

Congreso Sociedad Colombiana de Entomología,
Memorias & Resúmenes

46º Congreso S O C O L E N

Desafíos entomológicos en la ocupación del territorio



Universidad Nacional de Colombia
17, 18 y 19 de julio de 2019 Medellín, Colombia
Sociedad Colombiana de Entomología
SOCOLEN

Organizadores:

Diseño: Carlos Andrés Londoño C/
Oscar Efraín Ortega M.



MEMORIAS CONGRESO COLOMBIANO DE ENTOMOLOGÍA

46º Congreso SOCOLEN



Universidad Nacional de Colombia

Medellín 17, 18 y 19 de julio de 2019

Sociedad Colombiana de Entomología – SOCOLEN

Compiladores:

Juan Humberto Guarín Molina
Carlos Eduardo Giraldo Sánchez
Jorge Luis Jaramillo González

Diseño de portada:

Carlos Andrés Londoño C. /
Oscar Efraín Ortega M.

Editores:

Juan Humberto Guarín Molina
Carlos Eduardo Giraldo Sánchez
Jorge Luis Jaramillo González

Diagramación:

Miryam Ospina Ocampo

© Copyright Sociedad Colombiana de Entomología

<http://www.socolen.org.co>

Julio 2019

ISSN: 2389-7694 (en USB)

Citación sugerida:

Guarín-Molina, JH.; Giraldo-Sánchez, C.E.; Jaramillo-González, J.L. (Comp.) 2019. Congreso Sociedad Colombiana de Entomología, Memorias & Resúmenes. 46 Congreso Socolen. Medellín, 17, 18 y 19 de julio de 2019. Universidad Nacional de Colombia, sede Medellín. USB. Medellín, Colombia. Xxx pp.

SOCIEDAD COLOMBIANA DE ENTOMOLOGÍA
Junta Directiva 2018 – 2020

Presidente:

Amanda Varela-Ramírez
PONTIFICIA UNIVERSIDAD JAVERIANA

Vicepresidente:

Pablo Benavides Machado
CENICAFE

Secretario:

William Humberto King Cárdenas
ICA

Tesorera:

Adriana Lucia Viloria Díaz
CORTEVA

Vocal Principal:

Nelson Augusto Canal Daza
UNIVERSIDAD DEL TOLIMA

Vocal Principal:

Everth Ebratt Ravelo

Vocal Principal:

Diego Fernando Rincón Rueda
AGROSAVIA

Vocal Suplente:

Luis Felipe Pulgarín Giraldo

Vocal Suplente:

Alex Bustillos Parley

Vocal Suplente:

Zulma Nancy Gil
CENICAFE

46° CONGRESO DE LA SOCIEDAD COLOMBIANA DE ENTOMOLOGÍA

COMITÉ ORGANIZADOR

Presidente:

Juan Humberto Guarín Molina

Secretaria:

Yesica Paola Ardila Ríos

Tesorera:

Magda Milena Palacio Villa

Comité Académico:

Carlos Eduardo Giraldo Sánchez

Sandra Inés Uribe Soto

Mario Alejandro Marín Uribe

Claudia María Holguín Aránzazu

Juan Humberto Guarín Molina

Magda Milena Palacio Villa

Jorge Luis Jaramillo González

Comité de Logística:

Francisco Cristóbal Yepes Rodríguez

Cesar Augusto Betancour Osorio

Comité Financiero:

Juan Humberto Guarín Molina

Magda Milena Palacio Villa

Yesica Paola Ardila Ríos

Comunicaciones y Diseño:

Oscar Efraín Ortega Molina

Elizabeth Martín Martínez

Carlos Andrés Londoño Carvajal

INSTITUCIONES ORGANIZADORAS



PATROCINADORES



PRESENTACIÓN

Para el presente año, 2019, nos hemos dado a la tarea de realizar el XLVI Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología, siempre en un ambiente de trabajo en equipo, con sus altos y bajos. Hemos enarbolado el lema de “Desafíos entomológicos en la ocupación del territorio”.

El equipo del Comité Organizador del XLVI Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología y la sociedad Colombiana de Entomología SOCOLEN, agradece a nuestro entusiasta anfitrión la Universidad Nacional de Colombia, sede Medellín, en cabeza de la cual está el arquitecto Juan Camilo Restrepo Gutiérrez, quien desde el primer momento acogió la iniciativa de realización del evento orientado a especialistas, investigadores, asistentes técnicos, profesionales y estudiantes de programas académicos que tienen afinidad con esta disciplina, pero igualmente quiso que adelantásemos una actividad de ciudad como es Insectopolis, evento en paralelo al congreso en la misma sede, en la que se acerca a los ciudadanos a temas insectiles desde diferentes perspectivas.

Son, entonces, el Congreso de Entomología, Insectopolis y el Encuentro Sobre Lepidópteros Neotropicales (VII ELEN), el logro de esfuerzos aunados desde Socolen y la Universidad Nacional con los diferentes grupos de investigación, los que nos permiten presentar el acercamiento de la entomología a la comunidad tanto académica en un ejercicio que supera fronteras nacionales y nos ubica en el contexto mundial.

Con doce conferencias magistrales, doce simposios, ocho líneas temáticas para presentación de más de 300 trabajos cortos en formatos oral y de afiches, queda en claro el entusiasmo anual de la comunidad entomológica evidentemente interesada en avanzar en redes institucionales, desde los centros de investigación, universidades, asociaciones y gremios, todos ellos públicos o privados, en el interés del fortalecimiento del quehacer entomológico.

Los desafíos entomológicos en la ocupación del territorio quedan abordados con la programación académica que dan cuenta de conocer la diversidad biológica y afrontar su manejo. Es esta la oportunidad de identificar nuevas oportunidades y riesgos que el desarrollo de diferentes disciplinas permiten a la entomología asegurar un lugar en el avance de la ciencia nacional e internacional y asegurar la continuidad del trabajo de investigación y transferencia de tecnología con énfasis en el aprovechamiento de la gran experiencia actual y promover el relevo generacional evidenciado en la presencia de jóvenes investigadores, como simposistas y conferencistas magistrales que se desempeñan en el país y en diferentes naciones alrededor del mundo.

En vísperas de la Feria de las Flores con la que se reconoce mundialmente a nuestra ciudad, esperamos disfruten su estadía y obtengan los frutos esperados. Les agradecemos ser nuestros visitantes y permítanos ser sus afectuosos anfitriones. Disfruten del XLVI congreso de entomología.

Juan Humberto Guarín Molina
Presidente Comité Organizador
XLVI Congreso de entomología
Sociedad Colombiana de Entomología

CONTENIDO

CONFERENCIAS MAGISTRALES	33
Resultados y perspectivas de la entomología en las “Expediciones Colombia Bio”.....	34
Jhon César Neita Moreno	34
Alcances, retos y aplicaciones de CRISPR/Cas9 para la entomología en Colombia	40
Duverney Chaverra-Rodríguez	40
Twenty-seven years research on the butterflies of Ecuador: an overview of past, present and future	50
Keith R. Willmott, Jason P.W. Hall	50
Aplicaciones de los modelos de nicho ecológico en la entomología.....	52
Octavio R. Rojas Soto.....	52
The scent of the fly	53
Paul G. Becher, Sebastien Lebreton, Erik Hedenström, Felipe Borrero-Echeverry, Marie Bengtsson, Volker Joerger & Peter Witzgall.....	53
Investigating how vector-borne pathogens modulate plant defense.....	56
Clare L. Casteel.....	56
The beauty of the dead: Challenges and opportunities for butterfly taxonomy in an age of change Blanca Huertas	57
SIMPOSIOS	58
VII ELEN	59
Especiación: múltiples factores genéticos o algunos de gran efecto	59
Simón H. Martín, María F. Gonzalez, Kathy Darragh, John W. Davey, Carolina Pardo, Chris D. Jiggins* & Camilo Salazar	59
Los inmigrantes que llegaron del sur: origen, filogenia datada y diversificación de tortricidos y polillas del género <i>Choristoneura</i> Lederer 1859 (Lepidoptera: Tortricidae).....	62
Giovanny Fagua	62
An overview of the Euptychiina (Satyrinae) diversity.....	76
MA Marín, T Zacca, S Nakahara, EP Barbosa, M Espeland, B Huertas, G. Lamas, KR Willmott, AVL Freitas.....	76
Presentación libro Mariposas de Argentina.....	99
Juan Klimaitis; Ezequiel Núñez Bustos; Cristian Klimaitis; Roberto Güller	99
Las mariposas diurnas colombianas en el contexto del conflicto armado: Un análisis preliminar	100
Indiana Cristóbal Ríos-Málaver	100

Advances and perspectives on the taxonomy of Neotropical skippers (Lepidoptera: Hesperidae)	113
Ricardo Russo Siewert.....	113
SISTEMÁTICA Y FILOGENÉTICA	114
Composición de comunidades de Díptera (Insecta), asociados a macrohongos en bosques altoandinos de Colombia	114
Marta Wolff & Carolina Henao-Sepúlveda	114
Explorando hospederos ancestrales en filogenias de insectos herbívoros, el caso de <i>Choristoneura</i> Lederer.	117
Giovanny Fagua	117
Deforestation after the post-conflict; a threat to the biodiversity of Coccothorax (Hemiptera: Sternorrhyncha) in Colombia	125
Takumasa Kondo	125
EXPLORACIONES BIO	135
Bota Caucaña Biodiversa: aportes al conocimiento de la entomofauna	135
María Cristina Gallego-Roperó, Yamid Arley Mera Velasco, Clara Milena Concha Losada, Vianny Lizeth Plaza Viviana Prieto,.....	135
ECOLOGÍA QUÍMICA DE INSECTOS: ACTUALIDAD Y FRONTERAS.....	136
Estudio de las interacciones entre la planta de café <i>Coffea arabica</i> y la broca del café <i>Hypothenemus hampei</i> (Ferrari) y sus implicaciones para el control del insecto	136
Carmenza E. Góngora B*, Johanna Tapias, Jorge Jaramillo, Ana María Castro, Herley Casanova & Pablo Benavides	136
Big data in the study of insect chemical ecology	142
Joel Ljunggren, Felipe Borrero-Echeverry, Amrita Chakraborty, Tobias U. Lindblom, Maria Karlsson, Peter Witzgall, Marie Bengtsson	142
Applied insect chemical ecology: a global perspective of successes and challenges.....	146
Francisco Gonzalez Fuentes.....	146
Feromonas: Herramienta estratégica en los programas de vigilancia de plagas de control oficial	150
María Fernanda Díaz Niño, Ángela Patricia Castro Avila, Fabiola Moreno Martínez , Emilio Arévalo Peñaranda	150
INTERACCIONES PATÓGENO-INSECTOS Y SUS APLICACIONES PARA EL MANEJO SOSTENIBLE DE PLAGAS Y ENFERMEDADES	159
Symptoms expression as a strategy for host and vector manipulation by plant viruses.....	159
Diego F. Vásquez Mendieta, Felipe Borrero-Echeverry, Andrea Paola Zuluaga & Diego F. Rincón	159
Ecology and management of vector-borne disease epidemics	162
Organizer: Diego F. Rincón	162
Sampling plans and decision thresholds for management of vector-borne plant diseases in agricultural crops	162
Diego F. Rincon* and Diego F. Sánchez	162

Symptom expression as a strategy for host and vector manipulation by plant viruses	166
Diego F. Vásquez*, Felipe Borrero-Echeverry, Andrea P. Zuluaga & Diego F. Rincon	166

Ethylene signaling mediates potyvirus spread by aphid vectors.....	169
Aurélie Bak, MacKenzie F. Patton, Laura M. Perilla-Henao, Brenna J. Aegerter and Clare L. Casteel.....	169

Atlas of vector-borne diseases in Colombia: A community ecology approach for the study and management of infectious diseases.....	173
Diego F. Cuadros*, Andrés M. Hernandez, Juan D. Gutierrez and Adam J. Branscum	173

ENTOMOLOGÍA MÉDICA (MANEJO INTEGRADO DE VECTORES Y NUEVAS ESTRATEGIAS PARA LA VIGILANCIA, PREVENCIÓN Y CONTROL DE ARBOVIROSIS)

.....	181
Manejo Integrado de Vectores. Hacia un control efectivo de las enfermedades de transmisión vectorial	181
Gabriel Parra-Henao, Giovanini Coelho, Haroldo Bezerra, Nildimar Honorio, Guillermo Rua-Urbe, Karen Polson, Pablo Manrique Saide, Alexandre de Medeiros, Dalton Pereira da Fonseca; Danelba Valdez, Gustavo Sánchez Tejada, Job Joseph, María Elena Ogusuko, María Eugenia Grillet, Nicolás Frutos, Tamara Chávez Espada, Oscar Daniel Salomón.....	181

POLINIZADORES..... 187

Diversidad de visitantes florales del balsa negro <i>Ochroma pyramidale</i> (cav. ex Lam.) en cobertura natural y sistemas agroforestales en el departamento de Santander.....	187
Rocío Espinosa*, Zulma Nancy Gil P. & Pablo Benavides M.....	187

Polinización de cultivos en Colombia - experiencias y perspectivas	188
Rodolfo Ospina Torres	188

Influencia de las características del paisaje y recursos florales locales sobre rasgos funcionales de la comunidad de abejas asociada a sistemas agrícolas	191
Laura Pérez-Giraldo*, Alberto Alaniz & Sharon Rodríguez S.....	191

Manejo de huertos comerciales para potenciar la función de polinización de la abeja melífera y abejas nativas	198
Sharon Rodríguez, Laura Pérez, Isabel Acuña, Alan Luer	198

Importancia de la salud apícola para maximizar el servicio de polinización en la agricultura.....	208
Ulianova Vidal Gómez , Marnix Doorn & Mayda Verde Jiménez.....	208

PLAGAS ASOCIADAS A CULTIVOS DE PALMAS DE IMPORTANCIA ECONÓMICA EN COLOMBIA..... 219

Plagas asociadas a palmas comerciales: caso cultivo de chontaduro en la costa Pacifica	219
Luis Carlos Pardo-Locarno, Carlos Díaz Dagua & Manuel Soto.....	219

Trampeo como estrategia de manejo de <i>Rhynchophorus palmarum</i> (Coleoptera: Dryophthoridae).....	243
Luis Guillermo Montes-Bazurto, Alex Enrique Bustillo-Pardey	243

<i>Rhynchophorus palmarum</i> (L.) (Coleoptera: Dryophthoridae) y su relación con enfermedades de la palma de aceite	250
Ros Cecilia Aldana-De La Torre & Alex Enrique Bustillo-Pardey	250

Ecología química del escarabajo-plaga <i>Strategus aloeus</i> para su manejo en cultivos de palma de aceite (<i>Elaeis guineensis</i> Jacq.)	255
Valentina Vidal, Alex Bustillo, Rosa Aldana, Carolina Chegwin, César A. Sierra, Maurício S. Bento, Ángela Rodríguez & Alicia Romero-Frías.....	255
ESTATUS DE <i>Spodoptera frugiperda</i> Smith (Lepidoptera: Noctuidae)	260
Estatus de <i>Spodoptera frugiperda</i> Smith (Lepidoptera: Noctuidae)	260
Jairo Rodríguez Chalarca & Cristo Rafael Perez.....	260
Genomic diversity of Brazilian populations of <i>Spodoptera frugiperda</i> from corn and rice	264
Karina L. Silva-Brandão, Aline Peruchi, Noemy Seraphim, Natália Faraj Murad, Juliano Ricardo Farias, Celso Omoto, Fernando Luis Cónsoli, Antonio Figueira, Marcelo M. Brandão	264
Manejo integrado de <i>Spodoptera frugiperda</i> en el cultivo de arroz en Colombia	270
Cristo Rafael Pérez Cordero	270
Manejo biológico y natural de <i>Spodoptera frugiperda</i> en Colombia: Experiencias y retos	280
Carlos Espinel Correal, Elsa Judith Guevara Agudelo.....	280
Adaptive potential of fall armyworm and its impact on resistance evolution to Bt crops	288
Julio Cesar Fatoreto	288
PLAGAS EN SISTEMAS FORESTALES	302
Estado actual y nuevos retos para la salud forestal en Colombia	302
Carlos A. Rodas Peláez	302
<i>Gonipterus platensis</i> Marrelli (Coleoptera: Curculionidae) nueva plaga de importancia forestal en Colombia	303
José Alejandro Madrigal Cardeño	303
RESÚMENES	314
CONTROL BIOLÓGICO	315
PRESENTACIONES EN POSTER	315
CB-P-1. Aspectos biológicos de <i>Metaphycus</i> sp. parasitoide de <i>Capulinia linarosae</i> Kondo & Gullan en Venezuela	315
Dorys T. Chirinos; Takumasa Kondo.....	315
CB-P-2. Biología de <i>Haplaxius crudus</i> Van Duzee (Hemiptera: Cixiidae), vector de la Marchitez Letal en palma de aceite	316
Ivette Johana Beltrán Aldana; Leidy Julieth García Nuñez; Alex Enrique Bustillo Pardey.....	316
CB-P-3. Eficacia de <i>Metarhizium anisopliae</i> en el control de adultos de <i>Haplaxius crudus</i> (Van Duzee) (Hemiptera: Cixiidae)	317
Miriam Rosero Guerrero; Alex Enrique Bustillo Pardey	317
CB-P-4. Control de calidad de bioplaguicidas: criterios para establecer metodologías de evaluación de actividad biológica	318
Lissette Torres Torres; Adriana Marcela Santos Diaz.....	318
CB-P-5. Uso de <i>Trichogramma</i> sp. y <i>Cotesia flavipes</i> Cam. para el control de <i>Diatraea</i> spp en el cultivo de arroz	319
Robinson Cordoba Cantero; Educaro Arevalo Sierra	319

CB-P-6. Himenópteros parasíticos de <i>Ceroplastes cirripediformis</i> (Hemiptera: Coccidea) en maracuyá.....	320
Andrés Ojeda Pérez; Claudio Fernández Herrera; Karol Darío Pérez García	320
CB-P-7. Presencia de Plagas en los sistemas agroecologicos del cultivo de nopal verdura (<i>Opuntia ficus-indica</i> L.) en Milpa Alta Ciudad de México.....	321
Margarita de Jesús Martínez, Juan Rivera- Martínez, Humberto Puebla-Torres, Octavio Loera-Corral	321
CB-P-8. Evaluación preliminar de nematodos entomopatógenos nativos de Manizales Caldas sobre estados inmaduros de <i>Aedes aegypti</i> , Linnaeus, 1762 (Diptera: Culicidae).....	322
Alberto Rodríguez Rueda; Julian Andrés Jaramillo Ospina	322
CB-P-9. La melanina como factor de protección a radiación UV-B en <i>Isaria fumosorosea</i> (Hipocreales, Clavicipitaceae) ARSEF 3302	323
Gerardo Suárez Verge; Francisco Figueroa Martínez; Paul Misael Garza López; Octavio Loera Corral.....	323
CB-P-10. Comparación del tamaño y eficiencia de captura en machos y hembras de la araña <i>Lycosa thorelli</i> (Araneae: Lycosidae; Thorell, 1870) frente a larvas de <i>Spodoptera frugiperda</i> (Lepidoptera: Noctuidae; Smith) Andres Velasco; Luis Fernando García; Fernando Cantor	324
CB-P-11. Comportamiento depredador de la araña <i>Lycosa thorelli</i> (Araneae: Lycosidae; Thorell: 1870) frente a dos plagas frecuentes de soja y arroz en Uruguay	325
Erika Núñez; Mariángelos Lacava; Sebastián Martínez; Luis García.....	325
CB-P-12. Uso de biopesticidas comerciales para el control de ácaros de la familia Tetranychidae, una plaga de <i>Lafoensia acuminata</i> (Ruiz & Pav.) DC. (Myrtales: Lythraceae).....	326
Ana Beatriz Arias Bulla; Fabian Rodriguez; Sandy Torres; Graciela Garzón Marín; Jordano Salamanca	326
CB-P-13. La fermentación en estado sólido como alternativa para mejorar la calidad de esporas de <i>Bacillus thuringiensis</i> (Bacillales, Bacillaceae) serovar. Kurstaki HD-73	327
Jorge Lima Pérez; Marcos López Pérez; Gustavo Viniegra González; y Octavio Loera	327
CB-P-14. Ruda (<i>Ruta graveolens</i>) una planta con potencial para el control de hormigas cortadoras de hojas <i>Atta cephalotes</i>	328
Johana Patricia Ramírez Olier; Margarita María Hincapié; Liliana Rocío Botero Botero	328
CB-P-15. Efecto del tratamiento con pulsos oxidantes sobre la infectividad en conidios libres de <i>Metarhizium robertsii</i> obtenidos de arroz.....	329
Lilianha Domínguez Malfavón, José Miguel Castillo-Minjarez, Octavio Loera	329
CB-P-16. caracterizacion de <i>Bacillus thuringiensis</i> aislados de suelos cultivados con <i>Gossypium</i> s.p en el municipio de Agustin Codazzi – Cesar	330
Kevin Salas Gil; Aslyn Bravo Cujia; Pedro Fragoso Castilla.....	330
CB-P-17. Aplicación de consorcios microbianos entomopatógenos en cultivos de gulupa (<i>Passiflora edulis</i> f. <i>edulis</i> Sims) como control de artropodos del suelo asociados a marchitez vascular.....	331
Odahir Zoranny Torres; Julieth Parra Muñoz; Cristina Mendoza Forero	331
PRESENTACIONES ORALES	332
CB-O-18. Cría de <i>Coenosia attenuata</i> Stein (Diptera: Muscidae) en substratos utilizados en fincas ornamentales.....	332
Alex Efraín Arango Sinchico; Julia Karina Prado Beltrán; María José Romero Astudillo; Ima Sumac Sánchez de Cespedes; Miguel Alejandro Gómez Cabezas; Ricardo Félix	332
CB-O-19. Ciclo de vida de <i>Podisus</i> sp. (Hemiptera: Pentatomidae) alimentado con <i>Diatraea saccharalis</i> (F.) (Lepidoptera: Crambidae) y <i>Tenebrio molitor</i> (L.) (Coleoptera: Tenebrionidae).....	333
Beatriz Elena García-Vallejo; Sirley Palacios-Castro	333
CB-O-20. Formulaciones de <i>Bacillus thuringiensis</i> eficaces para el control del defoliador <i>Stenoma cecropia</i> Meyrick (Lepidoptera: Elachistidae)	334
Luis Guillermo Montes-Bazurto; Evelin Marcela Vivas Tombe; Luis Fernando Buitrago Barreto; Alex Enrique Bustillo-Pardey	334

