados obtenidos fue la distribución de la cantidad de especies por familia entre cada vertiente. Se evidenció que la vertiente Pacífica presentó la mayor cantidad de especies por familia (Figura 7), esta situación puede ser explicada entre varias razones por la cantidad de puntos de muestreo ya que en el área Pacífica se contemplaron las localidades de Cañas, Filadelfia, El Palmar, Pérez Zeledón y Grecia; mientras que

las áreas de la región Caribe se encuentran representadas por Turrialba, Juan Viñas, Los Chiles y San Carlos; también es importante tener en cuenta que los pisos altitudinales y regiones son sumamente diferentes entre sí tanto a nivel de temperatura y humedad como de zonas de vida (Cuadro 3).

Se evidencia también que la mayor cantidad de especies se encuentran entre las Poaceas y las Asteraceas en ambas vertientes; en la vertiente Caribe hay una cantidad de Fabaceas significativamente menor que en el Pacífico, sin embargo, la tendencia se mantiene entre las Cyperaceas y las Euphorbiaceas, entre las cuales la diferencia de especies por vertiente es similar (Figura 7).

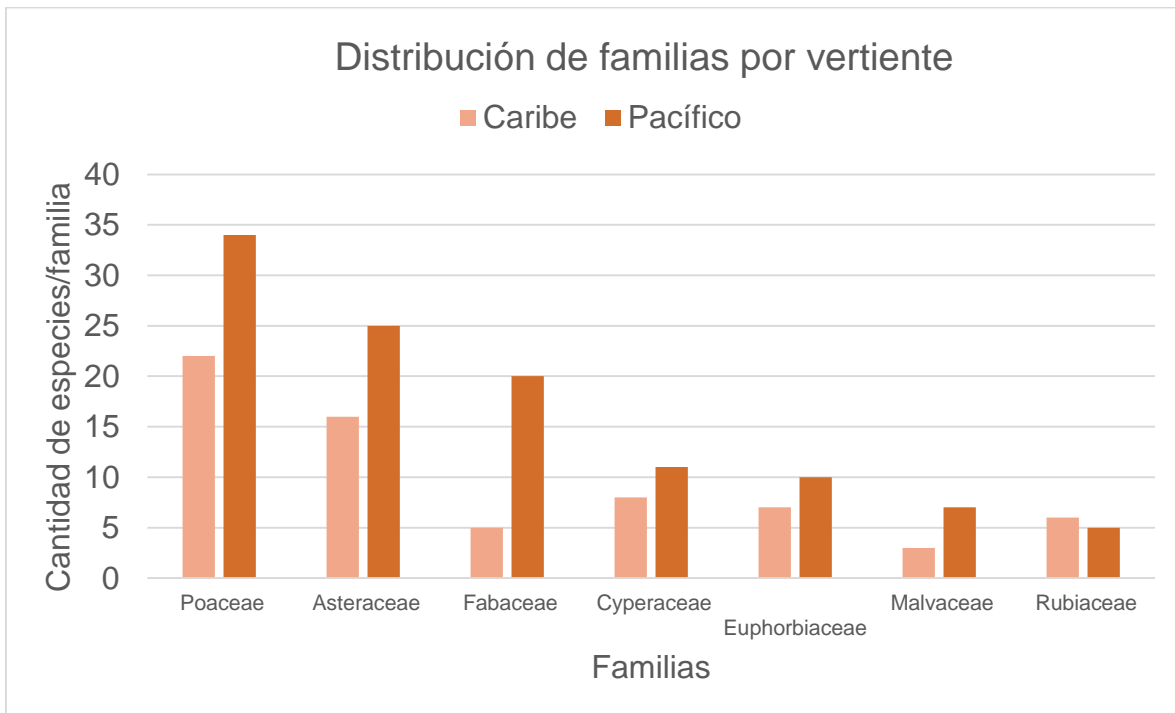


Figura 7. Cantidad de especies en cada una de las familias por vertiente.

La información recolectada en este estudio brinda datos importantes que pueden ser tomados en cuenta para nuevas investigaciones y la toma de decisiones, se evidencia que la distribución y la diversidad de cada área y vertiente tiene sus diferencias y similitudes, y por lo tanto es importante tomarlas en cuenta para realizar un control eficiente de arvenses, pero también es de suma importancia observar el potencial que tienen para su uso como atrayentes de insectos controladores biológicos.

Conclusiones

Por medio de este estudio se lograron identificar un total de 253 especies y 51 familias de arvenses acompañantes del cultivo de caña de azúcar distribuidas en nueve localidades de las seis regiones cañeras de Costa Rica.

Las zonas que presentaron una mayor cantidad de especies y familias de arvenses fueron Turrialba, San Carlos y Filadelfia.

Al realizar el análisis del índice de Similitud de Jaccard se evidenció que la localidad de Turrialba presentó un mayor conjunto de plantas con índices de similitud elevados en comparación con las otras zonas, siendo de manera descendente las áreas de San Carlos y Pérez Zeledón como las más similares seguidas por Juan Viñas, Los Chiles y Grecia, mientras que Filadelfia y Palmar mostraron similitudes entre ellas. La zona de Cañas no presentó similitud con ninguna de las zonas a partir de los valores analizados en este índice.

En caso de realizarse una recomendación para estudiar las plantas de las regiones se recomendaría abarcar la región de Turrialba y Filadelfia por su similitud con las otras regiones cañeras del país.

El área de Turrialba, seguido por Grecia y Los Chiles presentaron la mayor cantidad de dicotiledóneas y monocotiledóneas respectivamente, situación que puede relacionarse con la información de similitud y diversidad mencionada previamente ya que brinda datos acerca de la diversidad de estas áreas, además la mayor cantidad de especies y familias identificadas se encuentran dentro de las monocotiledóneas.

Con respecto a lo obtenido de acuerdo a la distribución de plantas por vertiente, se observa una mayor cantidad de especies en la vertiente Pacífica que en la vertiente Caribe, siendo las Poaceas y Asteraceas las que presentan la mayor cantidad de familias en ambas vertientes.