CB-O-21. Datos de estados de desarrollo de <i>Cheilomenes sexmaculata</i> (Fabricius) (Coleoptera: Coccinellidae) alimentado con <i>Diaphorina citri</i> y <i>Aphis gossypii</i>	335
Yenifer Campos Patiño; Paola Sotelo; Takumasa Kondo.....	335
CB-O-22. Enemigos naturales de <i>Opsiphanes cassina</i> Felder (Lepidoptera: Nymphalidae) en la zona Suroccidental palmera de Colombia.....	336
José Luis Pastrana-Sánchez; Jesús Arvey Matabanchoy-Solarte; Álex Enrique Bustillo Pardey.....	336
CB-O-23. Aseguramiento de calidad de crías de insectos bajo condiciones de laboratorio.....	337
Stephanie Johana Numa-Vergel; Diana Lizeth Pinzón Rangel; María Angélica Pichimata Sanabria.....	337
CB-O-24. Control de calidad de la cría de <i>Helicoverpa zea</i> (Boddie) (Lepidoptera: Noctuidae) en dieta artificial bajo condiciones de laboratorio.....	338
Diana Lizeth Pinzón Rangel; Stephanie Johana Numa-Vergel	338
CB-O-25. Desarrollo de <i>Aphidius platensis</i> Brèthes (Hymenoptera: BRACONIDAE), Parasitoide de <i>Melanaphis sacchari</i> Zehntner (Hemiptera: Aphididae)	339
Ingrid L. Santiago-Cruz; Víctor M. Almaraz-Valle; J. L. Salinas-Gutierrez; Gonzalo Espinosa-Vásquez; J. Refugio Lomeli-Flores; Héctor González-Hernandez; José M. Vázquez-Navarro; José Arturo Schlickmann-Tank	339
CB-O-26. Avispas asociadas a arboles nativos y exóticos, en parques del oriente de Bogotá.....	340
Juliana Duran Prieto; Esteban Tulande-M	340
CB-O-27. El salicilato de metilo, un volátil inducido por la herbivoría sobre el comportamiento de <i>Chrysoperla carnea</i> Stephens (Neuroptera: Chrysopidae)	341
Vanessa Garzón; Jose Luis Fenández; Jordano Salamanca	341
CB-O-28. Peptidos con actividad insecticida sobre <i>Aedes aegypti</i> (Linnaeus, 1762) (Diptera, Culicidae)	342
Paula Andrea Giraldo Hincapie; Sergio Orduz Peralta	342
CB-O-29. Método para mejorar la resistencia ambiental de los conidios de hongos entomopatógenos sin afecar su infectividad	343
José Miguel Angel Castillo-Minjarez; Paul Misael Garza-López; Javier Barrios-González; Octavio Loera-Corral.	343
CB-O-30. Efecto de la edad de hembras y machos de <i>Copitarsia uncinata</i> (Lepidoptera: Noctuidae) sobre parámetros reproductivos de la especie	344
Pilar Altamar; Diana Pérez; Paula Vela; Ericsson Coy; Daniel Rodríguez; Fernando Cantor.....	344
CB-O-31. Ensamble y análisis del transcriptoma de la avispa parasitoide <i>Prorops nasuta</i> (Hymenoptera: Bethyridae), controlador biológico de la broca del café	345
Lucio Navarro; Javier Mantilla; Pablo Benavides; Carmenza Góngora	345
CB-O-32. Biología y caracterización morfológica de huevos y ninfas de <i>Arilus gallus</i> Stal (Hemiptera: Reduviidae) en condiciones de laboratorio	346
Laura Alexandra Laiton; Marisol Giraldo Jaramillo; Pablo Benavides Machado	346
CB-O-33. <i>Phymasticus coffea</i> La Salle (Hymenoptera: Eulophidae), bio-controlador potencial de la broca del café (Coleoptera: Curculionidae) en Colombia	347
Marisol Giraldo Jaramillo; Pablo Benavides Machado.....	347
CB-O-34. Enemigos naturales de las cochinillas de las raíces del café	348
Zulma Nancy Gil Palacio; Luis Miguel Constantino; Aníbal Arcila Moreno; Pablo Benavides Machado	348
CB-O-35. Diversidad de lepidópteros rhopaloceros (Insecta: Lepidoptera) en sabanas, plantaciones comerciales de eucalipto y bosques naturales en Puerto López (Meta- Colombia)	349
Iván Dario Rivera Gallego y Olga Patricia Pinzón Florian.....	349
CB-O-37. Influencia de la diversidad de enemigos naturales y el paisaje en la población de <i>Aphis gossypii</i> Glover (Hemiptera: Aphididae) en ají.....	350
Clara-Inés Melo-Cerón, Maria R. Manzano, Claudia E Moreno	350
CB-O-38. Evaluación de <i>Beauveria bassiana</i> en el control biológico de larvas de la polilla <i>Oidaematophorus espeletiae</i> (Lepidoptera: Pterophoridae).....	351
Rafael Alejandro Bustamante Rojas; Amanda Varela Ramirez	351

CB-O-39. <i>Aphis gossypii</i> (Hemiptera: Aphididae) - Coccinellidae: Dinámica de su interacción espacio-temporal en cultivos de ají.....	352
William Tálaga; Adriana Martínez, John J. Selvaraj, María R. Manzano	352

ENTOMOLOGÍA MÉDICA VETERINARIA Y FORENSE..... 353

PRESENTACIONES EN POSTER 353

EMVF-P-1. Distribución geográfica de <i>Fannia Robineau-Desvoidy</i> (Diptera: Fanniidae) en Colombia	353
Yesica Sidney Durango Manrique; Manuel Alejandro Ramírez Mora.....	353
EMVF-P-2. Preferencia de sustrato para oviposición por hembras <i>Aedes aegypti</i> L. (Diptera: Culicidae) de las cepas Acacias y Thai, en condiciones de laboratorio	354
Juliana Agudelo Ramírez; Frank William Avila	354
EMVF-P-3. R-(+)-Limoneno como agente larvicida y disuasor de la ovoposición de una cepa silvestre de <i>Aedes aegypti</i> Linnaeus (Diptera: Culicidae).....	355
Julián David Gutiérrez-Blanco, Víctor Mario Jaramillo-Pérez; Erika Amparo Torres-Reyes, Tania Lisbeth Pico-Guerrero, Mario Alberto Barón-Rodríguez, Leonor Yamile Vargas-Méndez	355
EMVF-P-4. Encapsulamiento del S-(-)-limoneno como nuevos agentes larvicidas para el control del <i>Aedes aegypti</i> L. (Diptera: Culicidae).....	356
Víctor Mario Jaramillo-Pérez; Erika Amparo Torres-Reyes, Andrés Felipe Zorro-González, Julián David Gutiérrez-Blanco, Mario Alberto Barón-Rodríguez, Leonor Yamile Vargas Méndez*.....	356
EMVF-P-5. Descripción molecular de la inhibición colinérgica en <i>Aedes aegypti</i> (Linnaeus) (Diptera: Culicidae) por acción de clorpirifos y malatión	357
Erika Amparo Torres Reyes; Tania Lisbeth Pico Guerrero; Víctor Mario Jaramillo Pérez; Mario Alberto Barón Rodríguez; Leonor Yamile Vargas Méndez*	357
EMVF-P-6. Determinantes climatológicos: pluviosidad, temperatura en la incidencia de casos de dengue transmitido por el <i>Aedes aegypti</i> , en Bucaramanga 2008-2018.....	358
Lille León Morantes; Marlon Leonardo Rodríguez Sierra; Leonor Yamile Vargas Méndez	358
EMVF-P-7. Eco-epidemiología de la enfermedad de Chagas en el municipio de Socotá, departamento de Boyacá: infección natural y fuentes de ingesta de <i>Triatoma dimidiata</i> (Latreille,1811)	359
Omar Cantillo-Barraza, Manuel Medina, Sara Zuluaga, Alfonso Ladino, Virgilio Beltrán & Omar Triana Ch	359
EMVF-P-8. Áreas vulnerables de invasión por <i>Anopheles arabiensis</i> Patton, 1905 y <i>Anopheles darlingi</i> Root, 1926 (Diptera: Culicidae) en el Neotrópico y África	360
Juan C. Hernández-Valencia; Mariano Altamiranda-Saavedra; Margarita M Correa	360
EMVF-P-9. Identificación de coleóptero-fauna asociada a las primeras etapas de descomposición de ratas Wistar, como un aporte a las ciencias forenses.....	361
Ana María López Torres; Erika Julieth García Jaramillo; Jeny Tatiana Bernal Zuluaga	361

PRESENTACIONES ORALES 361

EMVF-O-10. Vectores involucrados en la transmisión del virus de Mayaro.....	362
Amanecer Rueda Monsalbe; Lady Ximena Larrotta.....	362
EMVF-O-11. Actividad larvicida de una mezcla de metabolitos en larvas de <i>Aedes aegypti</i> (Linnaeus, 1762) (Diptera: Culicidae).	363
Thomas S. Vanegas; Stelia C. Méndez-Sánchez; Jonny E. Duque	363
EMVF-O-12. Sarconesina II: nuevo péptido antimicrobiano derivado de <i>Sarconesiopsis magellanica</i> Le Guillou (Diptera: Calliphoridae).....	364
Andrea Díaz-Roa Manuel A. Patarroyo; Orlando Torres; Pedro I. Da Silva Jr; Felio J. Bello	364
EMVF-O-13. Aislamiento y evaluación antibacterial de fracciones proteicas de cuerpos grasos larvales de <i>Sarconesiopsis magellanica</i> (Diptera: Calliphoridae).....	365
Cindy Y. Pérez; Manuel Alfonso Patarroyo; Magnolia Vanegas; Felio J. Bello Orlando Torres;.....	365

EMVF-O-14. Aislamiento de fracciones proteicas obtenidas de hemolinfa de larvas de la mosca <i>Sarconesiopsis magellanica</i> (Diptera: Calliphoridae).....	366
Paola A. Agudelo; Manuel Alfonso Patarroyo; Magnolia Vanegas; Orlando Torres; Felio J. Bello	366
EMVF-O-15. Diversidad y distribución espacial de la fauna Culicidae (Insecta: Diptera), en fragmentos de bosque seco tropical (Atlántico- Colombia).....	367
Paola Andrea Cervera Marmolejo; Melisa Eyes Escalante.....	367
EMVF-O-16. Estudios preliminares de los cultivos celulares primarios derivados de tejidos embrionarios de la mosca <i>Calliphora vicina</i> (Diptera: Calliphoridae)	369
Ingred Pinillos; Cindy Pérez; Orlando Torres; Felio J. Bello	369
EMVF-O-17. Distribución geográfica potencial del mosquito tigre <i>Aedes albopictus</i> (Skuse, 1894) (Diptera: Culicidae) en condiciones actuales para Colombia	370
Emmanuel Echeverry Cárdenas; Juan David Carvajal Castro; Carolina López Castañeda; Oscar Alexander Aguirre Obando.....	370
EMVF-O-18. Análisis de la expresión transcripcional postcópula de los órganos de almacenamiento de esperma de <i>Aedes aegypti</i> L. (Diptera: Culicidae).....	371
Carolina Camargo, Jorge Díaz, Yasir Ahmed, I. Alexandra Amaro, Laura C. Harrington, Frank W. Avila... 371	371
EMVF-O-19. Apareamientos sucesivos de machos del mosquito <i>Aedes aegypti</i> L. (Diptera: Culicidae) y su efecto sobre la fecundidad, la fertilidad y el reapareamiento en hembras.....	372
Luis Felipe Ramírez Sánchez; Carolina Camargo; Frank William Avila.....	372
EMVF-O-20. Evaluación en terreno de novaluron 0,2G para el control de <i>Aedes (Stegomyia) aegypti</i> (Linnaeus, 1762) (Diptera: Culicidae), vector de dengue, zika y chikungunya.....	373
Marcela Quimbayo F; Juan D. Amaya; Gabiota Lopera; Guillermo L. Rúa-Uribe.....	373
EMVF-O-21. Variación en el gen receptor de olfato or4 y en los hábitos de picadura en poblaciones naturales de <i>Aedes aegypti</i> del departamento de Antioquia.	374
Juan Sebastian Pino Bustamante; Gabriel Bedoya Berrio; Guillermo Leon Rua Uribe; Winston Rojas	374
EMVF-O-22. Reducción de la carga bacteriana pre-cópula en machos y hembras de <i>Aedes aegypti</i> L. (Diptera: Culicidae) y su efecto en la fecundidad y fertilidad de este insecto vector	375
Luisa Barrientos Carolina Camargo; Frank William Avila	375
EMVF-O-23. Invasión asiática mundial: el caso de <i>Aedes albopictus</i> (Diptera: Culicidae) (Skuse, 1894), evidencias a partir del gen mitocondrial ND5.....	376
Sebastián Vera-Sandoval; Oscar Alexander Aguirre-Obando.....	376
EMVF-O-24. El virus Mayaro y sus potenciales consecuencias epidemiológicas en Colombia: un análisis exploratorio desde la biomatemática.	377
Bryan Steven Valencia-Marín, Irene Duarte Gandica, Saulo Carmona Toro, Oscar Alexander Aguirre-Obando.....	377
EMVF-O-25. Efecto letal de diferentes superficies rociadas con insecticidas de acción residual sobre <i>Aedes aegypti</i> , bajo condiciones de laboratorio	378
Paola Muñoz; Marco Fidel Suarez; Diego Murillo; Alexander García; Erika Santamaría	378
EMVF-O-26. Caracterización de marcadores moleculares para la identificación de especies del género <i>Ophyra</i> (Diptera: Muscidae) primer reporte de secuencias de ADN para Colombia	379
Andrés F. Maya Luz M. Gómez, Andrés López-Rubio, Giovan F. Gómez.....	379
EMVF-O-27. Análisis de las variaciones en ciclo gonotrófico, fecundidad y fertilidad de dos poblaciones de <i>Aedes aegypti</i> , sometidas a condiciones climáticas no controladas de Bogotá.	380
Mabel Natalia Vargas Pineda; Jasel Natalia Suárez Mantilla; Jesus Eduardo Escobar Castro; Ligia Inés Álvarez Moncada.....	380
EMVF-O-28. Primeros datos moleculares de algunas especies de interés forense del género <i>Fannia</i> Robineau-Desvoidy (Diptera) de Colombia	381
Andrés Felipe Londoño Martínez; Andrés López-Rubio; Yesica Sidney Durango Manrique; Giovan Fernando Gómez Garcia; Luz Myriam Gómez Piñerez.....	381

EMVF-O-29. Frecuencia de resistencia tipo KDR en dos vectores importantes de malaria recolectados en el Noroccidente y Pacífico colombiano.....	382
Vanessa Vargas; Natalí Álvarez; Giovan F. Gómez; Margarita M. Correa	382
EMVF-O-30. Estructura y composición de las comunidades bacterianas intestinales cultivables de larvas y adultos de un vector primario de malaria en una localidad del Pacífico colombiano	383
Yeraldine Zuluaga; Yadira Galeano; Margarita M. Correa	383
EMVF-O-31. La ocurrencia de machos de <i>Aedes</i> spp. infectados con el virus Zika sugiere que podrían tener un papel en el mantenimiento y dispersión del virus	384
Arley Calle Tobón; Juliana Pérez Pérez; Raul Rojo; Winston Rojas Montoya; Omar Triana Chavez; Guillermo Rúa Uribe; Andrés Gómez Palacio.....	384
EMVF-O-32. Vigilancia entomológica de garrapatas duras (Acari: Ixodidae) infestando animales domésticos en dos fincas ganaderas de Puerto Berrio, Antioquia	385
Giovan F. Gómez; Yesica S. Durango-Manrique; Lina A. Gutiérrez-Builes.....	385
EMVF-O-33. Análisis de la variación en la forma del escudo dorsal de <i>Rhipicephalus microplus</i> Canestrini 1888 (Ixodida: Ixodidae) del Magdalena Medio Antioqueño.....	386
Yesica Sídney Durango Manrique; Juan Aicardo Segura Caro; Lina A. Gutiérrez-Builes; Giovan F. Gómez.....	386
EMVF-O-34. Limitaciones y retos de la morfometría moderna para la identificación de especies de moscas de interés forense.....	387
Giovan F. Gómez	387

HISTORIA NATURAL Y ECOLOGÍA 387

PRESENTACIONES EN POSTER 388

HNE-P-1. Descripción de un caso teratológico en <i>Epicauta dorhni</i> Haag-Rutenberg, 1880 (Coleoptera: Meloidae).....	388
Daniel Bautista Zamora; Francisco Serna	388
HNE-P-2. Propuesta de grupos funcionales de hormigas (Hymenoptera: Formicidae): Nuevas herramientas para entendimiento del ensamblaje de zonas tropicales.	389
Yesit Montiel Díaz; Juan Carlos Linares Arias.....	389
HNE-P-3. Búsqueda de insectos vectores de fitoplasmas en roble <i>Quercus humboldtii</i> Bonpland en Bogotá, Colombia	390
Cindy Julieth Solano Puerto; Julian Rodrigo Lamilla Monje; Liliana Franco Lara.....	390
HNE-P-4. Diversidad de Cerambycidae (Coleoptera) en dos fragmentos de bosque seco tropical en el Caribe colombiano	391
Kimberly García; Neis Martínez; Juan Pablo Botero.....	391
HNE-P-5. Relación de la competencia interespecífica y los apareamientos múltiples: factor determinante en el fitness de los individuos de <i>Stator limbatus</i> (Horn, 1873) (Coleoptera: Chrysomelidae),	392
Valeria Jiménez Cárdenas; Daniela Jaramillo Castillo; Angela Rocio Amarillo Suarez.....	392
HNE-P-6. Biología y caracterización del daño de <i>Heilipus trifasciatus</i> Fabricius (Coleoptera: Curculionidae) sobre aguacate criollo <i>Persea americana</i> Mill.....	393
Doris Elisa Canacuan Nasamuez, Arturo Carabalí Muñoz.....	393
HNE-P-7. Análisis del comportamiento depredador en el escorpión <i>Tityus fuhrmanni</i> (Kraepelin, 1914) frente a distintos tipos de presa	394
Alejandra Arroyave; Luis Fernando García	394
HNE-P-8. Triozidae (Hemiptera: Psylloidea) cecidioso en <i>Alchornea</i> Sw. (Euphorbiaceae), en bosques altoandinos de Antioquia.	395
Diana Cristina García Ruenes; Juliana Torres Toro; Martha Wolff.....	395
HNE-P-9. Insectos asociados a la polinización del ciruelo <i>Prunus salicina</i> cv. Horvin en Colombia	396
Jessica Lorena Vaca Uribe; Maikol Santamaría	396

HNE-P-10. Análisis del comportamiento depredador en escorpiones con morfologías contrastantes frente a distintos tipos de presa (<i>Tityus pachyurus</i> : Buthidae y <i>Chactas</i> sp.: Chactidae).....	397
Alejandra Arroyave; Luis García.....	397
HNE-P-11. Comunidades de macroinvertebrados acuáticos y características fisicoquímicas del río Botello del municipio de Facatativá, Cundinamarca - Colombia	398
Jessica Granados; Tatiana Dueñas; Graciela Garzón Marín; Jordano Salamanca	398
HNE-P-12. Comparative morphology of the immature stages of <i>Carmina paeon</i> (Godart, 1824) and <i>C. griseldis</i> (Weymer, 1911) (Nymphalidae: Satyrinae).....	399
Tamara Moreira Costa Aguiar; Eduardo de Proença Barbosa; Thamara Zacca; Mario Alejandro Marin Uribe; André Victor Lucci Freitas	399
HNE-P-13. Insectos como posibles vectores mecánicos de hongos en <i>Espeletia pycnophylla</i> Cuatrec (Asterales; Asteraceae) del páramo de Paja Blanca, Nariño	400
Eliana Marcela Galíndez Chicaíza; Guillermo Castillo; Luz Estela Lagos	400
HNE-P-14. Aceptación de presas y nicho trófico en el ricinuleido <i>Cryptocellus narino</i> (Arachnida: Ricinulei; Platnick y Paz, 1979)	401
Alison Enciso; Lida Franco; Luis Fernando García	401
HNE-P-15. Estructura y composición de escarabajos coprófagos (Coleoptera:Scarabainae) en un gradiente altitudinal en la reserva natural Peñas Blancas, Quindío.....	402
Natalia Andrea Quirama Cortes; David Andrés Vanegas Alarcón; Gustavo Adolfo Arias Alvarez; Natalia Pulgarín Franco; Laura Melissa Velasquez Arrubla; Arnol Cardozo Rueda; Andrea Lorena García Hernández.....	402
HNE-P-16. Diversidad y composición de escarabajos (Coleoptera: Staphylinidae) en tres coberturas en el municipio de Filandia (Quindío, Colombia)	403
Andres Felipe Grajales-Andica.....	403
HNE-P-17. First record of the genus <i>Hypomicrogaster</i> Ashmead (Hymenoptera, Braconidae) parasitizing <i>Hypsipyla grandella</i> (Zeller) (Lepidoptera, Pyralidae) in Colombia	404
John Alexander Pulgarín Díaz, Helmuth Aguirre.....	404
HNE-P-18. Relación de la pluviosidad con la actividad bioacústica en ultrasonido en los cerros nororientales de Bogotá.....	405
Sofia Medellín; Jorge Molina.....	405
HNE-P-19. Colección de escarabajos coprófagos endémicos de Colombia del Museo Francisco Luis Gallego, Universidad Nacional de Colombia, Sede Medellín	406
Diego Esteban Martínez Revelo; Liseth Marcella Suarez Pabón & Sandra Uribe Soto.....	406
HNE-P-20. Completitud del inventario de los escarabajos coprófagos (Coleoptera: Scarabaeidae) de la Orinoquia Colombiana	407
Diego Esteban Martínez–Revelo, Sandra I. Uribe Soto; Claudia A. Medina.....	407
HNE-P-21. Ampliación de distribución de 5 especies de la subfamilia Scarabaeinae (Coleoptera) para la vertiente occidental de la Cordillera Central de los Andes colombianos	408
David Andrés Vanegas Alarcón ; Andrés Guarín Anacona; Gustavo Adolfo Arias Álvarez ; Alejandro Lopera Toro.....	408
HNE-P-22. Notas sobre los métodos de colecta de especies raras en Scarabaeoidea (Insecta: Coleoptera)....	409
Julián Clavijo Bustos; Alejandro Lopera Toro	409
HNE-P-23. Visitantes florales en aguacate <i>Persea americana</i> Mill cv. Hass en el municipio de Pasca (Cundinamarca).....	410
Stephany Hurtado; Karol Lizarazo; Luz Marina Melgarejo	410
HNE-P-24. Ampliación de distribución de 5 especies de la subfamilia Scarabaeinae (Coleoptera) en la vertiente occidental de la Cordillera Central en el departamento del Quindío	411
Gustavo Arias Alvarez; David Vanegas Alarcón; Alejandro Lopera Toro; Andres Guarín-Anacona.....	411

PRESENTACIONES ORALES	411
HNE-O-25. Abejas de las orquídeas (Apidae: Euglossini) de la vereda Peregrinos en Solano Caquetá.....	412
Carlos Andres Londoño Carvajal; Laura Bibiana Castaño Grisales	412
HNE-O-26. Comparación del ensamblaje y especificidad de visitantes florales de tres especies de palmas simpátricas del género <i>Wettinia</i> , en un bosque húmedo tropical del Chocó-Colombia.....	413
Jhoniel Javier Borja Rentería Luis Alberto Núñez Avellaneda; Eva Dolores Ledezma Rentería.....	413
HNE-O-27. Ciclo de vida de <i>Dynamis borassi</i> (Coleoptera: Dryophthoridae) en condiciones de laboratorio	414
Claudia Marcela Cuellar Palacios; Jackeline Gaviria Vega; James Montoya Lerma	414
HNE-O-28. Diversidad taxonómica de Opiliones (Arachnida) en un gradiente altitudinal de la Vertiente Occidental de la Sierra Nevada de Santa Marta, Colombia	415
Natalia De Moya Guerra; Neis José Martínez Hernández	415
HNE-O-29. Efecto de la aplicación de diferentes dosis de glifosato sobre la variación de poblaciones de colémbolos en un sustrato orgánico.....	416
Andrés Felipe Torres Moya; Monica Yadira Dotor Robayo	416
HNE-O-30. Respuesta de los ensamblajes de hormigas (Hymenoptera: Formicidae) en diferentes coberturas vegetales en áreas rehabilitadas de la mina Calenturitas, departamento del Cesar, Colombia.....	417
Danis Marcela Hormechea García; Yamileth Dominguez Haydar	417
HNE-O-31. Avispas sociales (Hymenoptera: Vespidae: Polistinae) en fragmentos de bosque seco tropical del Caribe colombiano	418
Carlos Mario Chinchilla Perdomo; Neis José Martínez Hernández.....	418
HNE-O-32. Evolución molecular de la Hormona Adipocinética de insectos basadas en el modelo de pérdida de ADN respecto a invertebrados y vertebrados.....	419
Cristian Enrique Cadena Caballero; Laura Cecilia Zúñiga García; Laura Rebeca Giménez Gutiérrez; Carlos Jaime Barrios Hernández; Francisco José Martínez-Pérez	419
HNE-O-33. Variaciones de la estructura trófica del ensamblaje de macroinvertebrados acuáticos en los ríos Cocorná, San Lorenzo y la quebrada Guarinó, El Carmen de Viboral, Antioquia, Colombia.....	420
Esteffany Poala Barros Nuñez; Néstor Jaime Aguirre Ramírez; Fabio de Jesús Vélez Macías; Juan Pablo Serna López	420
HNE-O-34. Patrones de distribución espacial y aportes a la conservación de los decápodos (Artrópoda: Pseudothelphusidae) en el departamento de Caldas (Colombia).....	421
Juan Mateo Rivera Pérez; Camilo Andrés Llano Arias; Giovany Guevara Cardona	421
HNE-O-35. Respuesta de hormigas (Hymenoptera: Formicidae) a procesos de rehabilitación ecológica en la mina La Jagua (Cesar, Colombia).....	422
Niny Adriana Suárez Sarmiento; Yamileth Domínguez –Haydar	422
HNE-O-36. Biología y fluctuación poblacional de <i>Retracrus elaeis</i> Keifer (Acari: Eriophyidae) en palma de aceite en la Zona Norte.	423
Carlos Enrique Barrios Trilleras; Alex Enrique Bustillo Pardey	423
HNE-O-37. Ciclo de vida de <i>Crypticerya genistae</i> (Hempel) (Hemiptera: Monophlebidae) en condiciones de la región Caribe colombiana.....	424
Angela M. Arcila Cardona; Carlos E. Brochero; Takumasa Kondo	424
HNE-O-38. Escarabajos coprófagos (Coleoptera: Scarabaeinae) dispersores secundarios de semillas: Caso de estudio en la Serranía de Los Yariagués, Colombia.....	425
Andrés Felipe Morales Alba; Irina Tatiana Morales Castaño.....	425
HNE-O-39. Distribución actual de los escarabajos coprófagos (Coleoptera: Scarabaeinae) en Colombia.....	426
Israel Navarro Quintero; Luis Fernando Salazar Salinas; Lucimar Gomes Dias; Sebastián Villada Bedoya..	426
HNE-O-41. Evaluación de la biomasa y rasgos funcionales de escarabajos coprófagos (Coleoptera: Scarabaeinae) en un paisaje ganadero del oriente de Caldas, Colombia.....	427
Daniela Jaramillo Rivera; Israel Navarro Quintero; Sebastián Villada Bedoya.....	427

HNE-O-42. Grado de superposición del nicho ambiental de dos especies del género <i>Phanaeus</i> (Scarabaeidae: Scarabaeinae: Phanaeini) filogenéticamente cercanas.....	428
Luis Fernando Salazar Salinas	428
HNE-O-43. Variación espacial y selección de sustrato de arañas <i>Micrathena</i> (Araneae: Araneidae) en un paisaje de Bosque Seco Tropical del, Caribe Colombiano	429
Luis Fernando González Ferrer; Luis G. Quijano Cuervo, Neis José Martínez Hernández.....	429
HNE-O-44. Alteraciones histopatológicas de <i>Polypedilum</i> sp. (Diptera: Chironomidae) presentes en ríos impactados por minería en Manizales (Caldas–Colombia)	430
Rosa Nathalie Grueso; Keiner Sebastián Jaramillo; Erika Mayerly Ospina; Fredy Arvey Rivera; Paula Andrea Ospina	430
HNE-O-45. Estudio de estafilínidos (Coleoptera: Staphylinidae) de la vereda El Hato, Páramo de Sumapaz, Cundinamarca	431
Nicolás Tovar; Sebastián Palacios; Alexander García García	431
HNE-O-46. Sistemas de polinización y transcriptómica en Cleomáceas (Brassicales: Cleomaceae) que exhiben diferentes rasgos florales	432
Mónica Higuera-Díaz; Jocelyn C. Hall; Jessamyn Manson	432
HNE-O-47. Composición y fenología de moscas de las flores (Diptera: Syrphidae) en ecosistemas Andinos del noroccidente de Colombia.....	433
Augusto L. Montoya & Marta Wolff	433
HNE-O-48. Diversidad espacial del ensamblaje de escarabajos coprófagos (Coleoptera: Scarabaeinae) en la costa Caribe Colombiana.....	434
Yina Amell-Caez; Inradatta Decastro-Arazola; Héctor García; José D. Monroy-G.; Jorge Ari Noriega	434
HNE-O-49. Efecto de la fragmentación sobre la estructura del ensamblaje de escarabajos coprófagos en bosques de galería de la Orinoquia Colombiana.....	435
Santiago Rodríguez; Xyomara Carretero-Pinzón; Daniel Monroy; Francisco Medellín; Martha García; Jorge Ari Noriega.....	435
HNE-O-50. Fragmentación, primates y escarabajos: Interacciones ecológicas y servicios ecosistémicos en bosques de galería, San Martín–Meta, Orinoquia Colombiana	436
Wilson Celis Ariza, Santiago Rodríguez, Xyomara Carretero-Pinzón, Daniel Monroy; Jorge Ari Noriega ...	436
HNE-O-51. El ecoturismo impacta la biodiversidad? Una evaluación con escarabajos coprófagos como herramienta bioindicadora en el Parque Nacional Natural Tayrona.....	437
Jorge Ari Noriega; Charles Zapata-Prisco; Héctor García; Elkin Hernández; José Hernández; Ricardo Martínez; Javier Santos; José D. Pablo-Cea; Joaquín Calatayud.....	437
HNE-O-52. Mirmecofauna asociada a paisajes cafeteros del oriente del departamento del Quindío	438
Laura Melissa Velásquez Arrubla; Andrea Lorena García Hernández; Fernando Vargas Salinas	438
HNE-O-53. Comunidad de escarabajos coprófagos (Coleoptera: Scarabaeinae) y sus funciones ecológicas en tres tipos de coberturas vegetales en los andes colombianos	439
Gustavo Adolfo Arias Álvarez; David Andrés Vanegas Alarcón; Andrea Lorena García Hernández; Alejandro Lopera Toro; Ellen Andresen; Maria Carolina Santos-Heredia	439
HNE-O-54. Diversidad de escarabajos (Coleoptera, Staphylinidae) necrófilos en un paisaje cafetero de la Cordillera Occidental de los Andes Colombianos.....	440
Luis Felipe Libreros-Hernández; Diana María Méndez-Rojas; Andrea Lorena García-Hernández	440
HNE-O-55. Evaluación de la diversidad de escarabajos coprófagos (Coleoptera: Scarabaeinae) en tres áreas con diferente grado de urbanización en Armenia (Quindío).....	441
Andrés Guarín Anacona; Lorena García Hernández; Carlos Cultid Medina	441
HNE-O-56. Las perturbaciones antrópicas en los bosques afectan la diversidad de escarabajos coprófagos disminuyendo la funcionalidad y servicios ecosistémicos	442
Jorge Ari Noriega; Martí March-Salas; Stephanie Castillo; Héctor García-Q.; Joaquín Hortal; Ana M. C. Santos.....	442

HNE-O-57. Microbiota bacteriana asociada a obreras de <i>Atta cephalotes</i> (Linnaeus, 1758) (Hymenoptera: Myrmicinae) durante su desarrollo	443
Sandra Milena Valencia-Giraldo; Karen Castaño-Quintana; Arturo Gutiérrez-Urrego; Andrea Niño-Castro; James Montoya-Lerma	443
HNE-O-58. Diversidad y variación espacial de la comunidad de abejas (Hymenoptera: Apoidea) en una finca cafetera de los Andes colombianos, Calarcá, Quindío.	444
Elder Andrés Vásquez Lenis & Andrea Lorena García Hernández	444
HNE-O-59. La arquitectura de la bromelia determina la diversidad de insectos que emergen	445
Sebastian Castaño Tinoco; Maria Fabiola Ospina Bautista; Jaime Vicente Estevez Varón	445
HNE-O-60. Ciclo de vida y enemigos naturales de <i>Mechanitis menapis</i> Mantineus (Lepidoptera: Ithomiini)	446
Paola G. Santacruz; Emma Despland; Carlos E. Giraldo	446
HNE-O-61. Patrones de co-ocurrencia de escarabajos coprófagos (Scarabaeidae: Scarabaeinae) en tres provincias biogeográficas de Colombia	447
Luis Fernando Salazar Salinas; Israel Navarro Quintero; Sebastián Villada-Bedoya; Lucimar Gomes-Dias ..	447
HNE-O-62. ¿Quiénes polinizan la palma de Naidí <i>Euterpe oleracea</i> (Arecaceae) en los bosques húmedos del Chocó en Colombia?.....	448
Luis Alberto Nuñez Avellaneda, Jhoniel Borja, Maria Isabel Castro	448
HNE-O-63. Chisas rizófagas y fitófagas del cultivo del café en cuatro departamentos de Colombia (Coleoptera: Melolonthidae)	449
Luis Miguel Constantino; Zulma Nancy Gil; Cristian Javier Zamorano; Luis Fernando Vallejo; Pablo Benavides Machado.....	449
HNE-O-64. Ecología y distribución altitudinal de <i>Anacroneuria</i> sp.- Klapálek (Plecoptera: Perlidae) en tres microcuencas andinas de Colombia.....	450
Carlos Váquiro-Capera; Gladys Reinoso-Flórez; Giovany Guevara-Cardona.....	450
HNE-O-65. Biomasa de insectos en agroecosistemas montanos: rutas para la comprensión de la diversidad funcional de artrópodos en Colombia.....	451
Camilo Andrés Llano Arias; Giovany Guevara; Javier Torres.....	451
HNE-O-66. Diversidad de Escarabajos Fitófagos (Coleoptera: Melolonthidae) del PNN Selva de Florencia, Samaná, Caldas.	452
Stefany Gil González; Israel Navarro Quintero; Daniela Jaramillo Rivera	452
HNE-O-67. Comportamiento poblacional del adulto de <i>Sagalassa valida</i> Walker (Lepidoptera: Glyphipterigidae) en plantaciones de palma de aceite	453
Carlos Andrés Sendoya-Corrales; Jesús Arvey Matabanchoy-Solarte; José Luis Pastrana-Sanchez; Álex Enrique Bustillo Pardey	453
HNE-O-68. Requerimientos térmicos de <i>Anastrepha obliqua</i> (Macquart) y <i>A. fraterculus</i> s.l. (Wiedemann) (Diptera, Tephritidae) en Colombia	454
Nelson A. Canal	454
HNE-O-69. Estudio preliminar de la diversidad de arañas (Arachnida: Aranea) en la vereda Cafrerías, Icononzo, Tolima, Colombia.....	455
Paula Camila Bohórquez Coy; Alexander García García	455
HNE-O-70. Comparación de artrópodos presentes en hongos <i>Amanita</i> (Agaricales) en Bosque Altoandino y Bosque intervenido de la Cordillera Oriental.....	456
Oscar Javier Prieto-Rodado.....	456
HNE-O-71. Establecimiento del protocolo de cría y mantenimiento de una población de <i>Dermestes carnivorus</i> (Fabricius, 1775); como herramienta en la limpieza de material óseo para los museos de historia natural de Colombia	457
Erika Julieth García Jaramillo, Ana Maria López Torres, Jeny Tatiana Bernal Zuluaga, Hector Emilio Ramirez Chaves.....	457

HNE-O-73. El Museo Entomológico Francisco Luis Gallego y su potencial como colección de referencia de escarabajos coprófagos del departamento de Antioquia	458
Diego Esteban Martínez–Revelo; Liseth Marcella Suarez Pabón & Sandra Uribe Soto.....	458
HNE-O-74. Áreas de concentración de la riqueza potencial y conservación de los escarabajos coprófagos (Coleoptera: Scarabaeidae) de la Orinoquia Colombiana	459
Diego Esteban Martínez–Revelo; Sandra I. Uribe Soto; Claudia A. Medina.....	459
HNE-O-75. El Insectario: estrategia didáctica para la E-A de las CN en diferentes niveles de formación, como aporte al conocimiento y cuidado del medio ambiente en la Estación AgroAmbiental AruPacha	460
Geiner Ramírez Rentería; Donoban García Palacios; Sandra Victoria Mena Córdoba.....	460
HNE-O-76. Presencia y distribución geográfica potencial de <i>Carmenta foraseminis</i> Eichlin (Lepidoptera: Sesiidae) en cultivos de cacao en Cundinamarca-Colombia.....	461
Diana Paola Jara Diaz; William Enrique Higuera Murillo; Jose Alberto Martinez Gutierrez; Jorge Hernan Palacino Córdoba; Everth Emilio Ebratt Ravelo	461
HNE-O-77. Monitoreo de artrópodos en áreas rehabilitadas y naturales dentro de minas de carbón a cielo abierto, caso Grupo Prodeco en convenio con Corpocesar y Red de Fauna del Cesar	462
Edgar Avinísio Patiño Flores; Laura Victoria Montoya Patiño; Marta Luz Guerra Chaparros; Jhan Carlos Charris Olmos	462

VII ENCUENTRO SOBRE LEPIDOPTEROS NEOTROPICALES

PRESENTACIONES EN POSTER

ELEN-P-1. Estrategia pedagógica para la conservación de las mariposas en el Aula Viva Casa de las Mariposas del Jardín Botánico de Medellín.....	463
Gina D'Amato; José Soto; Ana María Benavides; Gabriela Moncada.....	463
ELEN-P-2. Inventario preliminar de mariposas diurnas (Lepidoptera: Papilionoidea) en San Bernardo de Bata-Colombia	464
Brigitte Paola Duque Leal; Eliana Rivero Garzón; Diego Armando Carrero Sarmiento	464
ELEN-P-3. Fluctuating asymmetry of a butterfly community	465
Nathália Ribeiro Henriques; Cássio Cardoso Pereira; Tatiana Cornelissen	465
ELEN-P-4. Changes in composition of a butterfly community along a tropical altitudinal gradient	466
Nathália Ribeiro Henriques; Marina do Vale Beirão; Cássio Cardoso Pereira; Tatiana Cornelissen.....	466
ELEN-P-5. Taxonomy of the green-headed <i>Staphylus</i> Godman & Salvin, 1896 (Lepidoptera: Hesperidae) with description of two new species	467
José Ricardo Assmann Lemes; Ricardo Russo Siewert; Olaf Hermann Hendrik Mielke; Mirna Martins Casagrande	467
ELEN-P-6. Evidencia de hibridación reciente en especies altoandinas de Lycaenidae (Lepidoptera: Lycaenidae: Theclinae) en Colombia	468
Soranggy Cruzco Monsalve; Carlos Prieto; Rodian Fonseca.....	468
ELEN-P-7. The tribe Erynnini (Lepidoptera: Hesperidae): intergeneric relationships among genera based on adult morphology	469
Ricardo Russo Siewert; Olaf Hermann Hendrik Mielke; Mirna Martins Casagrande.....	469
ELEN-P-8. Polillas saturnidas (Lepidoptera:Saturniidae) del Museo Javeriano de Historia Natural, Bogotá, Colombia.	470
Liliana Prada Lara; Ángela R. Amarillo-Suárez.....	470
ELEN-P-9. Efecto biodegradable de larvas de <i>Galleria mellonella</i> L. (Lepidoptera: Pyralidae) sobre el poliestireno expandido.....	471
Giovanna Jiménez González; Ana Beatriz Arias Bulla; Graciela Garzón Marín; Jordano Salamanca	471
ELEN-P-10. How does morphology recover Pierinae (Lepidoptera: Pieridae) clades? A preliminary study.	472
Gabriela Lourenço Leviski; Mirna Martins Casagrande; Olaf Hermann Hendrik Mielke	472

ELEN-P-11. Aproximación a las polillas saturnidas (Lepidoptera: Saturniidae) del Caribe colombiano.....	473
Andrea Carolina Jiménez Bolívar.....	473
ELEN-P-13. Efectos del cambio climático en la distribución potencial del género <i>Pronophila</i> Doubleday (Satyrinae: Pronophilina) en bosques nublados andinos en Colombia	474
Ana María Murillo-P ; Oscar Mahecha-J ; Tomasz Pyrcz	474
ELEN-P-14. Diversidad de las mariposas diurnas (Hesperioidea y Papilionoidea) presentes en fragmentos naturales urbanos de Curitiba, Paraná, Brasil.....	475
Johan Hernán Pérez; Eduardo Carneiro; Mirna Martins Casagrande; Olaf Hermann Hendrik Mielke	475
ELEN-P-16. Filogenia molecular de los Lithinini (Lepidoptera: Geometridae) de Sudamérica Austral	476
Luis E. Parra; Mario I. Ramos-González; Dania Saladrigas Menés	476
ELEN-P-18. Catálogo preliminar de las polillas tigre (Lepidoptera: Erebidae: Arctiinae) del Bajo Calima, Valle del Cauca, Colombia.....	477
Catherine Henao Rojas; Daniel Velasquez Blanco	477
PRESENTACIONES ORALES	478
ELEN-O-19. Diversidad de mariposas (Lepidoptera: Papilionoidea & Hesperioidea) en la vereda Peregrinos, Solano-Caquetá	478
Jonathan Ramos Artunduaga; Carlos Andrés Londoño Carvajal; Alexander Velazques Valencia.....	478
ELEN-O-20. Patrones de anidamiento y relación especie/área de las mariposas (Lepidoptera: Papilionoidea & Hesperioidea) del Caribe	479
Dania Saladrigas Menés; Luis E. Parra Jiménez	479
ELEN-O-21. Ensamblaje de lepidópteros (Papilionoidea), en el páramo azulfral y en sistemas productivos de los municipios de Túquerres y Samaniego, Nariño, Colombia	480
Judy Angélica Sierra Monroy; Sandra Milena Ríos Mora; Oscar Javier Mahecha Jimenez.....	480
ELEN-O-22. Diversidad de mariposas (Lepidoptera: Papilionoidea) en Guatemala: ¿qué hacer? y quehacer científico	481
José Luis Salinas-Gutiérrez; Jiichiro Yoshimoto; Mercedes Barrios	481
ELEN-O-23. Diversidad de mariposas diurnas (Papilionoidea) en dos áreas serranas de selva paranaense en Misiones, Argentina.....	482
Ezequiel Núñez Bustos	482
ELEN-O-24. Diversidad de mariposas diurnas en tres altitudes de un bosque de niebla, Parque Natural Chicaque (San Antonio del Tequendama, Colombia).....	483
Lorena Ruiz Herrera	483
ELEN-O-25. Hacia una biblioteca de códigos de barras de ADN para las mariposas de Colombia (Lepidoptera).....	484
Carlos Prieto; Axel Hausmann.....	484
ELEN-O-26. Environmental variables shaping the distribution and hybridization in <i>Heliconius</i> butterflies ..	485
Nicol Rueda-M; Carol X. Garzón – López; Gonzalo Andrade; Carlos Gantiva; Carolina Pardo-Díaz; Camilo Salazar.....	485
ELEN-O-28. Curaduría y sistematización de los especímenes de Lepidoptera de la Colección Taxonómica Nacional de Insectos CTNI “Luis María Murillo”, Agrosavia, Colombia	486
Erika Valentina Vergara-Navarro; Luisa María Montenegro-Silva; Yuly Paola Sandoval-Cáceres; Francisco Serna	486
ELEN-O-29. Population genomics of the Amazonian white sand specialist <i>Heliconius hermathena</i> Hewitson 1854 (Lepidoptera:Nymphalidae).....	487
Pedro de G. Ribeiro; Renato Rogner Ramos; Darli Massardo; Marília Lion; Marcio Zikan Cardoso; Marcus Kronforst; André Victor L. Freitas; Marcelo Mendes Brandão; Karina L. Silva-Brandão	487

ELEN-O-30. Ecología poblacional de especie de mariposa (Lepidoptera: Satyrinae) endémica y en peligro de extinción en la Sierra Nevada de Santa Marta	488
Jesus Arturo Ochoa Santana; Keila Patricia Escorcía Dominguez; Jefferson Duran Fuentes; Carlos Humberto Prieto Martínez.....	488
ELEN-O-31. Primera aproximación a las polillas prominentes (Lepidoptera:Notodontidae) de la Provincia Biogeográfica del Chocó-Darién	489
Liliana Prada Lara; Giovanni Fagua.....	489
ELEN-O-32. Nuevas especies de mariposas andinas del género <i>Manerebia</i> Staudinger (Nymphalidae: Satyrinae) del noreste del Perú y consideraciones sobre el Paso de Porculla en la Deflexión de Huancabamba como barrera biogeográfica.....	490
Tomasz W. Pyrcz ; José Cerdeña; Pierre Boyer; Klaudia Florczyk; Keith Willmott & Oscar Mahecha-J	490
ELEN-O-33. Redes ecológicas de mariposas (Lepidoptera: Rhopalocera) y plantas (angiospermas) en bosque natural y en recuperación en época de lluvia, en Bosque Seco Tropical colombiano.....	491
Daniela Jaramillo Castillo; Angela Rocío Amarillo	491
ELEN-O-34. Diversidad de mariposas diurnas (Lepidoptera: Papilionoidea) y su relación con la transformación de un ecosistema de alta montaña en la zona suroccidental del complejo de páramos de Guerrero (Cundinamarca, Colombia).....	492
Silvia-Juliana González-Arteaga; Diego Armando Carrero-Sarmiento; Luis Roberto Sánchez-Montaña; Sandra Milena Álvarez-Gómez	492
ELEN-O-35. Reconocimiento de géneros de la subfamilia Geometrinae (Lepidoptera: Geometridae) del museo entomológico UNAB y la colección Taxonómica Nacional CTNI “Luis María Murillo”.....	493
Oscar Andrés Jiménez;Francisco Serna	493
ELEN-O-36. Mariposas diurnas (Papilionoidea) del Pie de Monte Andino-Amazónico en el departamento del Putumayo	494
Fredy Montero Abril; Maira Ortiz Pérez; Jean François Le Crom.....	494
ELEN-O-37. Nepticuloidea & Tischerioidea (Insecta, Lepidoptera) de Colombia: ¿un pequeño paso fuera de la oscuridad? Evidencia desde lo urbano y lo natural.....	495
Sergio A. Vargas; Jonas R. Stonis; Andrius Remeikis.....	495
ELEN-O-38. La mariposa a la que Escalona le cantó	496
Sergio A. Vargas; Giovanni Fagua	496
ELEN-O-39. El color de las mariposas como índice de integridad biológica: Caso de estudio de las mariposas de los bosques de alta montaña.	497
Sandra M. Álvarez-Gómez, Teddy Angarita-Sierra.....	497
ELEN-O-40. Diversidad, fisiología, e interacciones de mariposas diurnas a través un gradiente de uso de tierra en Colombia	498
Emily S. Khazan, Indiana Cristobal Ríos-Málaver, Brett R. Scheffers.....	498
ELEN-O-41. Avances y perspectivas en la sistemática de Emesidini (Lepidoptera: Riodinidae).....	499
Trujano Ortega Marysol*; Curtis J. Callaghan; Jorge Enrique Llorente-Bousquets; Moisés Armando Luis-Martínez; Uri Omar García-Vázquez, Omar Ávalos-Hernández	499
ELEN-O-42. Las polillas avispas (Lepidoptera: Erebidae: Arctiinae) de la Colección Taxonómica Nacional de Insectos Luis María Murillo, Agrosavia, Colombia	500
Yuly Paola Sandoval-Cáceres; Juan Grados; Erika Valentina Vergara-Navarro; Francisco Serna.....	500
ELEN-O-43. Distribución y fenología de la familia Riodinidae (Lepidoptera: Papilionoidea) en el bosque tropical subcaducifolio de la porción media del Pacífico de Oaxaca, México	501
Arturo Arellano-Covarrubias; Armando Luis-Martínez; Jorge Enrique Llorente-Bousquets.....	501
ELEN-O-44. Enigma de Ochenta y Ocho: morfología de genitalia y distribución de dos especies de <i>Diaethria</i> Billberg (Lepidoptera: Nymphalidae) de Guatemala	502
Jiichiro Yoshimoto.....	502