Es importante recalcar que cada agro ecosistema es diferente y puede presentar necesidades particulares de acuerdo con su geografía, por lo que si se desea saber el potencial de estas plantas para la atracción de enemigos naturales se necesita un análisis de las especies presentes en este para determinar su importancia, por lo que se recomienda realizar un estudio de las dinámicas poblacionales de insectos visitantes de arvenses acompañantes en caña de azúcar.

Bibliografía consultada

- Agüero, R.; Cháves, M.; Rodríguez, A.M.; Alfaro, R.; Portuguez, P. 2008. Asistente para la identificación de malezas en caña de azúcar. Programa digital creado por medio de XID Database Viewer.
- Alfaro, R.; Ocampo, R. 2017. Avances en la investigación en el control químico de malezas en el cultivo de la caña de azúcar en Costa Rica. LAICA/DIECA. 129p. Consultado a través de: <http://www.laica.co.cr/biblioteca2/servlet/DownloadServlet?c=443ys=2884yd=35275>
- Aquatic Plant Central Members. 2010. Aquatic Plant Finder Database. Consultado a través de: <http://www.aquaticplantcentral.com/forumapc/plantfinder/index.php>
- Brenes, S. s.f. Manual de identificación de malezas del arroz. BASF. Clearfield. 120p.
- Bolaños, J. 2015. Situación actual del control de malezas en el cultivo de la caña de azúcar en Costa Rica. VI Congreso Tecnológico del Departamento de Investigación y Extensión de la Caña de Azúcar (DIECA). LAICA. Alajuela, CR.

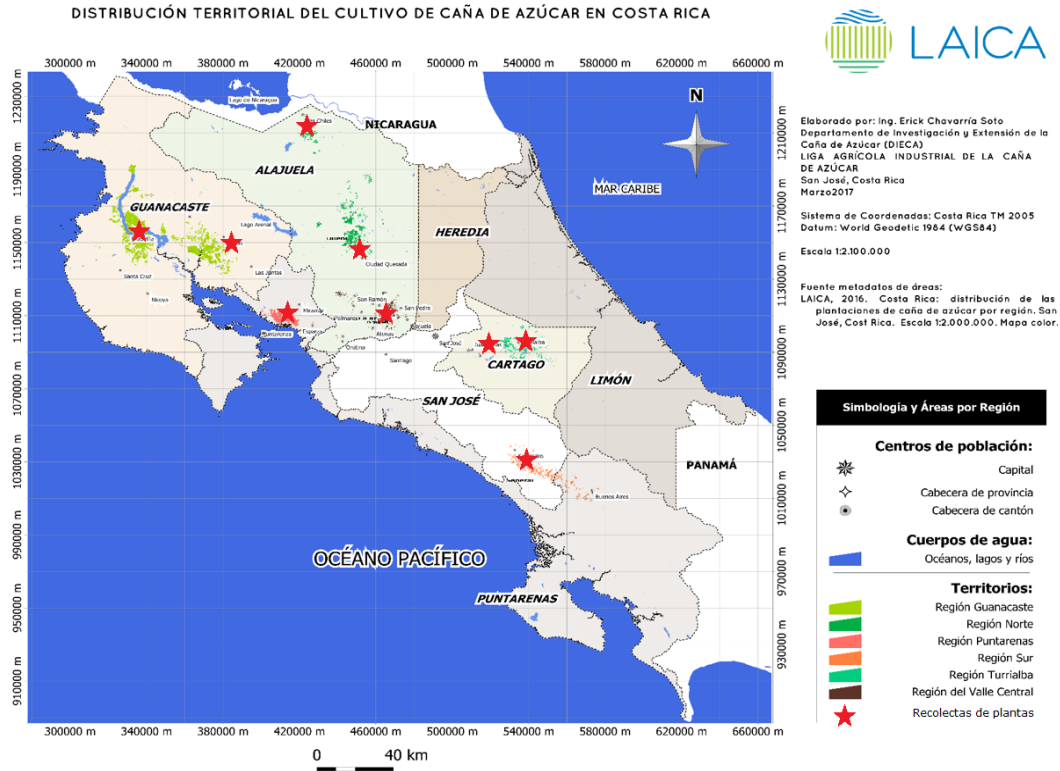
- Bolaños, J.; Alfaro, R. s.f. Situación actual del control de malezas en el cultivo de la caña de azúcar en Costa Rica. LAICA. Consultado a través de <http://www.laica.co.cr/biblioteca2/servlet/DownloadServlet?c=443ys=2884yd=6141>
- Cardenas, J.; Reyes, C.E.; Doll, J.D.; Pardo, F. 1972. Tropical Weeds/Malezas Tropicales. Vol. 1. Ica. Col. 341p.
- Chao, A.; Chazdon, R.L.; Colwell, R.K.; Shen, T.J. 2004. Un nuevo método estadístico para la evaluación de la similitud en la composición de especies con datos de incidencia y abundancia. *Ecology Letters*. 8:148-159.
- Chaves, M.; Chavarría, E. 2013. ¿Cómo se distribuye y dónde se cultiva territorialmente la caña destinada a la fabricación de azúcar en Costa Rica? LAICA. Consultado a través de: <https://www.laica.co.cr/biblioteca/servlet/DownloadServlet?c=443ys=1777yd=12295>
- COPPEETEC-UFRJ. S.f. Reflora-Brasil de plantas: Rescate histórico y herbario virtual para el conocimiento y conservación de la Flora de Brasil. Consultado a través de: <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/reflora/PrincipalUC/PrincipalUC.do?lingua=es>
- Denys, C.; Tschamntke, T. 2002. Plant-insect communities and predator-prey ratios in field margin strips, adjacent crop fields, and fallows. *Oecologia*. 130: 315-324.
- Eoche-Bosy, D.; Outreman, Y.; Oliveira Andrade, T.; Krespi, L.; Baaren, J. 2016. Seasonal variations of host resources influence foraging strategy in parasitoids. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 161(1): 11-19.
- Flora del Noreste de México. 2017. Red de herbarios del Noroeste de México. Consultado a través de: <http://herbanwmex.net/portal/index.php>
- Gardiner, M.M.; Landis, D.D.; Gratton, C.; Schmidt, N.; O'Neill, M.; Mueller, E.; Chacon, J; Heimpel, G.E. 2010. Landscape composition influences the activity density of Carabidae and Arachnida in soybean fields. *Biological control*. 55: 11-19.
- Gomez, A., Rivera, J.H. 1987. Descripción de malezas en plantaciones de café. CENICAFE. Chinchiná, COL. 481p.
- Herbario CICY. 2010. Flora Digital: Península de Yucatán. Unidad de Recursos Naturales. Consultado a través de: http://www.cicy.mx/sitios/flora%20digital/ficha_virtual.php?especie=1800
- Holdridge, L. 1982. *Ecología basada en zona de vida*. Trad. del inglés por Jiménez, H. Segunda reimpresión. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. San José, Costa Rica. 216 p
- Kappelle, M.; Omme, L.V.; Juárez, M.E. 2000. Lista de la flora vascular de la cuenca superior del río Savegre, San Gerardo de Dota, Costa Rica. *Acta Botánica Mexicana*, 51:1-38.
- Mata, R.; Sandoval, D. 2016. Mapa digital de suelos de Costa Rica. Centro de Investigaciones Agronómicas. Consultado a través de: http://www.cia.ucr.ac.cr/?page_id=139
- Mejia, J. s.f. Manual de malezas de banano. SYNmalezas, Syngenta. 200p.
- Mexzon, R. 1997. Pautas de manejo de las malezas para incrementar las poblaciones de insectos benéficos en el cultivo de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacquin). *Agronomía mesoamericana*, 8(2), 21-32.
- Moreno, C.E. 2001. Métodos para medir la biodiversidad. MyT-Manuales y Tesis SEA, Vol.1. Zaragoza. ES. 84 pp.
- Nilsson, V.; Sánchez, P.; Manfredi, R. 2005. Hierbas y arbustos comunes en cafetales y otros cultivos. Universidad Nacional. San José. Costa Rica. 250p.