ELEN-O-45. Una nueva filogenia de Plusiinae (Lepidoptera, Noctuidae) re-analizando grupos externos, caracteres y métodos de búsqueda de árboles más parsimoniosos	503
Martha Cecilia Erazo-Moreno; Eduardo Carneiro	503
ELEN-O-46. El complejo del barrenador gigante [<i>Telchin</i>] spp. (Lepidoptera: Castniidae) atacando caña de azúcar en Colombia	504
Viviana Marcela Aya; Alejandro Pabón; Jorge González; Germán Vargas	504
ELEN-O-47. Determinantes ambientales y topográficos de la variación de la riqueza de mariposas (Lepidoptera: Papilionoidea) en una montaña al norte de los Andes	505
José Luis Cóbbita; Carlos Eduardo Giraldo; Federico Escobar	505
ELEN-O-48. The beauty of the dead: behind the seen opportunities for the conservation of butterflies	506
Blanca Huertas	506
ELEN-O-49. Estructura poblacional de <i>Mechanitis</i> Fabricius 1807 (Lepidoptera: Nymphalidae) en un fragmento de Bosque Seco Tropical Colombiano	507
Carlos Altamar y Neis Martínez	507
ELEN-O-50. Patrones de variación genética, fenotípica y mimética de <i>Heliconius hecalesia</i> (Lepidoptera: Heliconiinae) en una zona de hibridación en Colombia.....	508
Luis Miguel Constantino Chuaire; Sandra Constantino Chuaire.....	508
ELEN-O-51. El género <i>Eudocima</i> (Erebidae: Calpinae) de Colombia.....	509
Sergio A. Vargas; Yenny Correa-Carmona; Humberto Calero Mejía; José Mauricio Montes Rodríguez.	509
ELEN-O-52. Mariposas diurnas principales polinizadores de <i>Adenaria floribunda</i> Kunth (Lythraceae) en un bosque seco de Cundinamarca, Colombia.....	510
Luis Alberto Nuñez Avellaneda, Nilson Yesid Olaya, Maria Isabel Castro Rebolledo	510
ELEN-O-53. Filogenia y biogeografía de las orugas venenosas del género <i>Lonomia</i> (Saturniidae).....	511
Juana María Díaz; Pierre Arnal; Rodolphe Rougerie; Camila González.....	511
ELEN-O-54. Filogenia molecular y biogeografía del género <i>Catasticta</i> – Pieridae.....	512
Pablo S. Padrón y Keith R. Willmott.....	512
ELEN-O-55. Las mariposas un escenario para investigación en la escuela vereda Puente Amarillo municipio de Restrepo Meta Colombia.....	513
Ana Beatriz Rinta Piñeros; Milner Gutiérrez Hernández.....	513
ELEN-O-56. Distribución de las mariposas diurnas en la Provincia de Buenos Aires.....	514
Ezequiel Núñez Bustos.....	514
ELEN-O-57. Primer registro de <i>Macrosoma tipulata</i> Hübner, 1818 (Lepidoptera: Hedyliidae) para Colombia: Una especie de importancia agrícola en copoazú <i>Theobroma grandiflorum</i> (Malvaceae)	515
Cindy Lorena Flautero Murillo, Indiana Cristóbal Ríos Malaver, Francisco Serna Cardona	515
ELEN-O-58. Actualización sobre la presencia de especies de los géneros altoandinos <i>Corades</i> Doubleday, [1849] y <i>Panyapedaliodes</i> Forster, 1964 (Lepidoptera: Satyrinae: Pronophilina) en Colombia	516
Alejandra Clavijo Giraldo; Natalia Londoño Díaz; Diego Carrero Sarmiento; Sandra Uribe Soto.....	516
ELEN-O-59. Aportes al conocimiento de las mariposas diurnas (Lepidoptera: Hesperoidea: Papilionoidea) de la Serranía La Vieja, Santa Rosa, Cauca	517
Ayda Viviana Prieto Martínez; María Cristina Gallego Roperero mgallego@unicauca.edu.co.....	517
ELEN-O-60. Evaluación del uso de cebos artificiales para el aumento en la detección de mariposas y otros insectos en inventarios de diversidad en Colombia	518
Indiana Cristóbal Ríos Málaver	518
MANEJO INTEGRADO DE PLAGAS	519
PRESENTACIONES EN POSTER	519
MIP-P-1. Estudio actualizado de la entomofauna asociada al sistema productivo de lechuga (<i>Lactuca sativa</i> L.) en el oriente antioqueño.....	519
Alba Nora Sánchez Bernal; José Antonio Rubiano Rodríguez; Rosa Helen Mira Herrera.....	519

MIP-P-2. Estudio actualizado de la entomofauna asociada al sistema productivo de Brócoli en el Oriente Antioqueño	520
Rosa Helen Mira; Alba Nora Sanchez; Jose Antonio Rubiano-Rodríguez	520
MIP-P-3. Estudio de entomofauna asociada al cultivo de ají (<i>Capsicum</i> spp) en el departamento del Cesar, Colombia	521
Paola Vanessa Sierra-Baquero; José Antonio Rubiano-Rodríguez; Tatiana Sanchez Doria.....	521
MIP-P-4. Entomofauna asociada al cultivo de frijol caupi (<i>Vigna unguiculata</i>) en el departamento del Cesar, Colombia	522
Paola Vanessa Sierra-Baquero; José Antonio Rubiano-Rodríguez; Tatiana Sanchez Doria.....	522
MIP-P-5. Extractos de Neem <i>Azadirachta indica</i> A. Juss, como repelente e insecticida contra <i>Hypothenemus hampei</i> Ferrari (Coleoptera:Curculionidae), en la variedad Castillo en Pamplona, Norte de Santander	523
Jhonatan Gualdrón-Panqueva; Deisy Viviana Toloza-Balcucho; y Humberto Giraldo-Vanegas	523
MIP-P-6. Estudio de la entomofauna asociada al cultivo de frijol rosado <i>Phaseolus vulgaris</i> Linneo en el departamento del Cesar	524
José Antonio Rubiano-Rodríguez; Tatiana Sanchez Doria; Paola Vanessa Sierra-Baquero.....	524
MIP-P-7. Identificación de un posible insecto plaga (<i>Glyphipterix</i> sp.) y cuantificación de su población y daño en un banco de germoplasma de achira (<i>Canna</i> spp.)	525
Maria Gladis Rosero; Carlos Enrique Velásquez; John Díaz-Montano; John Jairo Aguirre	525
MIP-P-8. Estudio actualizado de la entomofauna asociada al sistema productivo de Brócoli en el Oriente Antioqueño	526
Rosa Helen Mira; Alba Nora Sanchez; Jose Antonio Rubiano-Rodríguez	526
MIP-P-9. Entomofauna asociada al cultivo de Berenjena (<i>Solanum melongena</i> L.) en el departamento del Cesar.	527
Tatiana Sanchez Doria; Jose Antonio Rubiano Rodriguez; Paola Vanessa Sierra Baquero	527
MIP-P-10. Entomofauna asociada al cultivo de Ahuyama (<i>Cucurbita máxima</i> L.) en el departamento del Cesar.	528
Tatiana Sanchez Doria; Jose Antonio Rubiano Rodriguez; Paola Vanessa Sierra Baquero	528
MIP-P-11. In search for <i>Gonipterus platensis</i> (Marelli, 1926) (Coleoptera: Curculionidae) egg parasitoids in Antioquia, Colombia.....	529
John Alexander Pulgarin Díaz, Juliana Pérez Pérez, Carlos Espinel Correa	529
MIP-P-12. Predators of <i>Gonipterus platensis</i> (Marelli, 1926) (Coleoptera: Curculionidae) larvae in Antioquia, Colombia	530
John Alexander Pulgarin Díaz, Jhon Alveiro Quiroz-Gamboa, Carlos Espinel-Correal	530
MIP-P-13. Bioecología de <i>Ceroplastes cirripediformis</i> (Hemiptera: Coccidea) en maracuyá	531
Omar José Ríos Suárez; Claudio Fernández Herrera; Karol Darío Pérez García.....	531
MIP-P-14. Caracterización de daños y distribución espacial de <i>Ceroplastes cirripediformis</i> (Hemiptera: Coccidea) en maracuyá.....	532
Omar José Ríos Suárez; Claudio Fernández Herrera; Karol Darío Pérez García.....	532
MIP-P-15. Evaluación de mecanismos de resistencia a insecticidas en <i>Aedes aegypti</i> (Linnaeus, 1762), Colombia, mediante el uso de sinergistas Butóxido de Piperonilo y SSS- Tributilfosforioatro.....	533
A Herrán; L. Santacoloma; G. Rey; A. García	533
MIP-P-16. Identificación de ácaros asociados al cultivo de cítricos (<i>Citrus</i> sp.) en el departamento de Caldas .	534
Laura Bernal Arias, Daniel Castaño Suarez, Edwin Quintero y Carolina Zamorano Montañez	534
MIP-P-17. Observaciones sobre el psillido asiático de los cítricos, <i>Diaphorina citri</i> Kuwayama (Hemiptera: Liviidae) en Ecuador.....	535
Dorys T. Chirinos; Mauricio Cuadros; Junior Velez.....	535
MIP-P-18. Análisis de datos hiperespectrales de palmas de chontaduro (<i>Bactris gasipaes</i> , Arecales: Areaceae) afectadas con las plagas <i>Rhynchophorus palmarum</i> y <i>Dynamis borassi</i> (Coleoptera: Dryophthoridae) en el pacífico colombiano.....	536
Claudia Marcela García Chamizo; Aymer Andrés Vásquez-Ordóñez; Francisco Luis Hernández Torres	536

MIP-P-19. How does temperature influence the intensity and efficiency of foraging by <i>Acromyrmex subterraneus molestans</i> ?	537
Johana Patricia Ramirez Olier; Jessica Josefa Sanches; Liliana Rocio Botero; Julia Barbosa; Eliana Andrade; Vincent Forucassié; Ronald Zanetti	537
MIP-P-20. Avances en el conocimiento de los daños ocasionados por thrips (Thysanoptera: Thripidae) en cultivos de ciruela del trópico andino	538
Maikol Santamaría; Jessica Vaca-Uribe; Sebastian Paredes; Helena Brochero	538
MIP-P-21. Respuesta de <i>Frankliniella occidentalis</i> (Thysanoptera: Thripidae) a fuentes de luz activa en condiciones controladas	539
Andrés Ricardo Peraza Arias; Kevin Stiven Lievano Silva; Jenny Liliana García Morantes; Luz Nancy Mateus Vargas; Elena Luisa Margarita Brochero; Rafael Ramon Rey González	539
PRESENTACIONES ORALES	539
MIP-O-22. Descripción morfológica y daños de <i>Mocis latipes</i> (Guenee) (Lepidoptera:Noctudae) en el cultivo de arroz en Colombia	540
Cristo Rafael Pérez Cordero	540
MIP-O-23. Incidencia y densidad de trips (Thysanoptera: Thripidae) en cultivos de <i>Rubus glaucus</i> Benth. cv. sin espinas bajo métodos de manejo contrastante en Risaralda (Colombia)	541
Andrés Alfonso Patiño Martínez; Shirley Palacios Castro	541
MIP-O-24. La mosca de los estigmas, <i>Euxesta</i> spp. Loew.1868 (Díptera: Ulidiidae=Otitidae), nueva plaga del maíz en Panamá.	542
Eddy Enrique Barraza Andrión; Ashly Nayreth Sánchez Reyes	542
MIP-O-25. El picudo <i>Dynamis borassi</i> (Coleoptera: Dryophthoridae), agente causal de la muerte de la palma de chontaduro (<i>Bactris gasipaes</i> , Arecales: Arecaceae) en Colombia	543
Aymer Andrés Vásquez-Ordóñez; James Montoya Lerma; Inge Armbrrecht; Bernhard Leo Löhr	543
MIP-O-26. Influencia del portainjerto sobre la incidencia de artrópodos en lima Tahiti [<i>Citrus latifolia</i> (Yu Tanaka) Tanaka]	544
José Mauricio Montes-Rodríguez; Lumey Pérez-Artiles; Javier Orlando Orduz-Rodríguez y Luis Enrique Ramírez-Chamorro	544
MIP-O-28. ¿Puede ser la broca del café (Coleoptera: Curculionidae) un vector de hongos que causa antracnosis del fruto de café?	545
Yobana Mariño-Cárdenas; Luz Serrato-Díaz; Paul Bayman	545
MIP-O-29. Efecto de secuencias de ARN de cadena doble sobre genes involucrados en el metabolismo de la quitina en <i>Hypothenemus hampei</i> (Coleóptera: Curculionidae)	546
Gustavo A. Ossa Ossa; Paula L. Arias Ortega; Ana M. Vélez; Bernardo Villegas Estrada; Arnubio Valencia Jiménez	546
MIP-O-30. Evaluación de trampas y atrayentes para <i>Dasiops</i> sp. (Lepidoptera-Lonchaeidae) asociado al cultivo de gulupa (<i>Passiflora edulis</i> L.)	547
Sebastián Guzmán-Cabrera; Isabel Luna-Piña; William Cardona-Garzón	547
MIP-O-31. Efecto de la fertilización sobre la población de <i>Melanaphis sacchari</i> (Zehntner) (Hemiptera: Aphididae) en sorgo.	548
José Arturo Schlickmann Tank; Oscar Morales Galvan; Gonzalo Espinosa Vásquez; Joel Pineda Pineda; María Teresa Beryl Colinas León	548
MIP-O-32. Fertilización nitrogenada: influencia sobre algunos insectos chupadores asociados a la papa	549
Daniel Estiven Quiroga-Murcia*, Héctor Lozoya-Saldaña, Ingeborg Zenner de Polanía, Mateo Vargas-Hernández, Joel Pineda-Pineda, Ángel Lagunes-Tejeda	549
MIP-O-33. Manejo de <i>Scyphophorus acupunctatus</i> Gyllenhal (Coleoptera: Curculionidae) mediante trampeo con feromonas de agregación en agave mezcalero en México	550
Gloria Luna Alejandro; Samuel Ramírez Alarcón; Pedro Figueroa Castro; Héctor González Hernández; Antonio Segura Miranda	550

MIP-O-34. Arvenses asociadas al cultivo de palma de aceite como parte del manejo integrado de plagas.....	551
Luis Guillermo Montes-Bazurto; Alex Enrique Bustillo-Pardey	551
MIP-O-35. Señalización química en la interacción entre la palma de aceite (<i>[Elaeis guineensis]</i> Jacq.) y el [<i>Strategus aloeus</i>] (Coleoptera: Scarabaeidae: Dynastinae)	552
Valentina Vidal; Alex Bustillo; Rosa Aldana; Carolina Chegwin; César A. Sierra; Mauricio S. Bento; Alicia Romero-Frías.....	552
MIP-O-36. Resistencia a <i>Diatraea</i> (Lepidoptera: Crambidae) en caña de azúcar se da independiente de la especie.....	553
Claudia Echeverri Rubiano; Héctor Alberto Chica Ramírez; Germán Vargas	553
MIP-O-37. Fluctuación poblacional del trips de la banda roja, <i>Selenothrips rubrocinctus</i> (Giard) (Thysanoptera: Thripidae) en <i>Theobroma cacao</i> L. en el sur de Chiapas, México	554
Guillermo López-Guillén; Arturo Goldarazena; Carlos Hugo Avendaño Arrazate.....	554
MIP-O-38. Muestreo de <i>Telchin licus</i> (Lepidoptera: Castniidae) en caña de azúcar en la altillanura colombiana.....	555
Alejandro Hipólito Pabón Valverde; Daniel Osorio Serrato; Germán Vargas	555
MIP-O-39. Especies y abundancia de trips asociados a flores de <i>Jatropha curcas</i> L.....	556
Guillermo López-Guillén; Thierry Hance; Arturo Goldarazena	556
MIP-O-40. Parámetros poblacionales de <i>Tuta absoluta</i> (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae) y pérdidas asociadas a un cultivo de tomate (<i>Solanum lycopersicum</i> L. var. Sonero) bajo cobertizo	557
José Alexander Pérez Marulanda; Carlos Eduardo Giraldo Sanchez.....	557
MIP-O-41. Evaluación de los parámetros biológicos de individuos híbridos provenientes del cruzamiento de <i>Helicoverpa armigera</i> y <i>Helicoverpa zea</i> (Lepidoptera: Noctuidae).....	558
Laura Maria Pantoja Gomez; Douglas Amado; Celso Omoto; Alberto Soares Correa.....	558
MIP-O-42. Identificación morfométrica de los barrenadores del tallo <i>Diatraea saccharalis</i> y <i>Diatraea</i> <i>busckella</i> (Lepidoptera: Crambidae) en cultivos de caña panelera (<i>Saccharum officinarum</i>) en el departamento de Caldas, Colombia	559
Julián Andrés Valencia Arbeláez; Alberto Soto Giraldo; Gabriel Jaime Castaño Villa; Luis Fernando Vallejo Espinosa; Melba Ruth Salazar Gutierrez; Germán Andrés Vargas Orozco	559
MIP-O-43. Dinámica poblacional de <i>Diatraea</i> spp. bajo diferentes condiciones de oferta climática.....	560
Julián Andrés Valencia Arbeláez; Alberto Soto Giraldo; Gabriel Jaime Castaño Villa; Luis Fernando Vallejo Espinosa; Melba Ruth Salazar Gutierrez; Germán Andrés Vargas Orozco	560
MIP-O-44. Evidencia de la preferencia de <i>Schizotetranychus hindustanicus</i> (Hirst) (Acari: Tetranychidae) por la planta hospedera en <i>Citrus</i>	561
Lumey Pérez-Artiles; Madeleyne Parra F.; Carlos E. Brochero; Juan Gómez-Correa; Mauricio Fernando Martínez.....	561
MIP-O-45. Primer reporte de <i>Mahanarva bipars</i> (Hemiptera: Cercopidae) en el Valle del río Cauca.....	562
Gerson Ramírez; Brayan Ospina; Isabel Molina; Juan Carlos Mejia; Germán Vargas	562
MIP-O-46. Evaluación de la ubicación de trampas atrayentes en la captura de la broca <i>Hypothenemus hampei</i> Ferrari (Coleoptera: Scolytidae) en cultivos de café en la provincia del Sumapaz	563
Jordano Salamanca; Juliana Botero; Cindy Milena García, Rodrigo Oliveira da Silva.....	563
MIP-O-47. Fluctuación poblacional del ácaro <i>Schizotetranychus hindustanicus</i> (Hirst, 1924), sobre especies de <i>Citrus</i>	564
Lumey Pérez Artiles; Madeleyne Parra F.; Carlos E. Brochero; Juan Gómez Correa; Danilo A. Monsalve García.....	564
MIP-O-49. Eficacia de una aspersora eléctrica de espalda en el manejo de la broca del café <i>Hypothenemus</i> <i>hampei</i> Ferrari (Coleoptera: Curculionidae)	565
Aníbal Arcila Moreno; Pablo Benavides Machado.....	565
MIP-O-50. Alerta temprana del ataque de <i>Monalonion velezangeli</i> Carvalho y Costa, 1988 (Hemiptera: Miridae) en café en Huila	566
Pablo Benavides Machado; Laura Alexandra Laitón Jiménez; Ferney López Franco	566

MIP-O-51. Avances en la evaluación de progenies F2 de variedad Castillo® por introducciones Etiópicas con menor oviposición a <i>Hypothenemus hampei</i> (Coleoptera:Curculionidae:Scolytinae).....	567
Diana María Molina Vinasco; Pilar Moncada Botero; Hernando Cortina Guerrero; Pablo Benavides Machado	567
MIP-O-52. Confirmación de biotipos de <i>Spodoptera frugiperda</i> Smith (Lepidoptera: Noctuidae) en Colombia.....	568
Jairo Rodríguez Ch; Diana Victoria Marín L.; Diana Katherine Castillo; Luis Augusto Becerra Lopez; Cristo Rafael Perez.....	568
MIP-O-53. Comportamiento de larvas de minadores <i>Liriomyza</i> spp. (Diptera: Agromyzidae), en un cultivo de crisantemo (<i>Dendranthema grandiflorum</i> (Ramat) Kitam) del Oriente antioqueño-Colombia.....	569
Tatiana Ramirez; Carlos Eduardo Giraldo	569
MIP-O-54. Eficiencia de la transmisión de virus por <i>Aphis gossypii</i> y <i>Myzus persicae</i> (Hemiptera: Aphididae) en plantas de ají tabasco (<i>Capsicum frutescens</i> L.)	570
William Talaga; Juan M. Montealegre; Karina López-López; Juan Carlos Vaca-Vaca; María R. Manzano..	570
MIP-O-55. Evaluación de tres mallas anti-trips basadas en la morfología corporal de los trips (Thysanoptera: Thripidae) y la abertura de los agujeros de las mallas	571
Edison Torrado-León; Mauricio Manotas.....	571
MIP-O-56. Evaluación <i>in vitro</i> y en microparcels del ácaro <i>Sancassania mycophaga</i> (= <i>Caloglyphus mycophagus</i>) Berlese (Acari: Acaridae) contra <i>Nacobbus aberrans</i> (Thorne) Thorne y Allen.....	572
Liliana Aguilar-Marcelino, Guillermo López Guillén, Zulema Jazmín Quintero-Elena, Edgar Villar-Luna, Olga Gómez-Rodríguez, Sergio G. Ramírez-Rojas	572

SISTEMÁTICA Y TAXONOMÍA..... 573

PRESENTACIONES EN POSTER 573

ST-P-1. Moscas parasitoides Tachinidae (Diptera) de la Amazonia Colombiana: Asociaciones al agroecosistema cacaotero con 15 nuevos registros para el país.....	573
Daniel Bautista Zamora; Francisco Serna	573
ST-P-2. Revisión taxonómica preliminar de la familia Fulgoridae Latreille, 1807, (Hemiptera: Auchenorrhyncha: Fulgoromorpha) de Colombia.....	574
Isabel Ceballos Cálad; Martha Isabel Wolff Echeverri	574
Universidad de Antioquia, Medellín.....	574
ST-P-3. Ácaros asociados al cultivo de maracuyá <i>Passiflora edulis</i> , var. <i>flavicarpa</i> (Degener) para el Valle del Cauca	575
Doris Elisa Canacuan Nasamuez; Nora Cristina Mesa, Jhonnatan Florez.....	575
ST-P-4. Estudio preliminar de la diversidad de la familia Phengodidae (Coleoptera-Elateroidea) en ecosistemas altoandinos del complejo de páramo de Santa Inés (Antioquia, Colombia)	576
Diego Alejandro Uchima; Marta Wolff; Juan Pablo Botero.....	576
ST-P-5. ¿La espectroscopia de reflectancia es una herramienta útil para la identificación de especies de insectos?: un estudio de caso con el género <i>Cyclocephala</i> (Coleoptera, Scarabaeidae).	577
Juan Carlos Marín-Ortiz, Mariano Altamiranda-Saavedra, Jhon César Neita-Moreno, Jhon Alveiro Quiroz Gamboa.....	577
ST-P-6. Estudio preliminar de la diversidad de himenópteros parasitoides (Insecta) del Páramo El Congo, vereda El Congo, Municipio San José de la Montaña, Antioquia	578
Mariana Posada Sánchez; Carolina Henao Sepúlveda; Marta Isabel Wolff Echeverri.....	578
ST-P-7. Diversidad de tribus de los saltahojas (Hemiptera: Auchenorrhyncha: Cicadellidae) en ecosistemas altoandinos de Antioquia	579
Jefferson Saucedo Valderrama; Julián Mauricio Vallejo Sosa; Marta Isabel Wolff Echeverri.....	579

ST-P-8. Primer registro de <i>Basilia mimoni</i> Theodor & Peterson, 1964 (Diptera: Nycteribiidae) para Colombia.....	580
María Raquel Pastrana; Julio Chacón Pacheco; Jesús Ballesteros Correa.....	580
ST-P-9. Diversidad de especies de <i>Diatraea</i> spp. basados en análisis de dos regiones de <i>Citocromo oxidasa</i> en Nariño, Colombia.....	581
Gloria Barrera; Ana Elizabeth Díaz; Carlos Espinel	581
ST-P-10. Divergencia por los Andes: vicarianza en las poblaciones de la araña semiacuática <i>Ancylometes bogotensis</i> (Keyserling, 1877) (Araneae: Ctenidae).....	582
Andres Felipe Gamez Vargas; Nicolás Amin Hazzi; Carolina Pardo Díaz; Fabián Camilo Salgado Roa; Camilo Andrés Salazar Clavijo.....	582
ST-P-11. Composición y estructura de dípteros (Diptera: Insecta) en los municipios de Valparaíso y Solita Caquetá, en el marco del proyecto Taxonomía de Pipunculidae (Diptera: Insecta) de Colombia	583
Karen Dayana Álvarez Martínez; Germán Augusto López García.....	583
ST-P-12. Sinopsis del género <i>Alienosternus</i> Martins, 1976 (Coleoptera: Cerambycidae) con la descripción de dos nuevas especies para Suramérica	584
Kimberly García; Juan Pablo Botero; Neis Martínez.....	584
ST-P-13. Dos nuevas especies de Neoibidionini Monné, 2012 (Coleoptera: Cerambycidae) del Caribe colombiano	585
Kimberly García.....	585
ST-P-14. Nuevo registro del género <i>Macrelmis</i> Motschulsky, 1859 (Coleoptera: Elmidae) para Colombia ..	586
Denis Mairú Hincapié Montoya; Sandra Inés Uribe Soto	586
ST-P-15. Géneros de la familia Nymphalidae presentes en la Colección Entomológica MHN-UIS	587
María Victoria Mateus Pedrozo; Daniel Rafael Miranda-Esquivel.....	587
ST-P-16. Diversidad de especies de <i>Diatraea</i> spp. en Nariño (Colombia), basados en el análisis de dos regiones del gen citocromo oxidasa c.	588
Gloria Barrera; Ana Elizabeth Díaz; Carlos Espinel	588
ST-P-17. <i>Costitachys tena</i> (Coleoptera: Carabidae) nuevo registro de especie para Colombia.....	589
Nataly Forero-Chavez; Tito Bacca; Nelson Canal	589
ST-P-18. A new species of <i>Pheraeus</i> Godman, 1900 (Hesperiidae, Hesperini, Moncina) restricted to rio Doce Valley, Southeastern Brazil	590
Isabella M- Saraiva; Eduardo Carneiro; Mirna M. Casangrande & Olaf H.H. Mielke	590
ST-P-19. ¿Es Hymenoptera el orden más diverso? un análisis a diferentes escalas en Bosque Seco Tropical (BST) colombiano.....	591
Gabriel I. Rico Aristizábal; Santiago Sarmiento Puentes; Andrés C. Márquez; Ángela R. Amarillo Suárez..	591
ST-P-20. Ampliación de la distribución de <i>Poekilloptera phalaenoides</i> (Linné, 1758) (Hemiptera: Flatidae) en Colombia	592
Juan Guillermo Orrego Meza; Camilo Andrés Llano Arias	592
ST-P-21. Aporte taxonómico a los Thyreocoridae (Hemiptera: Heteroptera) de la Colección Entomológica del programa de Biología de la Universidad de Caldas.....	593
Natally Alvis Zapata; Camilo Andres Llano Arias.....	593
ST-P-22. Registros nuevos de Larainae LeConte, 1861 y Elminae Curtis, 1830 (Elmidae: Coleoptera) para Colombia	594
Denis Mairú Hincapié Montoya.....	594
PRESENTACIONES ORALES	595
ST-O-23. Diversidad de los nematoceros (Diptera, Insecta) en el complejo de páramos Santa Inés	595
Julián Mauricio Vallejo Sosa; Augusto León Montoya Giraldo; Marta Isabel Wolff Echeverri.....	595
ST-O-24. Diversidad de los Diptera Brachycera del complejo de páramos de Santa Inés, Cordillera Central.....	596
Ángela María Echeverry Tobón; Augusto León Montoya Giraldo; Marta Isabel Wolff Echeverri	596

ST-O-25. Primeros registros de dos especies del género <i>Greenidae</i> (Hemiptera: Aphididae) en Chile	597
Dante Bobadilla Guzmán	597
ST-O-26. Identificación morfológica y molecular de especies de trips (Thysanoptera: Thripidae) en mora sin espinas.....	598
Sirley Palacios-Castro; James Montoya-Lerma; Mónica Betancourt-Vásquez; Everth Emilio Ebratt-Ravelo	598
ST-O-27. Diversidad y aspectos ecológicos de la tribu Exechiini (Diptera: Mycetophilidae) de los complejos de páramo de Sonsón y Belmira, Antioquia, Colombia.	599
María Isabel Salinas Cano; Andrea Carolina Henao Sepúlveda; Marta Isabel Wolff Echeverri	599
ST-O-28. Diversidad y ecología de las mosquitas predadoras (Diptera: Keroplatidae) de Colombia.....	600
Jefferson Saucedo Valderrama; Carolina H. Sepúlveda; Yardany Ramos-Pastrana & Marta Wolff	600
Universidad de Antioquia, Medellín.....	600
ST-O-29. Distribución altitudinal, diversidad y afinidades biogeográficas de escarabajos coprófagos (Coleoptera: Scarabaeinae) en dos montañas de la Sierra Norte de Oaxaca, México.....	601
Axel Arenas-Parral; Alfonsina Arriaga-Jiménez; Matthias Rös.....	601
ST-O-30. Diversidad de Ácaros asociados a <i>Psidium guajava</i> en Colombia.....	602
Millerlandy Montes Prado; Nora Cristina Mesa; Arturo Carabali Muñoz; Yefersson Rivera Valencia; Diana Gutierrez Mora	602
ST-O-31. Revisión taxonómica del género <i>Montina</i> Amyot & Serville, 1843 (Hemiptera: Reduviidae: Harpactorinae) de Colombia, con la descripción de tres nuevas especies y nuevos registros	603
Andrés Mejía Soto; Dimitri Forero; Marta Wolff	603
ST-O-32. <i>Cyphomyia</i> Wiedemann (Diptera: Stratiomyidae): nuevos registros para Colombia y descripción del pupario de <i>C. albitarsis</i> (Fabricius).	604
Juliana Torres Toro; Marta Wolff; Diego A Fachin; Diana Grisales	604
ST-O-33. Diversidad del género <i>Paraleia</i> Tonnoir (Diptera, Mycetophilidae, Leiinae) en la región Neotropical.....	605
Carolina Henao-Sepúlveda; Marta Wolff.....	605
ST-O-34. <i>Eumanota</i> Edwards (Diptera, Mycetophilidae, Manotinae), primera evidencia de un patrón pseudogondwanico para las Américas.....	606
A. Carolina Henao-Sepúlveda; Dalton de S. Amorim	606
ST-O-35. Micrositio de la Colección Nacional Taxonómica de Insectos CTNI: Una ventana para la divulgación científica en la era digital, Agrosavia, Colombia.	607
Jefersson Andrés Rodríguez-Blandón; Erika Valentina Vergara-Navarro	607
ST-O-36. Riqueza de mariposas (Papilionoidea) en un sector de Bosque Premontano del corregimiento de San Javier, Ciénaga, Magdalena.....	608
Keila Escorcía Domínguez; Jesus Ochoa Santana; Carlos Prieto Martínez	608
ST-O-37. Relaciones filogenéticas y tiempos de divergencia en Psocidae (Psocodea): Expandiendo el muestreo para taxones neotropicales.....	609
Valentina Sarria Rodríguez; Cristian Román Palacios; Ranulfo González Obando; Heiber Cárdenas Henao	609
ST-O-38. Patterns of genetic and morphological diversity in the highly polymorphic Neotropical banner damselflies, <i>Polythore</i> (Polythoridae: Odonata).	610
Juan Pablo Mongui; Arianne Wallace; Renato Nunes; Camilo Salazar; Melissa Sanchez-Herrera	610
ST-O-39. Estudio de la tricoptero fauna presente en el río Palmar, Cundinamarca, Colombia	611
Geraldine González Vargas; Alexander García García y Nediker Gonzalez Castillo	611
ST-O-40. Nuevos registros de especies del género <i>Heilipus</i> Germar 1824 (Coleoptera: Curculionidae) para Colombia	612
Valentina Díaz Grisales; Armando Equihua Martínez; Jesús Romero Nápoles; Jorge Valdez Carrasco; Luis Fernando Vallejo Espinosa.....	612
ST-O-41. Aproximación a la diversidad de los coleópteros de la vereda “el Hato”, páramo de Sumapaz, Cundinamarca	613
Juan Sebastian Palacios-Rodríguez; Nicolás Ayala Tovar	613

ST-O-42. Estafilínidos depositados en la Colección de Insectos de la Universidad del Quindío (CIUQ)	614
Daniela Hoyos Benjumea; Diana Méndez Rojas; Angélico Fortunato Asenjo Flores	614
ST-O-43. Las abejas (Hymenoptera: Apoidea) de la colección de insectos de la Universidad del Quindío....	615
Elder Andrés Vásquez Lenis; Andrea Lorena García Hernández	615
ST-O-44. Conocimiento actual de los chinches acuáticos Pleoidea en Colombia	616
Jeny Tatiana Bernal Zuluaga; Camilo Andrés Llano Arias; Lucimar Gomes Dias	616
ST-O-45. Identificación taxonómica de avispas de la superfamilia Chalcidoidea (Hymenoptera), asociados a especies nativas del arbolado urbano de Bogotá.....	617
Johan García; Juliana Durán; Fernando Cantor	617
ST-O-46. Nuevos registros de <i>Celetes</i> Schönherr (Coleoptera: Curculionidae) y su asociación con inflorescencias de especies de palmas (Arecaceae) en Colombia	618
Camila Díaz-Durán; Juliana Cardona-Duque; Luis Alberto Núñez-Avellaneda	618
ST-O-47. Nuevos registros de Aphodiinae (Coleoptera: Scarabaeidae) para Colombia	619
Julián Clavijo-Bustos; Tito Bacca; Nelson Canal.....	619
ST-O-48. Lista de verificación actualizada de los Thysanoptera de Colombia con comentarios sobre hospedantes y distribución geográfica.....	620
Everth Emilio Ebratt Ravelo; Dario Corredor Pardo; Angela Castro Avila; Arturo Goldaracena Lafuente....	620
ST-O-49. Los insectos acuáticos (Hemiptera y Trichoptera) de la colección de artrópodos y otros invertebrados de la Universidad Distrital Francisco Jose de Caldas CAUD	621
Oscar Javier Prieto-Rodado.....	621
ST-O-50. Dos nuevos registros de distribución de tricópteros (Insecta: Trichoptera) para Suramérica.....	622
Oscar Ascuntar – Osnas; María del Carmen Zúñiga	622

CONFERENCIAS MAGISTRALES

Resultados y perspectivas de la entomología en las “Expediciones Colombia Bio”.

Jhon César Neita Moreno¹

¹ Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Claustro de San Agustín, Villa de Leyva, Boyacá, Colombia. <jneita@humboldt.org.co>

Resumen

Se presentan los resultados obtenidos en las expediciones Bio actualmente. Para ello, se han seleccionado algunos sitios de importancia biológicas, que por cuestiones de orden público no se había muestreado, pero el postconflicto se convierte en la mejor oportunidad para su estudio. Un total de siete géneros y 41 nuevas especies aproximadamente se han identificado. Nuevos datos asociados a la diversidad de insectos del país se han incluido, como lo es CO1-Barcode. Por último, se ha logrado llenar vacío de información y con ello se amplió los rangos de distribuciones de algunas especies.

Abstract

The results obtained in the Bio expeditions currently are presented. For samples, some sites of biological importance have been selected, which for reasons of armed conflict had not been sampled, but the post-conflict becomes the best opportunity for its study. A total of seven genera and 41 new species approximately have been identified. New data associated with the diversity of insects in the country have been included, as is CO1-Barcode. Finally, it has been possible to fill an information gap and with this the range of distributions of some species has been extended.

Introducción

La posición geográfica de Colombia ha permitido el desarrollo de una gran diversidad de ecosistemas, considerándolo de esta manera como uno de los cinco países *megadiversos* del mundo. Pese a su tamaño, Colombia alberga aproximadamente 15% de las especies terrestres conocidas. Esta diversidad ecosistémica es originada por sus diferentes eventos biogeográficos, como el levantamiento de los andes que tuvo una marca influencia sobre los procesos de distribución de esta biota y el surgimiento del istmo de Panamá. De esta manera, hoy en día se pueden identificar diferentes elementos cuyas distribuciones están determinadas por su origen, ya sea Amazonía, Orinoquía, Pacífica, Caribe o Andina. Igualmente todas las áreas de transiciones que se presentan en el territorio nacional.

Toda esta diversidad ecosistémica ha permitido el desarrollo de una fauna muy particular con elementos Centro y Sudamérica, considerando a Colombia como una zona de transición de la biota a nivel Neotropical. Pese a toda la importancia de Colombia como un país *Megadiverso*, su

conocimiento aún es incipiente, ya durante mucho tiempo el conflicto armado ha sido una limitante en el conocimiento de esta biodiversidad, pues muchas de las áreas menos exploradas coinciden con las de mayor diversidad y estas a la vez constituyen las zonas de mayor influencia del conflicto.

Estos territorios, de invaluable importancia para el país, comienzan a ser una oportunidad bajo los escenarios del postconflicto y el proceso de paz. Una oportunidad para liderar una expedición con las tecnologías del siglo XXI, para conocer y reconocer unos territorios desde el conocimiento científico. Un conocimiento científico que fortalezca los espacios de gobernanza de actores locales frente a los escenarios de transformación y ocupación que se puedan derivar con la firma del Acuerdo de Paz.

En este sentido, el Instituto Humboldt plantea en el marco de Colombia Bio las Expediciones Biodiversidad. Estas expediciones pretenden identificar aquellos territorios del país que son reconocidos como hotspots de biodiversidad y que han tenido un historial en el conflicto armado. En estos territorios, un equipo de científicos de diferentes entidades del país trabajara en articulación con la base social local en la caracterización de la biodiversidad, con especial interés en documentar la diversidad de especies, los nuevos registros para las regiones y el país, las especies endémicas y el descubrimiento de nuevas especies para la ciencia. Estas expediciones serán un evento científico con un simbolismo de reconciliación y de construcción de nueva identidad soportada por la biodiversidad en territorios que han sufrido con la violencia resultante del conflicto armado en Colombia (Instituto Humboldt, 2016). Para ello se planteo caracterizar la biodiversidad a partir de grupos biológicos indicadores de integridad ecológica en territorios del postconflicto con vacíos de información e importancia por diversidad biológica y endemismos en Colombia, siendo uno de ellos los insectos y otros invertebrados.

Metodología

Dada la distribución de las especies y la geografía del conflicto armado en Colombia, se han identificado unos territorios de gran importancia para exploraciones científicas asociados a tres de las grandes regiones del país: la altillanura de la Orinoquia y la región de piedemonte andino amazónica y de la cuenca pacífica.

De esta manera, los sitios seleccionados para los respectivos muestreos fueron:

Río Tomo. Ubicado en el corazón de la altillanura, y de gran importancia por ser una de las principales subcuencas colombianas que desemboca en el río Orinoco, forma parte de la transición entre la Orinoquia y la amazonia en el llamado escudo guayanes. El río Tomo en sus 606 km representa uno de los sitios de importancia biológica en esta región, con muy buen estado de conservación, ha sido por más de 30 años un lugar con presencia del conflicto armado en medio de una población indígena y colona con gran conocimiento de su territorio.

Santander. El peñol. El muestreo se realizó en ecosistema de bosque húmedo montano conservado y en una matriz de bosque húmedo fragmentado. La evaluación del componente endocárstico se llevó a cabo en las siguientes cavernas: Los Carracos, La Tronera, El Caracol, Las Sardinias y Las Gallinas (IAVH, 2017a).

Medina. Área de situada en el piedemonte de la región Orinoquia. En esta salida, se ubicaron dos sitios de muestreos en diferentes gradientes altitudinales. Un primer gradiente a 677 a 847 metros y un segundo comprendido entre los 1194 a 1527 metros. Correspondientes a bosque húmedo tropical y bosque alto andino respectivamente.

Antioquia. El ecosistema predominante de la zona está compuesto por bosque (unidad biogeográfica Templado húmedo orobioma bajo de los Andes) con cobertura densa en estado de conservación por encontrarse en montañas con pendientes muy altas, también hay áreas con bosques secundarios pluviales, el paisaje corresponde a montaña en clima frío muy húmedo. Hay un mosaico de coberturas constituido por parches de pasto no manejado, cultivos permanentes y áreas deforestadas (IAVH, 2017b).

Métodos de captura:

Tipo pitfall, en la cuales se puso como atrayentes “heces humanas”. Un total de 20 trampas fueron instaladas en los hábitats seleccionados.

Trampa de luz negra. Esta se realizó de 18.00 a 06.00 horas. En ella se colectaban los especímenes que eran atraídos a la fuente de luz.

Por último, captura manual. Se realizaron recorridos en los ecosistemas muestreados revisando la vegetación, hojarasca y suelo. De igual manera, dado que muchas de las especies tienen actividad nocturna, se realizaron muestreos en la noche con el fin de poder capturar ejemplares ya sea alimentándose, perchados o en cópula.

Los ejemplares fueron identificados e incluidos en la colección del Instituto Alexander von Humboldt (IAvH-E) e Instituto de Ciencias Naturales (ICN)-Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Cada uno de los ejemplares fue montado con sus respectivas etiquetas de datos de campo, códigos QR de la Colección IAvH-E y etiqueta de identificación. Sobre la base de esta organización, se realizó un conjunto de datos asociado a cada salida. Estos conjuntos de datos fueron elaborados el formato de migración de datos y posteriormente en la base de datos de la colección en Specify.

Para el fortalecimiento de las colecciones, se realizaron expediciones de especialistas en ellas. Durante esta actividad, se realizaron identificaciones de los grupos en los cuales las personas que participaron eran especialistas. De esta manera, se pudo avanzar en la identificación taxonómica de estos grupos.

Resultados

Se han procesado aproximadamente 15,389 especímenes que representan a 654 especies, distribuidas en 14 órdenes de insecta. El orden con mayor porcentaje de aporte a esta diversidad fue Coleoptera con el 45,87%, seguido de Lepidoptera con 17,43%, Hymenoptera con 9,93%, Diptera con 6,88% y por último Megaloptera con 0.51% de la abundancia (Fig. 1).

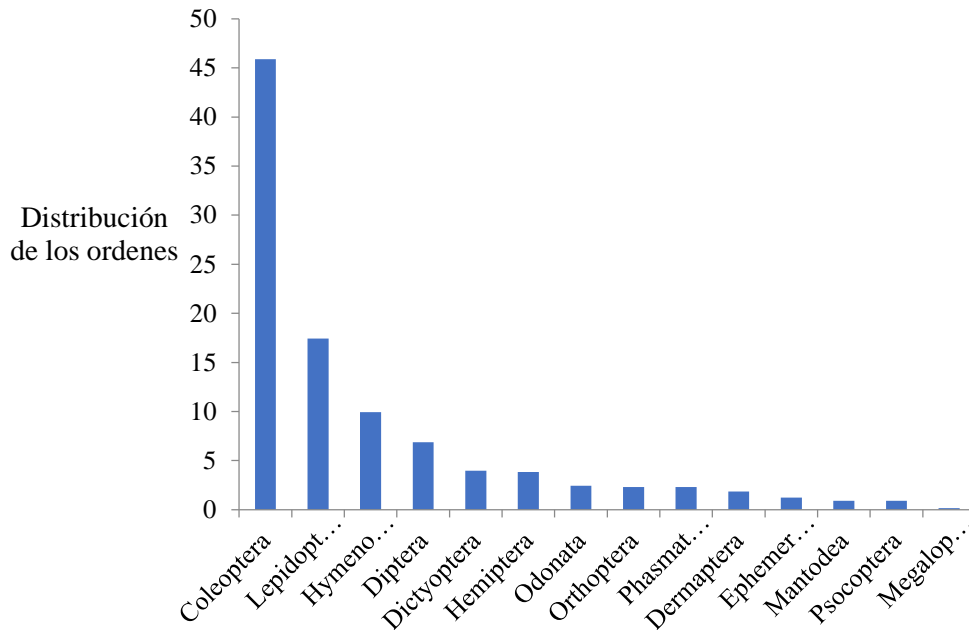


Figura 1. Composición de las colectas realizadas.

El orden Coleoptera estuvo representado por las familias el 12.77% de las familias reconocidas en el tales como Buprestidae, Carabidae, Cantharidae, Cerambycidae, Hybosoridae, Scarabaeidae, Melolonthidae, Passalidae, Lucanidae y Cleridae entre otras.

Por su parte, el orden Lepidoptera estuvo representado por pocas familias, Hesperidae, Lycaenidae, Nymphalidae, Papilionidae, Pieridae, Riodinidae y Uranidae.

El orden Hymenoptera por las familias Apidae, Ichneumonidae, Formicidae, Mutilidae, Vespidae, Pompilidae y Braconidae entre otras.

Los otros ordenes estuvieron representados por pocas familias. El orden Diptera representado por las especies típicas de zonas alto andinas debido a una estrecha relación de estos ambientes.

Durante el desarrollo del proyecto se pudieron identificar especies nuevas, nuevos registros para el país, ampliación de distribución y datos acerca de la importancia de los robledales para conservación de la diversidad de Insecta y otros artrópodos en estas áreas alto andinas (Tabla 1).

Tabla 1. Nuevos datos de registros biológicos hallados en las expediciones.

	Nuevas especies	Nuevos reportes
Colombia Bio	3	6
Santander Bio	3	2
Boyacá Bio	-	-

La importancia de las áreas y los eventos biogeográficos asociados a sus procesos de formación permitieron identificar muchos elementos importantes y la influencia de ellos desde el punto de vista del origen de su linaje. De esta manera, pudimos identificar algunos elementos con orígenes Andinos, Orinoquia, Amazonia y Chocó-Magdalena que han sido bien importantes para comprender más el origen de la Megadiversidad de Colombia y la importante de nuestro país a nivel Neotropical.

Por último, es bien importante resaltar los procesos de antropización que se desarrollan en las zonas. En ellas se pudo identificar que en algunas áreas los procesos son recientes y las comunidades de insectos no han logrado adaptarse a estos cambios, por lo tanto no han colonizado estos ambientes, quedando restringidas a los parches de bosques que circundan dichos hábitats. No obstante, lo más preocupante es la falta de conectividad entre estos parches, lo cual a futuro afectaría las poblaciones de insectos de manera negativa.

Gira de especialistas en las colecciones.

Como parte importante del proyecto Bio, se planteó la gira de los especialistas. Esta gira incluyó varias colecciones del país, en total 11 colecciones fueron estudiadas en Villa de Leyva, Bogotá, Medellín, Tolima y Quindío.

Una vez revisadas las colecciones, se identificaron siete nuevos géneros para la ciencia y cinco nuevos géneros para Colombia. Por otro lado, 31 especies nuevas para la ciencia, muy probablemente otras siete (7) más. Igualmente se actualizó la taxonomía de los grupos revisados y un conjunto de datos en el formato DarwinCore fue organizado y enviado al SiB Colombia como un recurso disponible de la diversidad biológica del país.

Genética de la diversidad de Insectos.

Más de 1000 secuencias de DNA se obtuvieron de los muestreos realizados, muchas de ellas están en estos momentos, soportando los trabajos de publicación de los grupos, como parte importante de la información asociada a cada especie (Barcode of life database).

Consideraciones finales.

- ❖ Faltan áreas con algún tipo de figura de conservación.
- ❖ Más estudios de las poblaciones actuales.
- ❖ Explotación minera, deterioro de las cuencas de hidrográficas y avance de la deforestación en el marco del postconflicto.
- ❖ Inclusión de áreas naturales en los planes de ordenamiento territorial

Referencias

Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. (2016). Expediciones Biodiversidad: integrando el conocimiento científico a la gestión de la biodiversidad en territorios postconflicto. 12 pp.

Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Universidad Nacional de Colombia (2017a). Coleópteros de Sistemas Cársticos en el Municipio de El Peñón, Santander - Proyecto Colombia BIO. 263 registros, aportados por: Barriga, J. (Contacto del recurso), Lasso, C. (Creador del recurso), Quintana, A. (Proveedor de metadatos). Versión 1.0. http://i2d.humboldt.org.co/ceiba/resource.do?r=coleopteros_carsticos_santander

Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Universidad Nacional de Colombia (2017b). Coleópteros coprófagos y fitófagos de la desembocadura del caño Teracay en el río Tomo, Puerto Carreño, Vichada - Proyecto Colombia Bio. 735 registros, aportados por: Barriga, J. (Contacto del recurso), Lopera, A. (Creador del recurso), Quintana, A. (Proveedor de metadatos). Versión 2.0. http://i2d.humboldt.org.co/ceiba/resource.do?r=coleoptero_vichada_bio

Alcances, retos y aplicaciones de CRISPR/Cas9 para la entomología en Colombia

Duverney Chaverra-Rodríguez¹

¹Division of Biological Sciences. University of California San Diego, CA, USA.
<dchaverrarodriguez@ucsd.edu>

Resumen

Colombia es un país privilegiado en recursos biológicos, incluyendo su entomofauna. La información genética de las especies de artrópodos que habitan nuestro territorio es extremadamente valiosa y debe ser aprovechada con responsabilidad para un futuro sostenible. El sistema CRISPR/Cas9 para edición genética ha causado una revolución en el mundo de la biología y la biotecnología, y ha cambiado la forma en la que podremos intervenir a dichas especies, ya sea con el fin preservar algunas de ellas o para controlar las poblaciones de otras. A continuación, se describen generalidades de los sistemas de edición genética basados en CRISPR/Cas9, las aplicaciones actuales, sus limitaciones y retos para la entomología en Colombia.