- Pérez, D.; Jocelyne, A.; Lazo, J.; Mercedes, C. 2014. Inventario florístico y distribución de malezas presentes en asociación con caña de azúcar antes del cierre del dosel del cultivo en Chivacoa, Estado Yaracuy. ERNSTIA. 24(1):25-40.
- Pfiffner, L.; Wyss, E. 2004. Use of sown wildflower strips to enhance natural enemies of agricultural pests. Ecological engineering for pest management: advances in habitat manipulation for arthropods. 165-186p.
- Pohl, R.W. 1980. Flora Costaricensis.: Family No. 15, Gramineae. Fieldiana Botany. Field Museum of Natural History. New Series (4): 609p.
- Ramírez, C.; Fariña, J.M.; Contreras, D.; Camaño, A.; San Martín, C.; Molina, M.; Moraga, P.; Vidal, O.; Pérez, Y. 2014. La diversidad florística del humedal "Ciénagas del Name" (región del Maule) comparada con otros humedales costeros de Chile. Gayana. Botánica, 71(1): 108-119.
- Rojas, K.; Ramírez, F. 2013. Plantas arvenses asociadas al cultivo de aguacate de altura en la Zona de Los Santos. UNA/APACOOOP/MAG. 220p.
- Soto, A.; Vallejos, E.; Herrera, F.; Rojas, C.E. 2011. Algunas malezas de Costa Rica y Mesoamérica: Catálogo de terrestres parásitas y acuáticas. Consultado a través de: <http://international.extension.ifas.ufl.edu/LaFlor/weeds-of-costa-rica/index.shtml>
- SEINet (Southwest Environmental Information Network). s.f. Arizona New México Chapter. Consultado a través de: <http://swbiodiversity.org/seinet/index.php>
- Stapel, J.O.; Cortesero, A.M.; De Moraes, C.; Tumlinson, J.H.; Lewis, W.J. 1997. Extrafloral Nectar, Honeydew, and Sucrose Effects on Searching Behavior and Efficiency of *Microplitis croceipes* (Hymenoptera: Braconidae) in Cotton. Environmental Entomology. 26(3): 617-623.
- Swaminathan, R.; Singh, K.; Nepalia, V. 2012. Insect pests of green gram *Vigna radiata* (L.) Wilczek and their management. INTECH Open Access Publisher.
- The Plant List. 2013. The plant lists: A working list of all plant species. Version 1.1. Consultado a través de: <http://www.theplantlist.org/>
- Tropicos.org. 2017. Tropicos. Missouri Botanical Garden. Consultado a través de: <http://www.tropicos.org/>
- Toro, L.F. 2006. Contribución al conocimiento de la flora del bosque de lenga (*Nothofagus pumilio* (*Nothofagus pumilio* (Poepp. et Endl.) Krasser) en la zona centro-sur de su distribución natural. Chloris chilensis. 9:1. Consultado a través de: <http://www.chlorischile.cl/lengaweb/floreslenga.htm>
- Valdés, T.V.; Cano-Santana, Z. 2005. Ecología y medio ambiente. Pearson Educación. 83p.
- Vargas, J. 2011. Relación de la precipitación anual y el rendimiento agrícola de Central Azucarera Tempisque S.A. CATSA de las últimas 7 zafas. Dep Investigación. Consultado a través de <https://www.catsa.net/wordpress/wp-content/uploads/2014/07/Agricola-Relacion-de-precipitacion-anual-y-rendimiento-agricola-de-ultimas-7-Zafas-CATSA.pdf>
- Vibrans, H. 2012. Malezas de México. Colegio de Postgraduados. México. Consultado a través de: <http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico>
- Villaseñor, J.L. 2003. Diversidad y distribución de las magnoliophyta de México. 28(3):160-167.
- Villarreal, H.; Álvarez, M.; Córdoba, S.; Escobar, F.; Fagua, G.; Gast, F.; Umaña, A.M. 2006. Métodos para el análisis de datos: una aplicación para resultados provenientes de caracterizaciones de biodiversidad. Manual de Métodos Para el Desarrollo de Inventarios

de Biodiversidad. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Bogotá, Colombia, 185-226.

Yarupaitán, G.; Albán, J. 2003. Flora silvestre de los Andes centrales del Perú: un estudio en la zona de Quilcas, Junín. *Revista Peruana de Biología*. 10(2):155-162.