Los sistemas CRISPR/Cas y su uso en edición genética

El acrónimo CRISPR (Clustered Regularly Interspaced Short Palindromic Repeats) “Repeticiones Palindrómicas Cortas Agrupadas y Regularmente interespaciadas” describe un conjunto de secuencias de ADN que codifican para proteínas y ARN utilizados por arqueas y bacterias para defenderse contra virus y plásmidos exógenos (Doudna *et al.*, 2014, Barrangou & Marraffini 2014). En la naturaleza existen gran diversidad de estos sistemas, pero todos ellos tienen dos componentes en común. Primero, una proteína de una familia denominada ‘Cas’ (Crispr-assoiated) cuya función principal es cortar una secuencia de ácido nucleico (ADN o ARN). El segundo componente es una molécula de ARN denominada ARN guía (gARN) que contiene una secuencia complementaria a un ácido nucleico diana. La proteína Cas y el gARN forma un complejo de RNP que tiene la capacidad de identificar secuencias específicas por complementariedad del gRNA con el ácido nucleico diana, y que una vez acoplado, corta la doble hélice del ADN usando la actividad nucleasa de la proteína Cas (Figura 1) (Bhaya *et al.*, 2011, Cong *et al.*, 2013, Louwen *et al.*, 2014, Jinek *et al.*, 2014). En eucariotas, la ruptura de la cadena doble de DNA es reparada principalmente por dos mecanismos: 1. El mecanismo de unión de terminaciones no homologas (NHEJ, Non-Homologous End Joining) produce una reparación que no es fiel a la secuencia original y por lo tanto puede introducir cambios de bases, inserciones o deleciones (*indels*) que cambian el marco de lectura de la secuencia y produce proteínas truncadas o no funcionales. 2. La reparación dirigida por homología (HDR, Homology-Directed Repair) utiliza una secuencia molde para reparar el daño causado por el corte. En manipulación genética

se puede incluir una secuencia molde que contenga genes de interés, por ejemplo un marcador fluorescente y una proteína que confiera resistencia a un patógeno. De esta manera se pueden generar *knock-in* de genes integrándolos en un sitio específico del genoma (Carroll 2014, Doudna *et al.*, 2014, Hsu *et al.*, 2014)

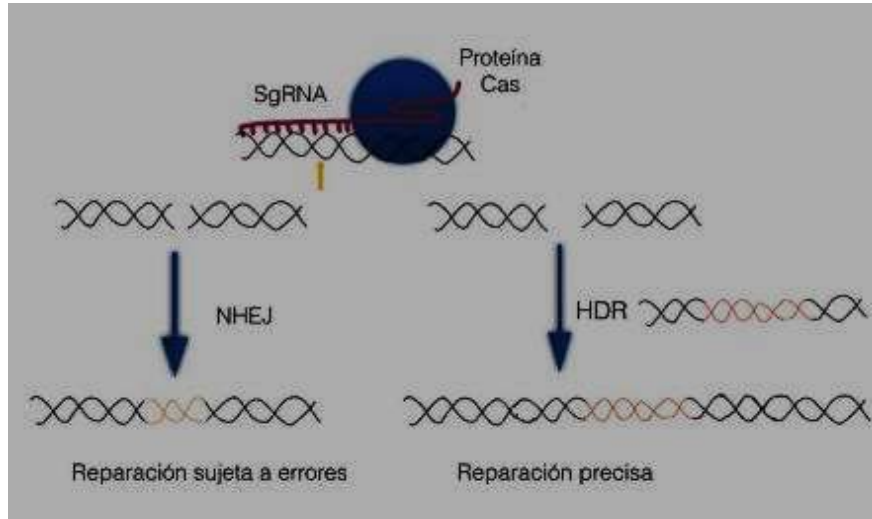


Figura 1. Componentes del sistema CRISPR/Cas: Enzima Cas y sgRNA (complejo de RNP) unido a la doble cadena de ADN. El resultado del reparación de la ruptura de la cadena doble usando recombinación no homologa es impreciso y genera indels (NHEJ, izquierda) mientras que por recombinación homologa (HDR, derecha) se usa una secuencia molde de ADN que se integra de manera precisa.

Alcances de CRISPR/Cas para edición genética y regulación de genes

El sistema CRISPR/Cas9 es el que sin duda ha tenido la mayor atención por su simplicidad, pues una sola proteína (Cas9) participa en el proceso de clivaje. La simplicidad, eficiencia y fácil generalización de este sistema ha permitido utilizarlo en múltiples especies y ha permitido que otras aplicaciones avanzadas en genética sean posibles (Gagnon *et al.*, 2014, Bengtsson *et al.*, 2017, Woodcock *et al.*, 2017, Tang *et al.*, 2017, Muñoz *et al.*, 2019, Menke 2019, Qiu *et al.*, 2019). Por ejemplo, el sistema CRISPR/Cas también puede ser utilizado para regular la transcripción de ARN o la traducción de proteínas mediante: 1. Una versión de Cas9 con su función nucleasa desactivada o muerta (dCas9) que se une al gRNA y al ADN blanco sin cortar la doble cadena pero que bloquea la actividad de las RNA polimerasas o que puede ser utilizada para dirigir a un sitio diana factores que activan o reprimen la transcripción. 2. Otros sistemas CRISPR que poseen enzimas Cas que cortan ARN (por ejemplo, CRISPR tipo VI). Su utilización permite controlar la regulación proteica a nivel de ARNm, similar al uso de ARN de interferencia (Smargon *et al.*, 2017, Konermann *et al.*, 2018).

Aplicaciones en entomología

Genómica funcional en especies de insectos modelo y no modelo

Muchos estudios han utilizado el sistema CRISPR/Cas para demostrar la función de un gen, ya sea mutándolo o integrándolo en un sistema foráneo. Aspectos de la biología de insectos que pueden ser estudiados con esta tecnología incluyen genes involucrados en la susceptibilidad/resistencia a agentes biocidas, la atracción a trampas, la habilidad para transmitir patógenos, la alta capacidad reproductiva, la susceptibilidad a depredadores naturales o el mejoramiento de insectos biocontroladores. La lista de especies de insectos en los que se ha implementado ha sido revisada por varios autores e incluye principalmente especies modelo de dípteros, lepidópteros, coleópteros e himenópteros, con reportes en algunas especies no-modelo como hormigas o tisanuros (Chen *et al.*, 2016, Taning *et al.*, 2017, Sun *et al.*, 2017, Ohde *et al.*, 2018). Es acá donde la biodiversidad de nuestro país y los retos asociados a su uso sostenible presentan una gran oportunidad para utilizar el sistema CRISPR/Cas9 de manera innovadora.

Control de poblaciones de insectos

Una de las aplicaciones más prometedoras de CRISPR/Cas9 en entomología es el control de insectos de importancia económica o médica mediante la liberación de insectos modificados. En ese sentido, las modificaciones genéticas pueden ser utilizadas para optimizar algún componente de estrategias actuales, como la técnica de liberación de insectos estériles (TIS), o ser utilizadas en conjunto con un mecanismo de dispersión rápida del gen modificado para alcanzar la supresión o el reemplazo de poblaciones silvestres de insectos de una manera innovadora y de forma especie-específica (Chen *et al.*, 2016, Sun *et al.*, 2017, Gantz & Akbari 2018, Gabrieli *et al.*, 2014).

Posiblemente la estrategia que más se beneficia del sistema CRISPR/Cas9 por su factibilidad de implementación y aceptación es la TIS que se ha usado eficientemente para el control de insectos como *Cochliomya hominivorax* o la mosca tse-tse (Kunz 1987, Forero *et al.*, 2008). La eficacia de este método depende de la separación correcta de machos y hembras, de la esterilización de los machos y de su liberación masiva para aparearse con las hembras. Kandul *et al.*, demostraron que en *D. melanogaster* es posible obtener huevos que producen solo machos estériles al cruzar una línea que expresa Cas9 en la línea germinal con una línea que expresa dos sgRNA dirigidos a los genes *sex lethal* (su modificación mata a las hembras) y *β -tubulina85* (su modificación produce machos estériles). Esta técnica denominada “precision guided SIT” (pgSIT) tiene como objetivo la reducción de la población y no la introducción de genes (Kandul *et al.*, 2019).

Las técnicas de reemplazo genético de poblaciones naturales requieren la generación en laboratorio de líneas con el gen alterado. Es común que estas líneas presenten costos variables en el fitness, comparados con insectos silvestres, como resultado de las modificaciones en la morfología o vías metabólicas asociadas con supervivencia o reproducción. Por lo tanto, la frecuencia de individuos

con dichas modificaciones se reduce en cada generación, por lo que para ser efectivas se requiere liberar frecuentemente una gran cantidad de insectos modificados. Si estos insectos pueden generar daño similar al de los insectos silvestres, esta es una estrategia no viable ni sostenible (Marrelli *et al.*, 2006, Reid & O’Brochta 2016). Como solución a este problema se han propuesto estrategias que permiten la heredabilidad de un alelo modificado de una manera no mendeliana, permitiendo la dispersión de genes en una población aun cuando dichos genes confieran desventajas en el fitness. Estas estrategias denominadas “*gene drives*” (dispersadoras o impulsadoras de genes) permiten que una modificación genética se disperse y fije en la población rápidamente. El sistema CRISPR/Cas9 también funciona como un *gene drive* sintético. Gantz & Beier demostraron en *D. melanogaster* que la tasa de conversión de alelos silvestres a alelos mutados usando Cas9 como *gene drive* fue de 96% (Gantz & Bier 2015). Este mismo sistema se utilizó en los mosquitos *Ae. aegypti*, *An. stephensi* y *An. gambiae* mostrando tasas de transmisión >90% (Gantz *et al.*, 2015, Hammond *et al.*, 2016, Li *et al.*, 2019). Cuando se usa como *gene drive*, el sistema CRISPR/Cas9 tiene el potencial de ser invasivo con bajos niveles de liberación de insectos modificados, sin embargo, una vez introducidos los nuevos genes, es difícil recuperar la población como estaba antes de su estado inicial (Gantz & Akbari 2018). El rápido desarrollo de *gene drives* ha llevado a considerar el uso futuro de estos sistemas, particularmente en insectos que transmiten patógenos a los seres humanos.

Retos de CRISPR/Cas9 en edición genética de insectos

Debido a la novedad y relativa facilidad para usar CRISPR/Cas9, la literatura en este campo crece exponencialmente. La tasa a la que se adicionan nuevas especies modificadas con el sistema CRISPR/Cas9 depende de aspectos técnicos y económicos. Para que el sistema pueda ser utilizado en su potencial, particularmente para especies de importancia en el país, es necesario considerar las restricciones actuales.

Limitaciones técnicas para el uso de CRISPR/Cas en insectos

Desde el punto de vista técnico existen limitaciones en diversos aspectos, siendo el más importante la capacidad de criar especies no modelo y los factores inherentes a su biología. Para aquellas especies que pueden criarse las limitaciones incluyen:

La disponibilidad de secuencias genómicas para diseñar sgRNAs y para confirmar las mutaciones. La correcta anotación de genomas y transcriptomas es fundamental para el avance en este sentido. En gran parte dependerá de los recursos que las agencias que financian la ciencia aporten para investigar los genomas de organismos más allá de las especies modelos

La disponibilidad de métodos para generar mutaciones en la línea germinal. La inyección de embriones pre-blastodermicos ha sido el método utilizado para generar mutaciones en la línea germinal en insectos. Sin embargo, además de requerir equipos costosos y excelente

entrenamiento, es de difícil uso en insectos cuyos huevos son muy pequeños o donde no están disponibles porque son vivíparos o los depositan dentro de tejido vegetal o animal. Una nueva alternativa a la inyección de embriones es la técnica denominada “Receptor-Mediated Ovary transduction of Cargo” (ReMOT Control) que transduce la RNP Cas9 a los ovarios de hembras adultas generando mutaciones en la línea germinal de la progenie. Con esta técnica se obtuvo hasta 0.3 mutantes por hembra inyectada en *Ae. aegypti*. Sin embargo, aun queda el reto de optimizarla en otras especies (Chaverra-Rodriguez *et al.*, 2018).

La eficiencia de HDR que es distinta para diferentes especies. Esta dificultad innata a ciertos tejidos y ciertas especies se ha tratado de mejorar mediante el bloqueo de la vía de reparación por NHEJ. Mediante esta estrategia se ha observado el incremento de HDR en el mosquito *Ae. aegypti* y en *D. melanogaster*. Por otro lado, el uso de enzimas “nickases” que generan corte en una sola cadena de ADN en lugar de las dos también incrementa la frecuencia de reparaciones por HDR. (Basu *et al.*, 2015, Chu *et al.*, 2015, Gratz *et al.*, 2014, Criscione *et al.*, 2015, Richardson *et al.*, 2016).

Limitantes económicas para el uso de CRISPR/Cas en insectos

Las limitaciones para utilizar rutinariamente CRISPR/Cas en insectos se asocian con los altos costos de los reactivos y equipos necesarios para su implementación. En ese sentido, laboratorios consolidados, organizaciones gubernamentales e instituciones de investigación como las universidades podrían crear un sistema de prestación de servicios y de entrenamiento que favorezcan la formación de una red de conocimiento sobre este tema. Los investigadores interesados en utilizar el sistema CRISPR/Cas en insectos deben considerar los siguientes factores:

- Acceso a reactivos de alta calidad (Cas9, sgRNA, plásmidos) o al equipo necesario para producirlos en laboratorio.
- La disponibilidad de personal entrenado, espacio y recursos para mantener las líneas transgénicas y las líneas temporales que se producen durante su generación.
- Acceso a equipos de microinyección de embriones o para inyectar hembras adultas utilizando ReMOT Control.
- Acceso a secuenciación competitiva en calidad, tiempo y costo.

Aspectos éticos relacionados con el uso de CRISPR/Cas en insectos

Existen múltiples dilemas éticos relacionados con el uso de CRISPR/Cas como sistema de edición genética o como sistema de dispersión de genes. Por ejemplo, ¿Qué genes se deben modificar y cuales especies deben ser modificadas? ¿Qué tipo de regulación debemos dar a un sistema que como CRISPR/Cas es capaz de introducir genes modificados y dispersarlos rápidamente reemplazando o eliminando poblaciones de insectos?. ¿Quién puede usarlo y bajo que condiciones? El uso ideal sería introducir genes modificados en un área aislada en la que la capacidad de dispersión del sistema sea realmente contenida por la biología de la especie, pero la mayoría de las poblaciones de insectos no permite hacer esta contención. Debido a esta dificultad se han planteado diversas estrategias para diseñar CRISPR/Cas *gene drives* que hagan la dispersión de alelos más lenta o permitan su contención de manera localizada. Cualquiera sea la estrategia es necesario establecer acuerdos internacionales y desarrollar medidas técnicas apropiadas para contrarrestar cualquier efecto negativo de estos sistemas que revolucionaran las estrategias futuras para los problemas de insectos de importancia agrícola y médica (Webber *et al.*, 2015, Champer *et al.*, 2016, Gantz & Akbari 2018).

Conclusión

Los sistemas CRISPR/Cas han revolucionado la biología moderna por la facilidad con la que se pueden manipular elementos estructurales y funcionales de los genomas. La entomología en Colombia se beneficiaría enormemente con la utilización rutinaria de los sistemas CRISPR para edición genómica y regulación génica usando como materia prima la alta biodiversidad de artrópodos presentes en el territorio. Nuestro país tiene un alto potencial humano y tecnológico para optimizar los protocolos de edición genética en especies endémicas y de importancia local, para generar conocimiento básico en genómica funcional de dichas especies y para generar aplicaciones prácticas en sistemas agrícolas o en el control de enfermedades transmitidas por vectores. Aunque existen limitantes técnicas, económicas y regulatorias que deben considerarse para generar un trabajo competitivo con CRISPR/Cas en insectos, es parte de nuestro trabajo reconocer estas limitaciones y continuar buscando oportunidades para discutir la regulación y optimizar el acceso a recursos. Finalmente, es necesario continuar con la divulgación de este tema en la comunidad general y la comunidad científica para desmitificar concepciones erradas que promueven una percepción negativa de la edición genética, pero al mismo tiempo para reconocer las limitaciones y efectos colaterales potenciales de su uso en campo, pues aplicarlos en el futuro será la responsabilidad que debemos tomar como científicos y ciudadanos.

Referencias

Barrangou, R. & Marraffini, L.A. 2014. Review Crispr-cas systems : prokaryotes upgrade to adaptive immunity. *Mol. Cell* 54(2):234–244.

- Basu, S., Aryan, A., Overcash, J.M., Samuel, G.H., Anderson, M.A.E., Dahlem, T.J., Myles, K.M. & Adelman, Z.N. 2015. Silencing of end-joining repair for efficient site-specific gene insertion after talen/crispr mutagenesis in *Aedes Aegypti*. *Proc. Natl. Acad. Sci.* 112(13):4038–4043.
- Bengtsson, N.E., Hall, J.K., Odom, G.L., Phelps, M.P., Andrus, C.R., Hawkins, R.D., Hauschka, S.D., Chamberlain, J.R. & Chamberlain, J.S. 2017. Muscle-specific crispr/cas9 dystrophin gene editing ameliorates pathophysiology in a mouse model for duchenne muscular dystrophy. *Nat. Commun.* 81–9.
- Bhaya, D., Davison, M. & Barrangou, R. 2011. Crispr-Cas Systems in bacteria and archaea : versatile small Rnas for adaptive defense and regulation. *Annu Rev Genet.* 45: 273-97.
- Carroll, D. 2014. Genome engineering with targetable nucleases. (February):1–31.
- Champer, J., Buchman, A. & Akbari, O.S. 2016. Cheating evolution: engineering gene drives to manipulate the fate of wild populations. *Nat Rev Genet.* 17(3):146-59
- Chaverra-Rodriguez, D., Macias, V.M., Hughes, G.L., Pujhari, S., Suzuki, Y., Peterson, D.R., Kim, D., Mckeand, S. & Rasgon, J.L. 2018. Targeted delivery of crispr-cas9 ribonucleoprotein into arthropod ovaries for heritable germline gene editing. *Nat. Commun.* 9(1):1–11.
- Chen, L., Wang, G., Zhu, Y.-N., Xiang, H. & Wang, W. 2016. Advances and perspectives in the application of Crispr/Cas9 in insects. *Zool. Res.* 37(4):136–143.
- Chu, V.T., Weber, T., Wefers, B., Wurst, W., Sander, S., Rajewsky, K. & Kühn, R. 2015. Increasing the efficiency of homology-directed repair for Crispr-Cas9-Induced precise gene editing in mammalian cells. *Nat. Biotechnol.* 33(5):543–548.
- Cong, L., Ran, F.A., Cox, D., Lin, S., Barretto, R., Habib, N., Hsu, P.D., Wu, X., Jiang, W., Marraffini, L.A. & Zhang, F. 2013. Multiplex genome engineering using Crispr/Cas system. *Science* (80-.). 339(February):819–824.
- Criscione, F., O’brochta, D.A. & Reid, W. 2015. Genetic technologies for disease vectors. *Curr. Opin. Insect Sci.* 1090–97.
- Doudna, J.A., Charpentier, E., Summary, R., Doudna, J.A. & Charpentier, E. 2014. The new frontier of genome engineering with Crispr-Cas9. *Science* (80-.). 346(6213):1258096–1258096.
- Forero, E., Cortés, J. & Villamil J, L. 2008. Problemática del gusano barrenador del ganado, *Cochliomyia Hominivorax* (Coquerel, 1858) en Colombia. *Rev. Mvz Cordoba* 13(2):1400–1414.
- Gabrieli, P., Smidler, A. & Catteruccia, F. 2014. Engineering the control of mosquito-borne infectious diseases. *Genome Biol.* 15(11):535.

- Gagnon, J.A., Valen, E., Thyme, S.B., Huang, P., Ahkmetova, L., Pauli, A., Montague, T.G., Zimmerman, S., Richter, C. & Schier, A.F. 2014. Efficient mutagenesis by Cas9 protein-mediated oligonucleotide insertion and large-scale assessment of single-guide Rnas. *Plos One* 9(5):5–12.
- Gantz, V.M. & Akbari, O.S. 2018. Gene editing technologies and applications for insects. *Curr. Opin. Insect Sci.* 2866–72.
- Gantz, V.M. & Bier, E. 2015. The mutagenic chain reaction: A method for converting heterozygous to homozygous mutations. *Science* (80-.). 3042(March):1–7.
- Gantz, V.M., Jasinskiene, N., Tatarenkova, O., Fazekas, A., Macias, V.M., Bier, E. & James, A.A. 2015. Highly efficient Cas9-Mediated gene drive for population modification of the malaria vector Mosquito *Anopheles stephensi*. *Proc. Natl. Acad. Sci.* 112(49):E6736–E6743.
- Gratz, S.J., Ukken, F.P., Rubinstein, C.D., Thiede, G., Donohue, L.K., Cummings, A.M. & Oconnor-Giles, K.M. 2014. Highly specific and efficient Crispr/Cas9-Catalyzed homology-directed repair in *Drosophila*. *Genetics* 196(4):961–971.
- Hammond, A., Galizi, R., Kyrou, K., Simoni, A., Siniscalchi, C., Katsanos, D., Gribble, M., Baker, D., Marois, E., Russell, S., Burt, A., Windbichler, N., Crisanti, A. & Nolan, T. 2016. A Crispr-Cas9 gene drive system targeting female reproduction in the malaria mosquito vector *Anopheles gambiae*. *Nat. Biotechnol.* 34(1):78–83.
- Hsu, P.D., Lander, E.S. & Zhang, F. 2014. Review development and applications of Crispr-Cas9 For Genome engineering. *Cell* 157(6):1262–1278.
- Jinek, M., Jiang, F., Taylor, D.W., Sternberg, S.H., Kaya, E., Ma, E., Anders, C., Hauer, M., Zhou, K., Lin, S., Kaplan, M., Iavarone, A.T., Charpentier, E., Nogales, E. & Doudna, J.A. 2014. structures Of Cas9 endonucleases reveal rna-mediated conformational activation. *Science* 343(6176):1247997.
- Kandul, N.P., Liu, J., Sanchez C, H.M., Wu, S.L., Marshall, J.M. & Akbari, O.S. 2019. Transforming insect population control with precision guided sterile males with demonstration in flies. *Nat. Commun.* 10(1):1–12.
- Konermann, S., Lotfy, P., Brideau, N.J., Oki, J., Shokhirev, M.N. & Hsu, P.D. 2018. Transcriptome Engineering with Rna-Targeting Type Vi-D crispr effectors. *Cell* 173(3):665-676.E14.
- Kunz, S.E. 1987. Integrated pest management of dipteran pests in the new world. *Int. J. Parasitol.* 17(2):659–664.

- Li, M., Yang, T., Kandul, N.P., Bui, M., Gamez, S., Raban, R., Bennett, J., C, H.M.S., Lanzaro, G.C., Schmidt, H., Lee, Y., Marshall, J.M. & Akbari, O.S. 2019. Development of a confinable gene-drive system in the human disease vector, *Aedes aegypti*. Preprint 1–40.
- Louwen, R., Staals, R.H.J., Endtz, H.P., Baarlen, P. Van & Oost, V. Der. 2014. The role Of Crispr-Cas systems in virulence of pathogenic bacteria. 78(1):74–88.
- Marrelli, M.T., Moreira, C.K., Kelly, D., Alphey, L. & Jacobs-Lorena, M. 2006. Mosquito transgenesis: what is the fitness cost? Trends Parasitol. 22(5):197–202.
- Menke, D.B. 2019. Crispr-Cas9 gene editing in lizards through microinjection of unfertilized oocytes. 1–16.
- Muñoz, I.V., Sarrocco, S., Malfatti, L. & Baroncelli, R. 2019. Crispr-Cas for fungal genome editing : a new tool for the management of plant diseases. 10(February):1–5.
- Ohde, T., Takehana, Y., Shiotsuki, T. & Niimi, T. 2018. Crispr/Cas9-based heritable targeted mutagenesis in *thermobia domestica*: a genetic tool in an Apterygote development model of wing evolution. Arthropod Struct. Dev.
- Qiu, P., Jiang, J., Liu, Z., Cai, Y., Huang, T., Wang, Y., Liu, Q., Nie, Y., Liu, F., Cheng, J., Li, Q., Tang, Y.C., Poo, M.M., Sun, Q. & Chang, H.C. 2019. Bmal1 knockout macaque monkeys display reduced sleep and psychiatric disorders. Natl. Sci. Rev. 6(1):87–100.
- Reid, W. & O’brochta, D.A. 2016. Applications of genome editing in insects. Curr. Opin. Insect Sci. Curr Opin Insect Sci. 2016 Feb;13:43-54.
- Richardson, C.D., Ray, G.J., Dewitt, M.A., Curie, G.L. & Corn, J.E. 2016. Enhancing homology-directed genome editing by catalytically active and inactive Crispr-Cas9 using asymmetric donor dna. nat. biotechnol. 34(3):
- Smargon, A.A., Cox, D.B.T., Pyzocha, N.K., Zheng, K., Slaymaker, I.M., Gootenberg, J.S., Abudayyeh, O.A., Essletzbichler, P., Shmakov, S., Makarova, K.S., Koonin, E. V. & Zhang, F. 2017. Cas13b Is A Type Vi-B Crispr-Associated Rna-Guided Rnase differentially regulated by accessory proteins Csx27 And Csx28. Mol. Cell 65(4):618-630.E7.
- Sun, D., Guo, Z., Liu, Y. & Zhang, Y. 2017. Progress and prospects of Crispr/Cas systems in insects and other arthropods. Front. Physiol. 8(Sep):1–22.
- Tang, L., Zeng, Y., Du, H., Gong, M., Peng, J., Zhang, B., Lei, M., Zhao, F., Wang, W., Li, X. & Liu, J. 2017. Crispr/Cas9-Mediated Gene editing in human zygotes using Cas9 Protein. Mol. Genet. Genomics 292(3):525–533.

Taning, C.N.T., Van Eynde, B., Yu, N., Ma, S. & Smagghe, G. 2017. Crispr/Cas9 In Insects: Applications, Best Practices And Biosafety Concerns. *J. Insect Physiol.* 98:245–257.

Webber, B.L., Raghu, S. & Edwards, O.R. 2015. Opinion: Is Crispr-Based Gene Drive A Biocontrol Silver Bullet Or Global Conservation Threat?: Fig. 1. *Proc. Natl. Acad. Sci.* 112(34):10565–10567.

Woodcock, M.E., Idoko, A. & Michael, A. 2017. Gene editing in birds takes flight. *Mamm. Genome* 28(7):315–323.

Twenty-seven years research on the butterflies of Ecuador: an overview of past, present and future

Keith R. Willmott¹, Jason P.W. Hall²

¹McGuire Center for Lepidoptera and Biodiversity, Florida Museum of Natural History, University of Florida, Gainesville, FL, USA. ²Department of Entomology, National Museum of Natural History, Smithsonian Institution, Washington, DC, USA. <kwillmott@flmnh.ufl.edu>

We spent three months in Ecuador in 1993 to begin a study on the country's butterfly fauna that would lead to a field guide on the butterflies of Ecuador. Work on the field guide is still in progress almost three decades later, but that initial goal has expanded and diversified into research on the taxonomy, phylogeny, ecology, evolution, biogeography and conservation of Ecuador's butterflies. In this talk we provide an overview of our work and that of our collaborators, highlighting how research approaches have evolved, providing examples of different kinds of studies, and discussing the future of butterfly research in Ecuador.

At the start of 1993, more than 500 species of Ecuadorian butterflies in the FAMILIES papilionidae, pieridae, nymphalidae, riodinidae and lycaenidae, formerly known as 'true' butterflies, were in need of description. The most diverse localities supported almost 50 butterfly species with no name, and at high elevation sites a majority of species might be undescribed. Combined with this lack of understanding of true species diversity was little to no information about species relationships, distribution and biology. Our goals were to address these shortcomings through field work to document poorly known areas and taxa, collect material for taxonomic research, review the classification, and gather baseline information on the natural history of all of Ecuador's 'true' butterflies.

To date, we have sampled butterflies at more than 700 localities throughout Ecuador, from sea level to over 4000 m elevation. Along with more traditional methods, we also use single-rope-climbing techniques to make observations and collect canopy butterflies. In addition to rapid inventories and targeted collecting of adults of particular taxa, we are attempting to find and rear the immature stages of as many species as possible to provide knowledge of immature stage morphology and ecology. In the lab, we use morphology and DNA sequence data to test and clarify species limits and phylogenetic relationships, as a basis for revising the existing classification. We have also visited more than 40 museums and private collections to record data, photograph specimens and borrow material for study.

Aside from the work needed to describe and name new taxa occurring in Ecuador, equally challenging tasks have been the delimitation of species in complex genera, the correct application of existing names, and the need for revision, in some groups, of the generic and higher classification. In some cases it has proven necessary to revise entire higher taxa to resolve the

taxonomy of Ecuadorian butterflies, often involving substantial collaboration across multiple institutions and researchers, with notable examples including the diverse genera *Adelpha* and *Theope*, the nymphalid tribe Ithomiini and subtribe Euptychiina, and the riodinid subtribe Nymphidiina. We discuss examples of new species and genera described and taxonomic problems resolved, in the context of different taxa, methods, and regions of Ecuador.

Improved resolution of the taxonomy and distribution of certain groups has permitted studies focused on further topics, often led by collaborators. These include the evolution and ecology of mimicry in ithomiines, latitudinal and elevational gradients in butterfly species diversity, and historical biogeography. We describe some of these studies and what they have revealed about the diversification of Neotropical butterflies. Broad distribution datasets have also permitted study of priority regions for conservation in the tropical Andes and examination of different approaches to measuring conservation significance of ithomiine faunas.

Finally, we discuss ongoing projects and initiatives and the current, growing capacity for butterfly research within Ecuadorian institutions. We discuss what we believe are priorities for future research on Ecuadorian butterflies, including remaining geographic and taxonomic priorities, the acquisition of new life-history data, community-level studies benefiting from citizen science approaches, and the assessment of the state of butterfly conservation within the country.

Aplicaciones de los modelos de nicho ecológico en la entomología

Octavio R. Rojas Soto¹

¹Departamento de Biología Evolutiva, INECOL, AC, Xalapa, Veracruz-México.

[<octavio.rojas@inecol.mx>](mailto:octavio.rojas@inecol.mx)

El Modelado de Nichos Ecológicos (MNE) y de Distribución de Especies (MDE) son enfoques metodológicos que permiten reconstruir los nichos de las mismas y predecir su distribución potencial actual, así como su predicción hacia otros espacios y ventanas temporales a través de transferencias. Estos métodos son correlativos ya que buscan la relación entre los puntos de presencia (y ausencia si se cuenta con ellos) en combinación con variables ambientales donde se encuentran. Sus primeras aplicaciones se remontan a mediados del siglo pasado, y se observó un crecimiento exponencial en su uso a partir de la firma del Convenio de Diversidad Biológica propuesta por la ONU. A diferencia de otros métodos, su desarrollo y aplicación fue primero que la teoría que les da sustento, misma que se ha desarrollado hasta la actualidad; como es el caso de la dualidad entre los espacios geográfico-ecológico, así como los tres factores que le dan fundamento: los factores bióticos, abióticos y la dispersión. Son diversos los campos de la biología donde se han aplicado, por ejemplo, en biogeografía, sistemática, ecología, evolución y conservación. Específicamente la entomología se ha visto beneficiada por diversos estudios como los dedicados a la búsqueda de patrones de distribución geográfica; los aplicados en entomología médica, particularmente los estudios de vectores transmisores de enfermedades; los efectos potenciales del cambio climático, la diversificación de los nichos ambientales y su influencia en los procesos especiación; el riesgo de invasión de especies nocivas, entre otros.

The scent of the fly

**Paul G. Becher¹, Sebastien Lebreton², Erik Hedenström², Felipe Borrero-Echeverry³,
Marie Bengtsson¹, Volker Joerger⁴ & Peter Witzgall^{1,5}**

¹ Department of Plant Protection Biology, Swedish University of Agricultural Sciences, Alnarp, Sweden.

² Department of Chemical Engineering, Mid Sweden University, Holmgatan Sundsvall, Sweden. ³ Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria -AGROSAVIA, Centro de Investigación Tibaitatá. Mosquera, Colombia. ⁴ Staatliches Weinbauinstitut, Merzhauserstr. Freiburg, Germany. ⁵ SLU, Alnarp, Sweden.

fborrero@agrosavia.co

In September 2018, thanks to our research on the aroma of fruit flies (*Drosophila melanogaster*), my colleagues and I won ten trillion dollars. Well, ten trillion Zimbabwe dollars, which will buy you lunch at El Corral. Ten trillion dollars that represent a monumental achievement, the Ig Nobel prize in Biology.

For those who aren't familiar with the Ig Nobel prizes, they were originally conceived as a parody of the Nobel prizes. They are self-described as prizes to scientific research which “first makes you laugh, then makes you think”. Those of you who follow the prizes know that more than a joke; they are a celebration of the fundamental property of science, human curiosity. Not in vain does Nature say “The Ig Nobel awards are arguably the highlight of the scientific calendar.” Who can argue against the seriousness of the scientists and research awarded an Ig Nobel prize when Andre Geim who won the 2000 Ig Nobel prize in physics for magnetically levitating a frog, later went on to win the 2010 Nobel Prize in physics for his research on graphene?

From the title of this talk, or know my work have probably guessed that this is a story about pheromones. *Drosophila* pheromones are among the most studied in insects. Unlike moth or beetle pheromones which are long distance attractants, the two best studied fruit fly pheromones, the male produced 11-cis-Vaccenyl acetate (cVA), and the female produced cuticular hydrocarbon, (Z,Z)-7,11-heptacosadiene (7,11-HD), play a role in a large amount of close-range behaviors such as attraction of both sexes, mating and post-mating behaviors and oviposition.

In 2017 we discovered a novel *D. melanogaster* pheromone (Lebreton *et al.*, 2017) (Z)-4-undecenal (Z4-11Al) is a compound, which is naturally produced through the oxidation of female-produced 7,11-HD. Unlike 7,11-HD which has a very low volatility, Z4-11Al is highly volatile and attracts both males and females, making it the first known long-distance *D. melanogaster* pheromone. Even though it is interesting to discover a new pheromone in a species where pheromones have been so thoroughly studied, this hardly merits such a prize. No, In order to go from an interesting discovery to an Ig Nobel required a bit of real-world experience, an extra bit of creativity and a hurtfully accurate peer review.

Z4-11Al is a very easy to recognize odor. Any researcher who has worked with *D. melanogaster* will recognize it as a fundamental part of the smell of fruit fly jars. Not only does it have a very characteristic odor, but we a reason we've yet to understand, humans are incredibly sensitive to it. That is where experience (and a bit of luck) comes into making everyday research into Ig worthy research. Peter Witzgall, Bavarian by birth and with extensive knowledge if pest management in wine grapes remembered that wine producers would say that fruit flies ruined the flavor and aroma of wine. Since we are so sensitive to the smell of Z4-11Al, could this compound be responsible for ruining our wine? Now we had an Ig worthy question!

With this new question in mind we put together a panel of wine tasters and asked them a series of questions. We first asked them if they could differentiate the smell of a single female fruit fly in an empty glass of wine from a male fruit fly. We then asked if they could differentiate between the smell of a single female fly and the same amount of synthetic Z4-11Al, produced by a fly. Next, we asked if they could distinguish the smell of a female fly in a full wine glass from a male fly in a full wine glass. Finally we asked if they could differentiate a female fly in wine from the synthetic pheromone in wine. The results were clear. A single female fruit fly in a glass of wine could ruin the bouquet of wine and Z4-11Al was responsible.

Having the data that won us the award, all that we needed now was a terrible peer review. The original version of the manuscript where we described the pheromone was titled "The Scent of the Fly" and included the wine taster data as an introduction to the rest of the data. This was a difficult manuscript to publish (the world of *Drosophila* publishing is cruel), but if it hadn't been for this we wouldn't have earned the Ig Nobel. One reviewer in particular, who ever he might be, deserves our thanks. In his evaluation of our manuscript he commented that the title we had chosen should be changed for something more serious, turning our Scent of the fly" into the horrible "A drosophila female pheromone elicits species-specific long-range attraction via an olfactory channel with dual specificity for sex and food". His review also suggested that we remove the wine taster data from the manuscript and leave only the real data. Following his advice, we ended up splitting the manuscript into two and published "The Scent of the Fly" in 2018 with only the wine taster data (Becher *et al.*, 2018a).

For publishing an article with a ridiculous title, and ridiculous data and results, we won a prize for ridiculous science. We couldn't have asked for a greater honor. We couldn't have asked for a more accurate review!

References

Becher, P. G., S. Lebreton, E. A. Wallin, E. Hedenström, F. Borrero, M. Bengtsson, V. Joerger and P. Witzgall (2018a). "The scent of the fly." *Journal of Chemical Ecology* **44**(5): 431-435.

Becher, P. G., S. Lebreton, E. A. Wallin, E. Hedenström, F. Borrero, M. Bengtsson, V. Jörger and P. Witzgall (2018b). "The scent of the fly." [bioRxiv: 206375](https://doi.org/10.1101/206375)

Lebreton, S., F. Borrero-Echeverry, F. Gonzalez, M. Solum, E. A. Wallin, E. Hedenström, B. S. Hansson, A.-L. Gustavsson, M. Bengtsson, G. Birgersson, W. B. Walker, H. K. M. Dweck, P. G. Becher and P. Witzgall (2017). "A drosophila female pheromone elicits species-specific long-range attraction via an olfactory channel with dual specificity for sex and food." *BMC Biology* **15**(1): 88.

Investigating how vector-borne pathogens modulate plant defense

Clare L. Casteel^{1,2}

¹ Department of Plant Pathology, University of California, Davis, CA, USA. ²Department of Plant Microbe Biology and Plant Pathology, Cornell University, Ithaca, NY, USA. [<ccasteel@ucdavis.edu>](mailto:ccasteel@ucdavis.edu)

Numerous studies have demonstrated that vector-borne pathogens influence host characteristics, resulting in altered host-vector contact and enhanced transmission. My lab seeks to determine the molecular mechanisms that underlie this phenomenon and utilize this knowledge to develop innovative control strategies. Previously, I demonstrated that Turnip mosaic virus (TuMV) increases insect vector attraction to and reproduction on infected plants. Changes in host physiology which mediate host-vector interactions were due to the expression of a single viral protein, NIa-Pro. Recently, we determined that NIa-Pro relocalizes from the nucleus to the vacuole of the plant cell in the presence of the insect vector. Importantly, NIa-Pro needs to relocalize in order to inhibit plant defenses during infection. These results suggest that plant viruses respond actively to the presence of insect vectors, promoting insect performance and transmission only when needed. We also demonstrate that this phenomenon occurs for other potyviruses, suggesting a conserved role for the protein in vector–host interactions.

The beauty of the dead: Challenges and opportunities for butterfly taxonomy in an age of change

Blanca Huertas^{1*}

¹ Department of Life Sciences, Natural History Museum London, UK. b.huertas@nhm.ac.uk

La belleza de la muerte: Retos y oportunidades para la taxonomía de mariposas en una era de cambio

Although butterflies are charismatic insects engaging public interest used as flagship for conservation in many developed nations and as case study for key studies in biological phenomena, their full potential has been poorly quantified in other regions of the world due to the scarce information available in species and distributions. Many butterfly-species rich nations from tropical regions are not yet fully documented and taxonomy in various groups remains unresolved. There are gaps in critical information for decision making such as national checklists, Red Lists and studies in endemism. Consequently, butterflies are little-used for conservation programmes and bioeconomies in tropical regions. Whilst most funding programmes are prioritising innovative research to mitigate threats for humans and the planet, research to fill up gaps in knowledge in taxonomy as a core area, remains undervalued and underfunded as a result. Likewise, building capacity to preserve, understand and exploit critical information locked away in biological collections and communicate it with wider audiences is also often belittled in funding proposals and conservation practise. I am aiming to present some examples of the challenges and opportunities for the taxonomy of butterflies in an age of changes in technology and accessibility, also the impact of using collections data and species distribution models in butterfly conservation research in world's most butterflies-species rich areas.

SIMPOSIOS

VII ELEN

Especiación: múltiples factores genéticos o algunos de gran efecto

Simón H. Martín^{1,2}, María F. Gonzalez³, Kathy Darragh¹, John W. Davey^{1,4}, Carolina Pardo³, Chris D. Jiggins^{1*} & Camilo Salazar³

¹ Department of Zoology, University of Cambridge, Cambridge, United Kingdom. ² Institute of Evolutionary Biology, The University of Edinburgh, Ashworth Laboratories, Charlotte Auerbach Road, United Kingdom. ³ Biology Program, Faculty of Natural Sciences and Mathematics, Universidad del Rosario, Bogotá, Colombia. ⁴ Technology Facility, Department of Biology, University of York, Wentworth Way, York, United Kingdom. <camilo.salazar@urosario.edu.co>

La especiación puede involucrar pocos genes de gran efecto o muchos loci de menor efecto. La evidencia a favor de menos o más genes a la especiación en estados tempranos es controversial. En mariposas del género *Heliconius* cambios en el patrón de coloración han generado selección disruptiva y apareamiento asociativo. Las bases genéticas de este rasgo recaen sobre pocas regiones de mayor efecto (Merrill *et al.*, 2019). Sin embargo, fuerte aislamiento reproductivo existe entre *H. melpomene* y *H. timareta* (Mérot *et al.*, 2017) a pesar de que presentan convergencia fenotípica (Figura 1, Tabla 1). Se demuestra que en este caso la discriminación de las especies reside en mezclas químicas diferentes y la respuesta de las hembras a las mismas (Tabla 2). Al examinar los genomas entre pares de especies con y sin cambio en el patrón de coloración, múltiples regiones que caen en zonas de baja recombinación parecieran albergar loci “barrera” al flujo genético (Figura 2). Esta señal es compatible con el efecto de selección en contra de la introgresión, evitando la acumulación de variantes deletéreas y en concordancia con un modelo de especiación poligénico (Martin *et al.*, 2019). En conclusión, hay evidencia para ambos tipos de arquitectura genética, loci de mayor efecto o múltiples de menor efecto, pero la temporalidad de su acción es difícil de determinar en comparaciones de un único estado de divergencia. Más estudios sobre los genes de especiación y la heterogeneidad del genoma en distintos niveles de divergencia son necesarios para entender si realmente existen etapas diferenciales en el proceso de la especiación.

Tabla 1. Probabilidad de apareamiento en experimentos sin escogencia.

	Cruce	N	Prob. apareamiento	Intervalo de confianza	Fuente
Controles	Htf x Htf	45	0.911	[0.82 - 0.971]	Merot 2017
	Hmm x Hmm	35	0.857	[0.737 - 0.946]	Merot 2017
Interespecíficos	Hmm x Htf	13	0.152	[0.04 - 0.363]	En prep.
	Htf x Hmm	16	0.188	[0.157 - 0.377]	En prep.

Tabla 1 continuación...

Cruce	N	Prob. Apareamiento	Intervalo de confianza	Fuente
F ₁ x Hmm	18	0	[0 - 0.024]	Merot 2017
F ₁ x Htf	24	0.249	[0.119 - 0.4]	Merot 2017
Hmm x F ₁	8	0	[0 - 0.011]	Merot 2017
Htf x F ₁	10	0.200	[0.04 - 0.45]	Merot 2017
Híbridos				
F ₁ x F ₁	4	0	[0 - 0.0055]	En prep.
BC x Htf	24	0.374	[0.225 - 0.56]	En prep.
BC x Hmm	24	0	[0 - 0.033]	En prep.

Hmm: *H. m. malleti*; Htf: *H. t. florencia*; F₁: Htf x Hmm; BC: retrocruces [Htf x Hmm] x Htf. El tipo de cruce se especifica como hembra x macho. [Intervalo de confianza al 95%]

Tabla 2. Resultados de apareamiento en experimentos de bloqueo de feromonas.

Especies	Apareo con control	Apareo con experimental	No apareo	Valor de P
<i>H. m. malleti</i>	19	3	8	<0.001
<i>H. t. florencia</i>	16	3	5	<0.01

La proporción de cópulas de los machos experimentales se evaluó respecto a los controles con una prueba exacta binomial. Las hembras se aparean más con los machos control que con los experimentales (emisión de feromonas bloqueadas).

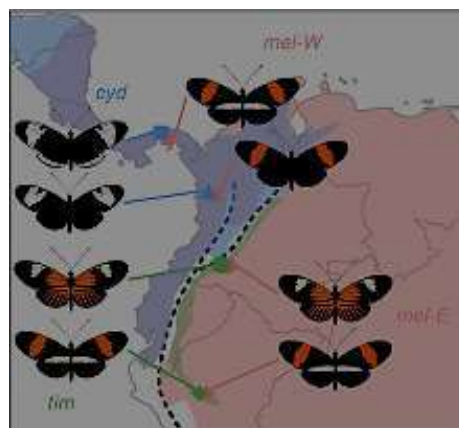


Figura 1. Pares simpátricos entre especies con y sin cambio en patrón de coloración. Los símbolos diferentes indican zonas geográficas distintas, *cyd*: *H. cydno*, *tim*: *H. timareta*, *mel-W*: *H. melpomene* oeste, *mel-E*: *H. melpomene* Este.

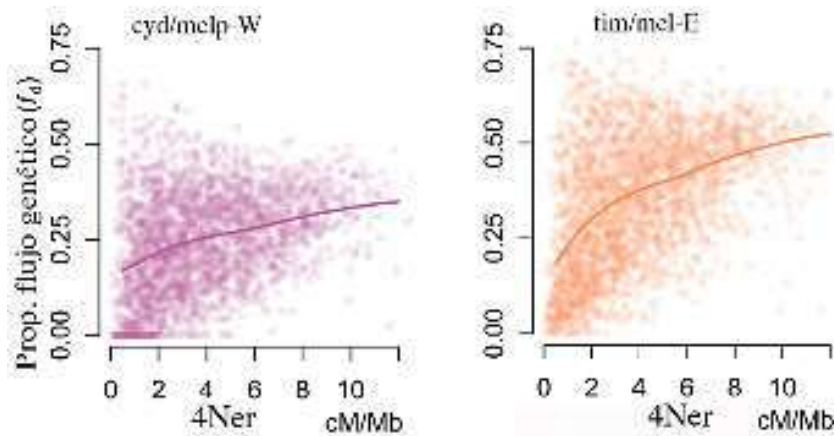


Figura 2. Patrones de recombinación y flujo genético. Cada punto es una ventana no solapante de 100 kb. La línea sólida corresponde al valor local obtenido por “smoothing”. Las comparaciones entre especies se denotan con las mismas siglas usadas en la Figura 1.

Referencias

Martin S, Davey J, Salazar C, Jiggins CD. (2019). Recombination rate variation shapes barriers to introgression across butterfly genomes. Dryad Digital Repository. PLOS Biol 17:e2006288. doi: 10.5061/dryad.sk2pd88

Mérot C, Salazar C, Merrill RM, *et al* (2017). What shapes the continuum of reproductive isolation? Lessons from *Heliconius* butterflies. Proc R Soc B Biol Sci 284:20170335. doi: 10.1098/rspb.2017.0335

Merrill RM, Rastas P, Martin SH, *et al* (2019). Genetic dissection of assortative mating behavior. PLOS Biol 17:e20059

Los inmigrantes que llegaron del sur: origen, filogenia datada y diversificación de tortricidos y polillas del género *Choristoneura* Lederer 1859 (Lepidoptera: Tortricidae)

Giovanny Fagua¹

¹ Laboratorio de Entomología, Departamento de Biología, Grupo de Sistemática Molecular, Facultad de Ciencias, Pontificia Universidad Javeriana. <fagua@javeriana.edu.co>

Introducción

Las polillas tortricidas (Tortricidae) son la quinta familia más rica en especies de lepidópteros (van Nieukerken *et al.*, 2011) y uno de los linajes más diversificados de insectos herbívoros. Incluidos dentro de los “microlepidópteros”, o polillas pequeñas, los tortricidos tienen una coloración generalmente críptica y pasan desapercibidos; pero pueden alcanzar tamaños poblacionales formidables (Pureswaran *et al.*, 2016). Este grupo contiene especies que pueden modular la dinámica de los bosques a través de explosiones demográficas cíclicas que afectan a millones de hectáreas de los ecosistemas de zonas templadas (MacLean, 2016). Sin embargo, nuestro conocimiento sobre los tortricidos se ha limitado principalmente a las especies de plagas, que comprenden solo poco más de un centenar de las casi 11000 especies descritas de la familia (Gilligan & Epstein, 2014). El quince por ciento de las especies de Tortricidae están incluidas en una sola tribu: Archipini, una de las 22 que integra la familia (Horak & Brown, 1991). Varios linajes plesiomórficos de Archipini son Gondwanianos en distribución, pero la tribu tiene una menor diversidad en los Neotrópicos; sin embargo, los miembros de la tribu están registrados en todo el mundo (Horak, 1999, Brown, 2005, Regier *et al.*, 2012). *Choristoneura* es un género bien conocido de Archipini con algunas especies que son poderosos defoliadores del bosque boreal. La sistemática y la filogenia del género siguen siendo objeto de debate (Gilligan y Brown, 2014), siendo *Choristoneura* un buen ejemplo de la taxonomía generalmente problemática de los Tortricidae.