Anexos



Anexo 1. Distribución territorial del cultivo de caña de azúcar en Costa Rica. La estrella roja simboliza las localidades en las cuales se realizó el inventario y recolecta de plantas.

Anexo 2. Lista de plantas identificadas por vertiente, localidad, familia, nombre científico y clasificación.

Vertiente	Localidad	Familia	Nombre científico	Clasificación
Pacífico	Cañas	Asteraceae	<i>Bidens pilosa</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Cañas	Asteraceae	<i>Galinsoga quadriradiata</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Cañas	Asteraceae	<i>Galinsoga</i> sp.	Dicotiledonea
Pacífico	Cañas	Asteraceae	<i>Synedrella nodiflora</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Cañas	Asteraceae	<i>Tridax procumbens</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Cañas	Asteraceae	<i>Wedelia</i> sp.	Dicotiledonea
Pacífico	Cañas	Euphorbiaceae	<i>Caperonia palustris</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Cañas	Fabaceae	<i>Crotalaria</i> sp.	Dicotiledonea
Pacífico	Cañas	Hypericaceae	<i>Hypericum gnidioides</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Cañas	Malvaceae	<i>Melochia pyramidata</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Cañas	Malvaceae	No ID6	Dicotiledonea
Pacífico	Cañas	Malvaceae	<i>Sida rhombifolia</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Cañas	Malvaceae	<i>Triumfetta semitriloba</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Cañas	Onagraceae	<i>Ludwigia</i> sp.	Dicotiledonea
Pacífico	Cañas	Phyllanthaceae	<i>Phyllanthus amarus</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Cañas	Phyllanthaceae	<i>Phyllanthus niruri</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Cañas	Poaceae	<i>Digitaria sanguinalis</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Cañas	Poaceae	<i>Echinochloa colona</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Cañas	Poaceae	<i>Eleusine indica</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Cañas	Poaceae	<i>Ixophorus unisetus</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Cañas	Poaceae	<i>Leptochloa filiformis</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Cañas	Poaceae	<i>Leptochloa panicea</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Cañas	Poaceae	<i>Oryza latifolia</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Cañas	Poaceae	<i>Rottboelia cochinchinensis</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Cañas	Scrophulariaceae	<i>Lindernia crustacea</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Cañas		No ID1	Dicotiledonea
Pacífico	Cañas		No ID2	Dicotiledonea
Pacífico	Cañas		No ID3	Dicotiledonea
Pacífico	Cañas		No ID4	Dicotiledonea
Pacífico	Cañas		No ID5	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar	Aizoaceae	<i>Trianthema portulacastrum</i>	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar	Amaranthaceae	<i>Amaranthus spinosus</i>	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar	Asteraceae	<i>Ageratum conyzoides</i>	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar	Asteraceae	<i>Erechtites hieraciifolius</i>	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar	Asteraceae	<i>Spilanthes acmella</i>	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar	Asteraceae	<i>Tridax procumbens</i>	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar	Asteraceae	<i>Wedelia trilobata</i>	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar	Boraginaceae	<i>Heliotropium indicum</i>	Dicotiledonea

Pacífico	El Palmar	Cleomaceae	<i>Cleome viscosa</i>	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar	Cucurbitaceae	<i>Cucumis melo</i>	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar	Cucurbitaceae	<i>Momordica charantia</i>	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar	Cyperaceae	<i>Cyperus rotundus</i>	Monocotiledonea
Pacífico	El Palmar	Cyperaceae	<i>Scleria setuloso-ciliata</i>	Monocotiledonea
Pacífico	El Palmar	Euphorbiaceae	<i>Acalypha alopecuroides</i>	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar	Euphorbiaceae	<i>Caperonia palustris</i>	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar	Euphorbiaceae	<i>Croton hirtus</i>	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar	Euphorbiaceae	<i>Euphorbia hypericifolia</i>	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar	Fabaceae	<i>Crotalaria sp.</i>	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar	Lamiaceae	<i>Hyptis brevipes</i>	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar	Loganiaceae	<i>Spigelia anthelmia</i>	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar	Malvaceae	<i>Corchorus aestuans</i>	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar	Malvaceae	<i>Sida sp.</i>	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar	Phyllanthaceae	<i>Phyllanthus amarus</i>	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar	Phyllanthaceae	<i>Phyllanthus niruri</i>	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar	Piperaceae	<i>Peperomia pellucida</i>	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar	Plantaginaceae	<i>Scoparia dulcis</i>	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar	Poaceae	<i>Cynodon dactylon</i>	Monocotiledonea
Pacífico	El Palmar	Poaceae	<i>Dactyloctenium aegyptium</i>	Monocotiledonea
Pacífico	El Palmar	Poaceae	<i>Echinochloa colona</i>	Monocotiledonea
Pacífico	El Palmar	Poaceae	<i>Echinochloa cruss-galli</i>	Monocotiledonea
Pacífico	El Palmar	Poaceae	<i>Ixophorus unisetus</i>	Monocotiledonea
Pacífico	El Palmar	Poaceae	<i>Panicum fasciculatum</i>	Monocotiledonea
Pacífico	El Palmar	Poaceae	<i>Panicum máximum</i>	Monocotiledonea
Pacífico	El Palmar	Poaceae	<i>Rottboelia exaltata</i>	Monocotiledonea
Pacífico	El Palmar	Poaceae	<i>Rottboellia cochinchinensis</i>	Monocotiledonea
Pacífico	El Palmar	Pontederiaceae	<i>Heteranthera limosa</i>	Monocotiledonea
Pacífico	El Palmar	Rosaceae	<i>Prunus salicifolia</i>	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar	Rubiaceae	<i>Spermacoce laevis</i>	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar	Scrophulariaceae	<i>Lindernia crustacea</i>	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar	Scrophulariaceae	<i>Lindernia dubia</i>	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar	Scrophulariaceae	<i>Stemodia durantifolia</i>	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar		No ID7	Dicotiledonea
Pacífico	El Palmar		No ID8	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Amaranthaceae	<i>Amaranthus dubius</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Apocynaceae	<i>Rauwolfia tetraphylla</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Asteraceae	<i>Ageratum conyzoides</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Asteraceae	<i>Eclipta postrata</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Asteraceae	<i>Emilia sonchifolia</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Asteraceae	<i>Sonchus oleraceae</i>	Dicotiledonea

Pacífico	Filadelfia	Asteraceae	<i>Tridax procumbens</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Boraginaceae	<i>Heliotropium indicum</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Cleomaceae	<i>Cleome viscosa</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Commelinaceae	<i>Commelina</i> sp.	Monocotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Commelinaceae	<i>Murdania nudiflora</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Convolvulaceae	<i>Ipomoea quinquefolia</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Cucurbitaceae	<i>Cucumis melo</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Cyperaceae	<i>Cyperus esculentus</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Cyperaceae	<i>Cyperus ferax</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Cyperaceae	<i>Cyperus iria</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Cyperaceae	<i>Cyperus odoratus</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Cyperaceae	<i>Cyperus rotundus</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Cyperaceae	<i>Hipoxis</i> sp.	Monocotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Cyperaceae	<i>Scleria setuloso-ciliata</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Euphorbiaceae	<i>Caperonia palustris</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Euphorbiaceae	<i>Euphorbia hirta</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Euphorbiaceae	<i>Euphorbia hypericifolia</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Euphorbiaceae	<i>Euphorbia postrata</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Fabaceae	<i>Acacia collinsii</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Fabaceae	<i>Alysicarpus vaginalis</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Fabaceae	<i>Centrosema</i> sp.	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Fabaceae	<i>Crotalaria</i> sp.1	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Fabaceae	<i>Crotalaria</i> sp.2	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Fabaceae	<i>Indigofera hirsuta</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Fabaceae	<i>Pithecellobium lanceolatum</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Fabaceae	<i>Sesbania exaltata</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Lamiaceae	<i>Hyptis suaveolens</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Malvaceae	<i>Corchorus aestuans</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Malvaceae	<i>Melochia lupulina</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Malvaceae	<i>Sida</i> sp.	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Molluginaceae	<i>Mollugo verticillata</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Nyctaginaceae	<i>Boerhavia erecta</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Onagraceae	<i>Ludwigia decurrens</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Onagraceae	<i>Ludwigia octovalvis</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Phyllanthaceae	<i>Phyllanthus amarus</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Phyllanthaceae	<i>Phyllanthus niruri</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Poaceae	<i>Bromus</i> sp.	Monocotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Poaceae	<i>Chloris polydactyla</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Poaceae	<i>Cynodon dactylon</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Poaceae	<i>Dactyloctenium aegyptium</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Poaceae	<i>Dichanthium annulatum</i>	Monocotiledonea

Pacífico	Filadelfia	Poaceae	<i>Echinochloa colona</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Poaceae	<i>Echinochloa cruss-galli</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Poaceae	<i>Eleusine indica</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Poaceae	<i>Fimbrisyliis miliacea</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Poaceae	<i>Hymenachne amplexicaulis</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Poaceae	<i>Ischaemum timorense</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Poaceae	<i>Leptochloa virgata</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Poaceae	No ID9	Monocotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Poaceae	<i>Oryza</i> sp.	Monocotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Poaceae	<i>Panicum maximum</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Poaceae	<i>Sporobolus indicus</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Pontederiaceae	<i>Heteranthera limosa</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Portulacaceae	<i>Portulaca oleraceae</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Rubiaceae	<i>Mitracarpus hirtus</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Scrophulariaceae	<i>Lindernia crustacea</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Scrophulariaceae	<i>Lindernia dubia</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Scrophulariaceae	<i>Stemodia durantifolia</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Verbenaceae	<i>Stachytarpheta jamaicensis</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia	Violaceae	<i>Hybanthus attenuatus</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia		No ID10	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia		No ID11	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia		No ID12	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia		No ID13	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia		No ID14	Dicotiledonea
Pacífico	Filadelfia		No ID15	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Apiaceae	<i>Spananthe paniculata</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Araceae	<i>Colacasia esculenta</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Grecia	Araceae	<i>Xanthosoma wendlandii</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Grecia	Asteraceae	<i>Baltimora recta</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Asteraceae	<i>Bidens pilosa</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Asteraceae	<i>Crassocephalum crepidioides</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Asteraceae	<i>Delilia biflora</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Asteraceae	<i>Elvira biflora</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Asteraceae	<i>Emilia fosbergii</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Asteraceae	<i>Erechtites hieraciifolius</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Asteraceae	<i>Erechtites</i> sp.	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Asteraceae	<i>Galinsoga parviflora</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Asteraceae	<i>Melampodium divaricatum</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Asteraceae	<i>Melampodium perfoliatum</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Asteraceae	<i>Tridax procumbens</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Boraginaceae	<i>Heliotropium indicum</i>	Dicotiledonea

Pacífico	Grecia	Caryophyllaceae	<i>Drymaria cordata</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Commelinaceae	<i>Commelina diffusa</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Grecia	Cyperaceae	<i>Cyperus diffusus</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Grecia	Cyperaceae	<i>Kyllinga sesquiflora</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Grecia	Euphorbiaceae	<i>Acalypha virginica</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Euphorbiaceae	<i>Croton hirtus</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Euphorbiaceae	<i>Euphorbia graminea</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Euphorbiaceae	<i>Euphorbia hirta</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Euphorbiaceae	<i>Euphorbia hypericifolia</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Fabaceae	<i>Desmodium unciatum</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Fabaceae	<i>Mimosa albida</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Fabaceae	<i>Mimosa pudica</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Fabaceae	<i>Vigna unguiculata</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Lamiaceae	<i>Marsypianthes chamaedrys</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Lamiaceae	<i>Marsypianthes chamaedrys</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Oxalidaceae	<i>Oxalis corniculata</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Plantaginaceae	<i>Scoparia dulcis</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Poaceae	<i>Antheophora hermaphrodita</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Grecia	Poaceae	<i>Dactyloctenium aegyptium</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Grecia	Poaceae	<i>Digitaria sanguinalis</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Grecia	Poaceae	<i>Echinochloa colona</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Grecia	Poaceae	<i>Eleusine indica</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Grecia	Poaceae	<i>Eragrostis tenuifolia</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Grecia	Poaceae	<i>Fimbrisyliis miliacea</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Grecia	Poaceae	<i>Ixophorus unisetus</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Grecia	Poaceae	<i>Panicum maximum</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Grecia	Poaceae	<i>Paspalum squamulatum</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Grecia	Poaceae	<i>Rynchelytrum repens</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Grecia	Poaceae	<i>Setaria geniculata</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Grecia	Rubiaceae	<i>Richardia scabra</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Rubiaceae	<i>Spermacoce latifolia</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Scrophulariaceae	<i>Lindernia crustacea</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Solanaceae	<i>Browalia americana</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Solanaceae	<i>Solanum americanum</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia	Verbenaceae	<i>Lantana camara</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia		No ID16	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia		No ID17	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia		No ID18	Monocotiledonea
Pacífico	Grecia		No ID19	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia		No ID20	Dicotiledonea
Pacífico	Grecia		No ID21	Dicotiledonea

Pacífico	Los Chiles	Apiaceae	<i>Spananthe paniculata</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Araceae	<i>Colacasia sp.</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Asteraceae	<i>Baltimora recta</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Asteraceae	<i>Emilia fosbergii</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Asteraceae	<i>Emilia sonchifolia</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Asteraceae	<i>Erechtites hieraciifolius</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Asteraceae	<i>Melampodium divaricatum</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Asteraceae	<i>Synedrella nodiflora</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Asteraceae	<i>Vernonia cinerea</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Cyperaceae	<i>Cyperus iria</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Cyperaceae	<i>Cyperus luzulae</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Cyperaceae	<i>Kyllinga brevifolia</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Euphorbiaceae	<i>Acalypha alopecuroides</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Euphorbiaceae	<i>Caperonia palustris</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Euphorbiaceae	<i>Euphorbia heterophylla</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Euphorbiaceae	<i>Euphorbia hypericifolia</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Euphorbiaceae	<i>Euphorbia prostrata</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Fabaceae	<i>Cassia obtusifolia</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Fabaceae	<i>Cassia sp.2</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Fabaceae	<i>Crotalaria juncea</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Fabaceae	<i>Desmodium sp.</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Fabaceae	<i>Rhynchosia minima</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Malvaceae	<i>Sida rhombifolia</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Phyllanthaceae	<i>Phyllanthus amarus</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Phyllanthaceae	<i>Phyllanthus niruri</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Piperaceae	<i>Peperomia pellucida</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Plantaginaceae	<i>Scoparia dulcis</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Poaceae	<i>Digitaria sanguinalis</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Poaceae	<i>Echinochloa colona</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Poaceae	<i>Fimbristylis annua</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Poaceae	<i>Fimbristylis miliacea</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Rubiaceae	<i>Hamelia patens</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Rubiaceae	<i>Spermacoce laevis</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Scrophulariaceae	<i>Lindernia dubia</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Scrophulariaceae	<i>Mecardonia procumbens</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Solanaceae	<i>Physalis sp.</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles	Verbenaceae	<i>Stachytarpheta jamaicensis</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles		No ID42	Dicotiledonea
Pacífico	Los Chiles		No ID43	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Apiaceae	<i>Spananthe paniculata</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Araceae	<i>Colacasia esculenta</i>	Monocotiledonea

Pacífico	Perez Zeledón	Araceae	No ID34	Monocotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Asparagaceae	<i>Sansevieria trifasciata</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Asteraceae	<i>Ageratum conyzoides</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Asteraceae	<i>Crassocephalum crepidioides</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Asteraceae	<i>Emilia fosbergii</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Asteraceae	<i>Emilia sonchifolia</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Asteraceae	<i>Erechtites hieraciifolius</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Asteraceae	<i>Erigeron bonariensis</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Asteraceae	<i>Fleischmannia microstemon</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Balsaminaceae	<i>Impatiens</i> sp.	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Compositae	<i>Youngia japonica</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Euphorbiaceae	<i>Croton hirtus</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Euphorbiaceae	<i>Euphorbia heterophylla</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Fabaceae	<i>Mimosa pudica</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Fabaceae	No ID35	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Fabaceae	No ID36	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Lamiaceae	<i>Gechoma</i> sp	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Loganiaceae	<i>Spigelia anthelmia</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Malvaceae	<i>Melochia pyramidata</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Malvaceae	<i>Sida rhombifolia</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Oxalidaceae	<i>Oxalis barrelieri</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Oxalidaceae	<i>Oxalis corniculata</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Plantaginaceae	<i>Scoparia dulcis</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Poaceae	<i>Cynodon dactylon</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Poaceae	<i>Digitaria sanguinalis</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Poaceae	<i>Eleusine indica</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Poaceae	<i>Leptochloa filiformis</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Poaceae	<i>Rottboelia exaltata</i>	Monocotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Polygalaceae	<i>Polygala paniculata</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Rubiaceae	<i>Mitracarpus hirtus</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Rubiaceae	<i>Richardia scabra</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Rubiaceae	<i>Spermacoce laevis</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Rubiaceae	<i>Spermacoce latifolia</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Scrophulariaceae	<i>Lindernia dubia</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón	Solanaceae	<i>Solanum americanum</i>	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón		No ID33	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón		No ID37	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón		No ID38	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón		No ID39	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón		No ID40	Dicotiledonea
Pacífico	Perez Zeledón		No ID41	Monocotiledonea

Caribe	Juan Viñas	Acanthaceae	<i>Thunbergia alata</i>	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Apiaceae	<i>Spananthe paniculata</i>	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Araceae	<i>Colacasia</i> sp.	Monocotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Asteraceae	<i>Ageratum conyzoides</i>	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Asteraceae	<i>Bidens pilosa</i>	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Asteraceae	<i>Crassocephalum crepidioides</i>	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Asteraceae	<i>Emilia fosbergii</i>	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Asteraceae	<i>Erechtites hieraciifolius</i>	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Asteraceae	<i>Galinsoga</i> sp.	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Brassicaceae	<i>Cardamine bonariensis</i>	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Brassicaceae	<i>Rorippa palustris</i>	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Campanulaceae	<i>Lobelia xalapensis</i>	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Caryophyllaceae	<i>Arenaria lanuginosa</i>	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Caryophyllaceae	<i>Drymaria cordata</i>	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Commelinaceae	<i>Commelina diffusa</i>	Monocotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Commelinaceae	<i>Murdania nudiflora</i>	Monocotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Compositae	<i>Youngia japonica</i>	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Convulvulaceae	<i>Ipomoea</i> sp.	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Cucurbitaceae	<i>Momordica charantia</i>	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Euphorbiaceae	<i>Croton hirtus</i>	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Euphorbiaceae	<i>Euphorbia hirta</i>	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Malvaceae	<i>Sida</i> sp.	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Oxalidaceae	<i>Oxalis barrelieri</i>	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Oxalidaceae	<i>Oxalis corniculata</i>	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Phyllanthaceae	<i>Phyllanthus niruri</i>	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Poaceae	<i>Coix lacryma-jobi</i>	Monocotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Poaceae	<i>Cynodon dactylon</i>	Monocotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Poaceae	<i>Digitaria</i> sp.	Monocotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Poaceae	<i>Echinochloa colona</i>	Monocotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Poaceae	<i>Panicum máximum</i>	Monocotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Poaceae	<i>Paspalum squamulatum</i>	Monocotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Poaceae	<i>Poa annua</i>	Monocotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Poaceae	<i>Rhynchelytrum repens</i>	Monocotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Poaceae	<i>Sporobolus indicus</i>	Monocotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Scrophulariaceae	<i>Mecardonia procumbens</i>	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Solanaceae	<i>Browalia americana</i>	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Solanaceae	<i>Solanum robustum</i>	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Urticaceae	<i>Phenax sonneratii</i>	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Urticaceae	<i>Pilea hyalina</i>	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas	Verbenaceae	<i>Lantana camara</i>	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas		No ID22	Monocotiledonea

Caribe	Juan Viñas		No ID23	Monocotiledonea
Caribe	Juan Viñas		No ID24	Dicotiledonea
Caribe	Juan Viñas		No ID25	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Acantaceae	<i>Asystasia gangetica</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Alismataceae	<i>Limnocharis flava</i>	Monocotiledonea
Caribe	San Carlos	Amaranthaceae	<i>Amaranthus viridis</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Apiaceae	<i>Eryngium foetidum</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Apiaceae	<i>Spananthe paniculata</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Araceae	<i>Colacasia bicolor</i>	Monocotiledonea
Caribe	San Carlos	Araceae	No ID26	Monocotiledonea
Caribe	San Carlos	Asteraceae	<i>Bidens pilosa</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Asteraceae	<i>Eclipta postrata</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Asteraceae	<i>Emilia fosbergii</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Asteraceae	<i>Emilia sonchifolia</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Asteraceae	<i>Melampodium divaricatum</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Asteraceae	<i>Melanthera aspera</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Asteraceae	<i>Pseudelephantopus spicatus</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Asteraceae	<i>Vernonia cinerea</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Asteraceae	<i>Wedelia</i> sp.	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Asteraceae	<i>Wedelia trilobata</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Boraginaceae	<i>Heliotropium indicum</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Campanulaceae	<i>Hippobroma longiflora</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Caryophyllaceae	<i>Drymaria cordata</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Commelinaceae	<i>Commelina diffusa</i>	Monocotiledonea
Caribe	San Carlos	Commelinaceae	<i>Murdania nudiflora</i>	Monocotiledonea
Caribe	San Carlos	Costaceae	<i>Costus</i> sp.	Monocotiledonea
Caribe	San Carlos	Cucurbitaceae	<i>Momordica charantia</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Cyperaceae	<i>Cyperus diffusus</i>	Monocotiledonea
Caribe	San Carlos	Cyperaceae	<i>Cyperus esculentus</i>	Monocotiledonea
Caribe	San Carlos	Cyperaceae	<i>Cyperus iria</i>	Monocotiledonea
Caribe	San Carlos	Cyperaceae	<i>Cyperus lazulae</i>	Monocotiledonea
Caribe	San Carlos	Cyperaceae	<i>Cyperus odoratus</i>	Monocotiledonea
Caribe	San Carlos	Cyperaceae	<i>Rhynchospora nervosa</i>	Monocotiledonea
Caribe	San Carlos	Cyperaceae	<i>Scleria setuloso-ciliata</i>	Monocotiledonea
Caribe	San Carlos	Euphorbiaceae	<i>Caperonia palustris</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Euphorbiaceae	<i>Croton trinitatis</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Euphorbiaceae	<i>Euphorbia heterophylla</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Euphorbiaceae	<i>Euphorbia hirta</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Euphorbiaceae	<i>Euphorbia hypericifolia</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Euphorbiaceae	<i>Euphorbia postrata</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Fabaceae	<i>Desmodium</i> sp.	Dicotiledonea

Caribe	San Carlos	Fabaceae	<i>Mimosa pudica</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Fabaceae	No ID28	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Hypericaceae	<i>Hypericum gnidioides</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Loganiaceae	<i>Spigelia anthelmia</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Lythraceae	<i>Cuphea carthagenensis</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Lythraceae	<i>Cuphea carthagenensis</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Malvaceae	<i>Malachra alceifolia</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Malvaceae	<i>Sida rhombifolia</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Molluginaceae	<i>Mollugo verticillata</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Musaceae	No ID27	Monocotiledonea
Caribe	San Carlos	Onagraceae	<i>Ludwigia decurrens</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Oxalidaceae	<i>Oxalis barrelieri</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Phyllanthaceae	<i>Phyllanthus niruri</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Phyllanthaceae	<i>Phyllanthus</i> sp.	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Phyllanthaceae	<i>Phyllanthus urinaria</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Piperaceae	<i>Peperomia pellucida</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Plantaginaceae	<i>Scoparia dulcis</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Poaceae	<i>Anthraxon hispidus</i>	Monocotiledonea
Caribe	San Carlos	Poaceae	<i>Cynodon dactylon</i>	Monocotiledonea
Caribe	San Carlos	Poaceae	<i>Echinochloa cruss-galli</i>	Monocotiledonea
Caribe	San Carlos	Poaceae	<i>Eleusine indica</i>	Monocotiledonea
Caribe	San Carlos	Poaceae	<i>Fimbristylis miliacea</i>	Monocotiledonea
Caribe	San Carlos	Poaceae	<i>Oryza</i> sp.	Monocotiledonea
Caribe	San Carlos	Poaceae	<i>Panicum trichoides</i>	Monocotiledonea
Caribe	San Carlos	Poaceae	<i>Paspalum conjugatum</i>	Monocotiledonea
Caribe	San Carlos	Poaceae	<i>Paspalum paniculatum</i>	Monocotiledonea
Caribe	San Carlos	Poaceae	<i>Rottboellia cochinchinensis</i>	Monocotiledonea
Caribe	San Carlos	Poaceae	<i>Sporobolus indicus</i>	Monocotiledonea
Caribe	San Carlos	Pontederiaceae	<i>Heteranthera reniformis</i>	Monocotiledonea
Caribe	San Carlos	Portulacaceae	<i>Portulaca oleraceae</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Rubiaceae	<i>Geophila repens</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Rubiaceae	<i>Spermacoce latifolia</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Rubiaceae	<i>Spermacoce</i> sp.	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Scrophulariaceae	<i>Lindernia crustacea</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos	Urticaceae	<i>Phenax sonneratii</i>	Dicotiledonea
Caribe	San Carlos		No ID29	Monocotiledonea
Caribe	Turrialba	Apiaceae	<i>Spananthe paniculata</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Araceae	<i>Colacasia esculenta</i>	Monocotiledonea
Caribe	Turrialba	Asteraceae	<i>Ageratum conyzoides</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Asteraceae	<i>Baltimora germinata</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Asteraceae	<i>Bidens pilosa</i>	Dicotiledonea

Caribe	Turrialba	Asteraceae	<i>Eclipta postrata</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Asteraceae	<i>Elvira biflora</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Asteraceae	<i>Emilia fosbergii</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Asteraceae	<i>Erechtites hieraciifolius</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Asteraceae	<i>Galinsoga sp.</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Asteraceae	<i>Tridax procumbens</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Asteraceae	<i>Vernonia cinerea</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Begoniaceae	<i>Begonia semiovata</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Brassicaceae	<i>Cardamine bonariensis</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Brassicaceae	<i>Rorippa palustris</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Campanulaceae	<i>Hippobroma longiflora</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Caryophyllaceae	<i>Drymaria cordata</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Caryophyllaceae	<i>Moehringia pentandra</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Commelinaceae	<i>Commelina diffusa</i>	Monocotiledonea
Caribe	Turrialba	Commelinaceae	<i>Murdania nudiflora</i>	Monocotiledonea
Caribe	Turrialba	Compositae	<i>Youngia japonica</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Cucurbitaceae	<i>Momordica charantia</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Cyperaceae	<i>Cyperus esculentus</i>	Monocotiledonea
Caribe	Turrialba	Cyperaceae	<i>Cyperus odoratus</i>	Monocotiledonea
Caribe	Turrialba	Cyperaceae	<i>Kyllinga brevifolia</i>	Monocotiledonea
Caribe	Turrialba	Euphorbiaceae	<i>Caperonia palustris</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Euphorbiaceae	<i>Croton hirtus</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Euphorbiaceae	<i>Euphorbia heterophylla</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Euphorbiaceae	<i>Euphorbia hirta</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Euphorbiaceae	<i>Euphorbia hypericifolia</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Fabaceae	<i>Aeschynomene sensitiva</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Fabaceae	<i>Desmodium sp.</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Fabaceae	<i>Mimosa pudica</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Fabaceae	No ID30	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Lythraceae	<i>Cuphea carthagenensis</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Malvaceae	<i>Sida rhombifolia</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Onagraceae	<i>Ludwigia decurrens</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Oxalidaceae	<i>Oxalis barrelieri</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Oxalidaceae	<i>Oxalis corniculata</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Phyllanthaceae	<i>Phyllanthus urinaria</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Piperaceae	<i>Peperomia pellucida</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Plantaginaceae	<i>Scoparia dulcis</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Poaceae	<i>Andropogon bicornis</i>	Monocotiledonea
Caribe	Turrialba	Poaceae	<i>Avena fatua</i>	Monocotiledonea
Caribe	Turrialba	Poaceae	<i>Chloris radiata</i>	Monocotiledonea
Caribe	Turrialba	Poaceae	<i>Coix lacryma-jobi</i>	Monocotiledonea

Caribe	Turrialba	Poaceae	<i>Cynodon dactylon</i>	Monocotiledonea
Caribe	Turrialba	Poaceae	<i>Digitaria sanguinalis</i>	Monocotiledonea
Caribe	Turrialba	Poaceae	<i>Echinochloa colona</i>	Monocotiledonea
Caribe	Turrialba	Poaceae	<i>Eleusine indica</i>	Monocotiledonea
Caribe	Turrialba	Poaceae	<i>Fimbristylis annua</i>	Monocotiledonea
Caribe	Turrialba	Poaceae	<i>Fimbristylis miliacea</i>	Monocotiledonea
Caribe	Turrialba	Poaceae	<i>Rottboellia cochinchinensis</i>	Monocotiledonea
Caribe	Turrialba	Poaceae	<i>Setaria parviflora</i>	Monocotiledonea
Caribe	Turrialba	Polygalaceae	<i>Polygala paniculata</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Pontederiaceae	<i>Heteranthera reniformis</i>	Monocotiledonea
Caribe	Turrialba	Rubiaceae	<i>Mitracarpus hirtus</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Rubiaceae	<i>Richardia scabra</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Rubiaceae	<i>Spermacoce laevis</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Rubiaceae	<i>Spermacoce latifolia</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Scrophulariaceae	<i>Lindernia procumbens</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Scrophulariaceae	<i>Mecardonia procumbens</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Solanaceae	<i>Browalia americana</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Solanaceae	<i>Solanum viarum</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Urticaceae	<i>Laportea aestuans</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Urticaceae	<i>Phenax sonneratii</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Urticaceae	<i>Pilea hyalina</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba	Vitaceae	<i>Cissus verticillata</i>	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba		No ID31	Dicotiledonea
Caribe	Turrialba		No ID32	Dicotiledonea