Aunque la circunscripción de la familia es estable, la morfología externa homogénea de larvas y adultos de Tortricidae contrasta con la extraordinaria variabilidad de la morfología genital adulta. Esta combinación ha hecho que sea difícil resolver las relaciones filogenéticas dentro de la familia. Por defecto, la estimación de los tiempos de divergencia o las inferencias de los patrones biogeográficos y de diversificación en la familia se han limitado a las expresiones de los puntos de vista personales de los investigadores que propusieron hipótesis basadas en sus años de experiencia. La resolución de la filogenia de *Choristoneura*, y los procesos evolutivos por los cuales surgió, se ha visto limitada por la falta de información sobre los fósiles, los tiempos de divergencia, la biogeografía y los patrones de diversificación de Tortricidae. El presente trabajo integra esta información como una secuencia inductiva que parte de la estimación de tiempos de divergencia en las tribus que integran la familia para permitir la posterior estimación de tiempos

de cladogenesis de las especies que integran el género *Choristoneura* a través de información disponible y generada *de novo*.

Filogenia y patrones generales de diversidad de Tortricidae y *Choristoneura*

Tortricidae es un clado bien diferenciado dentro de Lepidoptera (Horak, 1999). A pesar de la controversia sobre la posición de la familia en el clado Apodytrisia (Kristensen y Skalski, 1999; Regier 2013; Wahlberg *et al.* 2013) o su relación con las familias Galacticidae y Heliocosmidae (Bazinet *et al.*, 2013; Regier *et al.*, 2013; Wahlberg *et al.*, 2013; Heikkilä *et al.*, 2015), la familia es ampliamente reconocida como un taxón monofilético y morfológicamente homogéneo. La divergencia de Tortricidae de otros lepidópteros fue estimado como ca. 133 Ma por Wahlberg *et al.* (2013) en el primer trabajo que incluyó tortricidos en estimaciones de tiempo. Las filogenias morfológicas propuestas para Tortricidae han cambiado el estado y la composición de los grupos contenidos por debajo del rango familiar según las especies utilizadas en la muestra (Powell, 1964; Kuznetsov y Stekolnikov, 1973, 1984, 2001; Razowski, 1976; Safonkin, 2007). Estas topologías generaron diferentes arreglos supragenéricos que se mantuvieron en debate hasta el estudio taxonómico de Horak y Brown (1991), quienes utilizaron la morfología para estabilizar la posición de 22 tribus distribuidas en tres subfamilias: Tortricinae, Olethreutinae y Chlidanotinae. Las filogenias intuitivas basadas en la morfología mostraban un grupo estable formado por Olethreutinae actual como el grupo hermano de una serie no resuelta de tribus de Chlidanotinae y Tortricinae (Powell, 1964; Kuznetsov y Stekolnikov, 2001; Razowski, 1976; Safonkin, 2007). Las principales diferencias entre estos estudios se encuentran en la posición de algunas tribus de Tortricinae (Cochyliini, Sparganothini, Hilarographini, Schoenotenini) y, especialmente, la posición de las tribus de Chlidanotinae (Chlidanotini, Hilarographini y Polyorthini). Más tarde, Safonkin (2007), basado en la topología de Kuznetsov y Stekolnikov (2001), generó un análisis de la evolución basado en la composición de las feromonas en Tortricidae. Regier *et al.* (2012), a partir de datos moleculares, analizaron la muestra más completa que incluía 19 de las 22 tribus reconocidas por Horak y Brown (1991). Regier *et al.* (2012) generaron una filogenia robusta que recuperó Chlidanotinae como grupo basal y parafilético, donde Polyorthini fue el primer clado en divergir en Tortricidae, y Chlidanotini + Hilarographini fue el grupo hermano de otros tortricidos. Regier *et al.* (2012) compararon el número de especies por tribu y sus distribuciones geográficas, y en base a estos datos, sugirieron un origen Gondwaniano para la familia; sin embargo, Regier comentó sobre que se requería de fósiles para generar calibraciones que permitiese probar su hipótesis.

Los tortricidos son bien conocidos porque contienen varias especies de plagas que se distribuyen ampliamente como especies de los géneros *Cydia*, *Grapholita*, *Bactra* y *Acleris* que son objetivos frecuentes en el manejo de cultivos (Gilligan y Epstein, 2014). Archipini no es una excepción; esta tribu incluye especies de plagas en los géneros *Adoxophyes*, *Epiphyas*, *Homona*, entre otros (Dombroskie y Sperling, 2013); pero *Choristoneura* es, sin duda, el género plaga más estudiado

en la tribu. Aunque Archipini tiene algunos estudios taxonómicos y nomenclaturales que se han generado como parte de las revisiones generales o locales de Tortricidae (por ejemplo, Freeman, 1958; Razowski, 1987), se ha publicado muy pocos trabajos filogenéticos. Hasta la fecha, solo hay dos estudios disponibles, una filogenia basada en datos morfológicos centrados en especies japonesas (Jinbo, 2000) y otro basado en datos moleculares con especies de todo el mundo pero principalmente Neárticas (Dombroskie y Sperling, 2013). Las especies de *Choristoneura* se recuperaron como terminales derivadas y parafiléticas en ambos estudios. La parafilia es un resultado frecuente en los análisis filogenéticos de los géneros Tortricidae, ya que la coloración críptica, el alto número de especies, la variabilidad en la morfología de los genitales y la dificultad de incluir una amplia muestra de especies en las revisiones han contribuido a que los límites de varios géneros estén mal definidos (Gilligan y Brown, 2014). Un buen ejemplo de este problema es el grupo compuesto por *Choristoneura*, *Archips*, *Cudonigera*, *Homona* y *Meridemis*, géneros que son similares en la morfología genital masculina (Dang, 1992, Razowski, 2002, Gilligan y Brown, 2014). Esta diferenciación deficiente tuvo un inicio temprano, *Choristoneura* fue descrita por Lederer en 1859 basándose en las "setas más largas" del escapo, una característica común en muchos tortricidos; *Choristoneura diversana* (Hübner) fue designada como la especie tipo del género sin una descripción completa, como era lo usual en ese tiempo. Viendo esto, Razowski (2002) redefinió el género y estableció que la autapomorfía para el género era "posición del *uncus*, que es convexo, situado dorsalmente al tegumen", un carácter equivalente al de Freeman (1958), pero que es compartido con *Homona* y *Meristis* (Dang, 1992).

El problema es que solo dos estudios han tratado revisiones globales de *Choristoneura*: los comentarios taxonómicos de Razowski (1992) y el estudio morfológico de los genitales masculinos de Dang (1992). Estas obras describen un género con 41 especies distribuidas principalmente en las regiones holárticas. Después de estos, algunas especies han sido sinonimizadas (*C. disparana* (Kennel), *C. lappona* (Tengstrom), *C. seminolana* Kearfott) o transferidas de nuevo a su género original (*Homona issikii* Yasuda, *Homona magnanima* Diakonoff). Otras se han descrito en las regiones paleárticas (*C. chapana* Razowski, *C. colyma* Razowski, *C. expansiva* Wang y Yang, *C. improvisana* Kuznetzov, *C. irina* Dubatolov y Syachina) y algunas de ellas han sido descritas o transferidas al género a partir de especímenes de zonas tropicales y subtropicales por Razowski (*C. africana* Razowski, *C. bracatana* (Rebeld), *C. heliaspis* (Meyrick), *C. palladinoi* Razowski y Trematerra, *C. simonyi* (Rebeld) y *C. psoricodes* (Meyrick)); esto último basado en la opinión de Razowski de la existencia de especies tropicales del género (Razowski, 2008a, b). Brown (2005) reconoció 38 especies; sin embargo, su lista más reciente incluye 46 especies (Gilligan *et al.*, 2014). A pesar de estos esfuerzos, la delineación del género sigue siendo incierta porque falta una filogenia estable; ninguna filogenia incluye especies endémicas de África, y la especie tipo del género, *Choristoneura diversana*, a menudo se omite en los análisis.

Varias cuestiones taxonómicas quedan por resolver en *Choristoneura*; sin embargo, el caso de *Archips occidentalis* (Walsingham, 1891) es quizás el de mayor impacto. Originalmente descrita como *Cacoecia occidentalis* a partir de especímenes recolectados en Gambia (África Occidental), Razowski (2008a) colocó este taxón en *Choristoneura* basándose en pruebas morfológicas limitadas (Gilligan y Brown, 2014). Este cambio en la nomenclatura creó confusión acerca de *Choristoneura occidentalis* Freeman, 1967, el gusano de la picea occidental, una especie que se alimenta de coníferas en América del Norte, porque el nombre africano (*Archips occidentalis*) tiene prioridad taxonómica (ICZN, 1999). Este acto taxonómico requirió un cambio de nombre para uno de los defoliadores forestales más estudiados y por tanto citados en Norte América (Johns *et al.*, 2016), y Razowski (2008a) propuso un nombre de reemplazo *Choristoneura freemani*. Pero, según lo recomendado por Gilligan y Brown (2014), se requiere un análisis filogenético completo para identificar la posición del taxón de Walsingham y resolver el problema.

Hasta ese año no se habían publicado estudios sobre la biogeografía y diversificación de *Choristoneura*. Dado que las especies tradicionalmente asignadas al género son de distribución árticas, templadas o mediterránea (Brown, 2005; Gilligan *et al.*, 2014), la inclusión de especies tropicales y subtropicales necesita ser discutida. En general, las especies de *Choristoneura* con registros de plantas hospedadoras (Brown *et al.*, 2008) son herbívoros principales de Rosidos (Angiospermae) o especialistas en coníferas, que son grupos comunes de plantas en ecosistemas templados. Varias especies de *Choristoneura* son herbívoros polívoros, incluida la especie tipo del género, *C. diversana*. Dado que se ha realizado tan poco trabajo previo, la biogeografía, las plantas hospedadoras y los patrones de diversificación del género necesitaban ser estudiados. El objeto de la serie de trabajos que presenta entonces inicia con una estimación de los tiempos de divergencia de un set de especies que incluye todas las tribus reconocidas de Tortricidae basado en cinco genes nucleares y mitocondriales (Fagua *et al.*, 2017), su comparación con otra estimación semejante hecha a partir de genomas mitocondriales (Fagua *et al.*, 2018) y la aplicación de las estimaciones de tiempo obtenidas como calibraciones secundarias aplicadas a un análisis filogenético de Archipini hecho con el ánimo de identificar la posición filogenética de *Archips occidentalis* (Freeman, 1967) y validar su transferencia al género *Choristoneura* (Fagua *et al.*, 2019)

Estimación del tiempo de divergencia y registro fósil en lepidópteros

La teoría del reloj molecular sostiene que la evolución molecular se produce a una velocidad uniforme en el tiempo (Kumar, 2005); en consecuencia, el número de cambios genéticos acumulados entre las secuencias moleculares es proporcional al tiempo de divergencia de las especies (Yang, 2015). Los métodos para la estimación del tiempo de divergencia se basan en el principio del reloj molecular; estos métodos generan árboles donde las longitudes de las ramas son proporcionales al tiempo (Drummond *et al.*, 2003, 2006; Kumar 2005; Heat, 2015). Sin embargo, los cambios en la secuencia molecular solo proporcionan una escala de tiempo relativa y necesitan una fuente externa de información para calibrar la tasa de cambios y convertirlos en tiempo

geológico absoluto (Shaul y Graur, 2002; Drummond *et al.*, 2003; Rieux y Balloux 2016). Existen dos aproximaciones metodológicas generales para generar referencias externas: asignación de fechas a las puntas utilizando las edades de las muestras secuenciadas para calibrar la filogenia (conocidas como filogenias calibradas de punta; Rieux y Balloux 2016); o asignación de fechas a nodos internos entre linajes (los ancestros comunes más recientes, MRCA) utilizando la estimación de edad externa obtenida del registro fósil, de eventos en tiempo geológico conocido de separación por barreras geográficas (Rieux y Balloux, 2016) o de edades equivalentes obtenidas de análisis independientes (Calibraciones secundarias; Heat, 2015). Los métodos de datación de puntas se utilizan para conjuntos de datos de numerosas secuencias muestreadas y una tasa de mutación rápida (Drummond *et al.*, 2003), que no es el caso de Tortricidae; en consecuencia, este trabajo utilizó métodos de datación de nodos internos mediante calibraciones externas utilizando fósiles.

Las calibraciones de fósiles son un componente clave de la construcción de árboles calibrados o datados en el tiempo. Sin embargo, el registro fósil de Lepidoptera es pobre en comparación con otros insectos (Kristensen y Skalski, 1999; Shon *et al.*, 2012, 2015). Los especímenes fósiles se encuentran dispersos entre colecciones de todo el mundo y, con frecuencia, su identificación no es precisa debido a la dificultad de observar las características morfológicas diagnósticas (Razowsky, 2008b). Esto hace que la asignación de un fósil a un determinado taxón sea una labor bastante subjetiva que depende de la forma en que los investigadores vean o interpreten rasgos morfológicos a menudo difíciles de distinguir. Incluso lo que para un investigador puede ser una estructura clara como la presencia de una vena determinada en la membrana alar, para otro investigador puede ser simplemente un pliegue, imperfecciones en el molde o bloque de ámbar o quizás nada. Otro problema importante es que ningún catálogo de fósiles estaba disponible antes de Sohn *et al.* (2012) y esta escasez limitó la construcción de árboles para Lepidoptera durante muchos años, ya que algunos grupos tienen un registro fósil particularmente pobre. Sohn *et al.*, (2012, 2015) reportaron 4561 fósiles de cuerpos y rastros de lepidópteros con edades geológicas conocidas. Solo 82 de los fósiles de Sohn están asociados con Tortricoidea a nivel de familia y solo ocho pueden incluirse en algunas de las subfamilias existentes, aunque otros investigadores, posteriormente, presentaron opiniones diferentes (Haikilä *et al.*, 2018) basados en los mismos especímenes. Seis especímenes de Tortricidae según Sohn *et al.* (2012) se describieron a especie y tenían buenas ilustraciones de ejemplares: *Polyvena horatis* Poinar y Brown (Chlidanotinae), *Electresia zalesskii* Kusnezov, *Torticibaltia diakonoffi* Skalski, *Tortricidrosis inclusa* Skalski, *Retinia resinella* Linnaeus (Olethreutinae) y *Submerga* Skalski (Tortricinae). Esta lista incluye al menos un espécimen para cada subfamilia de enrolladores de hojas (otro nombre para los tortricidos), lo que permitía su uso en la construcción de un árbol datado para Tortricidae. Las edades de un árbol con fecha de datación se pueden usar como calibraciones secundarias en la construcción de otros árboles, como en Tortricinae y Archipini. Otro problema con las calibraciones de fósiles es la identificación de tiempos geológicos y sustratos precisos. La referencia internacional para definir tiempos geológicos es el estudio de Cohen *et al.* (2013); sin embargo, la confianza en la identificación de sustratos geológicos y la fecha de un fósil es con

frecuencia un evento también discutible. Afortunadamente, los fósiles de tortricidos se limitan principalmente a inclusiones en ámbar y otras resinas vegetales (Kristensen y Skalski, 1999, Sohn *et al.*, 2015) que están muy bien estudiados. Estos fósiles son del ámbar báltico fechados del Luteciense (Labandeira, 2014) o del ámbar dominicano fechado del Burdigaliense (Poinar y Poinar, 2006).

Herramientas de inferencia probabilística para biogeografía y diversificación biológica

Los estudios descriptivos clásicos que hacen comentarios sobre procesos biogeográficos o de diversificación en un árbol filogenético han sido reemplazados lentamente por métodos más “falsables” (Crisp *et al.*, 2011). La panbiogeografía, la biogeografía cladística, los métodos de estado ancestral o los métodos de carácter multiestado han aumentado el nivel de complejidad en los análisis de biogeografía (Matzke, 2014). Los análisis probabilísticos de biogeografía y diversificación permiten explorar hipótesis evolutivas como la dispersión clásica de la vicarianza (DIVA), la cladogénesis de la dispersión y la extinción (DEC) o la especiación de eventos fundadores relacionados con los cambios tectónicos y la estimación de áreas ancestrales en una filogenia calibrada en el tiempo (Buerki *et al.*, 2011; Almeida *et al.*, 2012; Condamine *et al.*, 2013; Matzke, 2014). La entrada principal para este tipo de análisis es un árbol datado; la reconstrucción de los procesos y las pruebas de hipótesis se contrastan contra la filogenia calibrada. Diferentes pruebas que utilizan las metodologías mencionadas anteriormente están habilitadas en programas como DIVA (Ronquist, 1997), LAGRANGE (DEC, Ree 2005, Ree y Smith, 2008) o BayArea (Landis *et al.*, 2013); pero todas estas han sido implementadas recientemente en BioGeografía con Evolución Bayesiana (y posibilidad de) Análisis en scripts en R (BioGEOBEARS; Matzke, 2014). Este es un programa para probar modelos y estimar estados ancestrales para la inferencia de biogeografía histórica que, además, incluye pruebas independientes para la especiación del evento fundador, un proceso que ha recibido un creciente estudio en teoría de la especiación (Maztke, 2014). Este y programas equivalentes como RASP (Yu *et al.*, 2015) han iniciado una nueva tendencia de estudios en biogeografía probabilística. Una tendencia similar puede observarse en la creación de programas para análisis de diversificación biológica. Tradicionalmente, el análisis de la diversificación temporal se limita a grupos con un profuso registro fósil y una filogenia que abarca largos períodos de tiempo (Rabosky, 2014). La disponibilidad de árboles datados ha mejorado el uso de diferentes métodos y programas para estimar los cambios en la diversificación a través de estos árboles. Actualmente, algunos de los enfoques más utilizados son hechos mediante programas de Maximum Likelihood como Modelar la Diversificación Evolutiva utilizando el Criterio de Información Stepwise de Akaike (MEDUSA; Alfaro *et al.*, 2009), TreePar (Stadler, 2013), o el Análisis Bayesiano de Mezcla Macroevolutiva (BAMM; Rabosky, 2014). BAMM se define como un programa más flexible pero los resultados con ambos son igualmente eficientes (Laurent *et al.*, 2015). BAMM además tiene una interfaz de generación de gráficos más versátil.

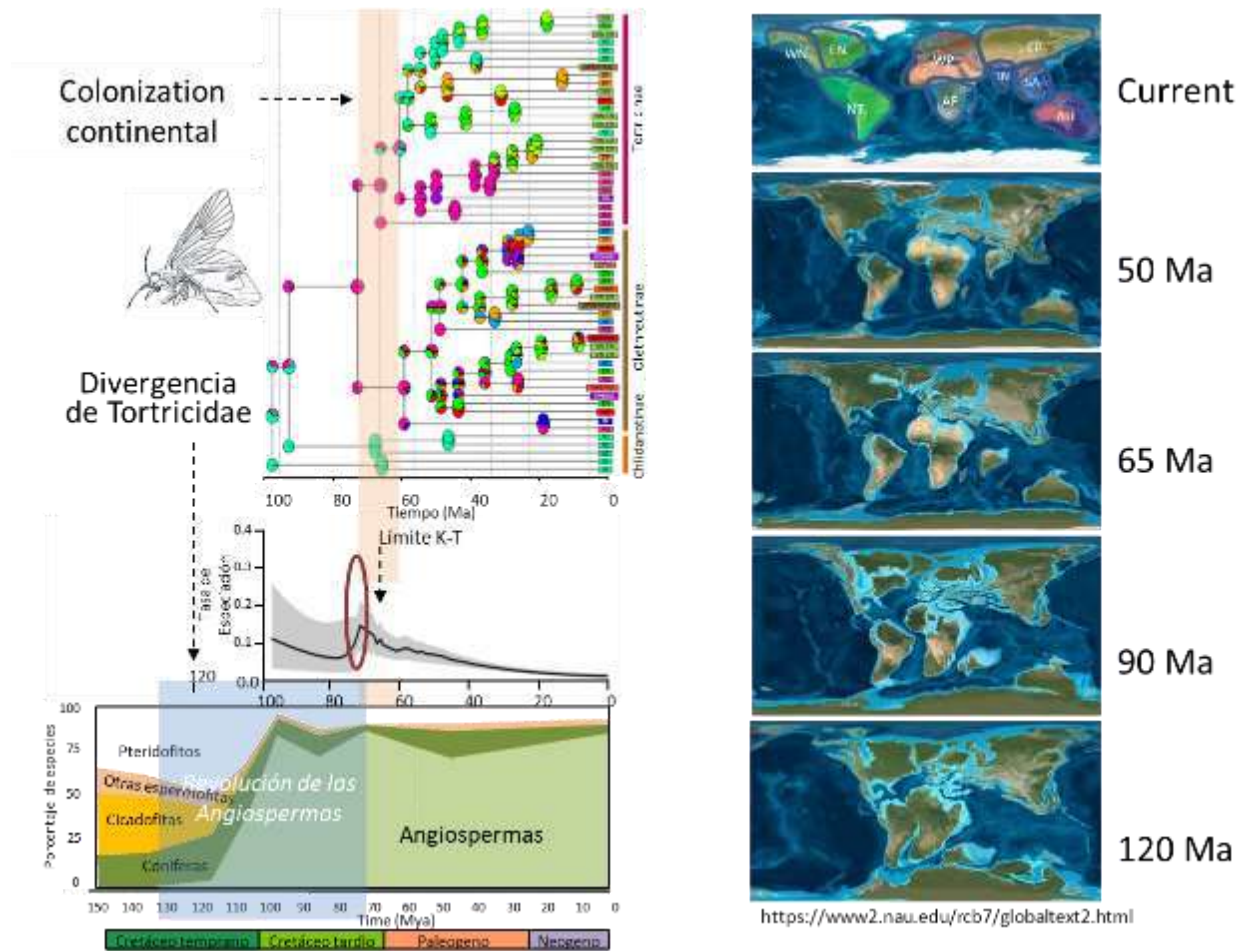


Figura 1. Diversificación de Tortricidae coincidente con la revolución de angiospermas y la colonización de las masas continentales Gondwanianas.

El presente trabajo analiza la evolución del género *Choristoneura* en el contexto de la evolución general de Tortricidae, incluidos los patrones biogeográficos y de diversificación de ambos La Familia y el género. Inicialmente se presenta una filogenia completa a nivel tribal para Tortricidae, documentando los tiempos de divergencia usando BEAST (Drummond *et al.*, 2012) junto con los patrones de diversificación y dispersión globales de la décima familia con más especies de insectos fitófagos que existe. Usando nuevas herramientas para los análisis biogeográficos y de diversificación, se asoció el origen y la radiación de este linaje de insectos con el aumento a la dominación de las angiospermas en el Cretácico (Fig. 1; Fagua *et al.*, 2017). Seguidamente se presenta un análisis filogenético de los genomas mitocondriales completos disponibles para Tortricidae, incluyendo 11 generados *de novo*, con énfasis en *Choristoneura* y el complejo de especies del gusano del abeto (SBW) y se comparan con las relaciones recuperadas utilizando genes mitocondriales y tiempos de divergencia estimados para las especies plaga de *Choristoneura*

y los linajes mitocondriales principales dentro del complejo del SBW (Fig. 2; Fagua *et al.*, 2018). Finalmente se analiza una muestra más completa de las especies de *Choristoneura* para reconstruir una filogenia del género, ubicándola dentro de un gran grupo de Archipini para definir los límites del género, generar un árbol datado y examinar los procesos biogeográficos y de diversificación del género (Fig. 3; Fagua *et al.*, 2019). Gracias a esto se define la relación filogenética entre *Archips occidentalis* (Walsingham) y el género *Choristoneura*, género del cual *A. occidentalis* (Walsingham) no hace parte.

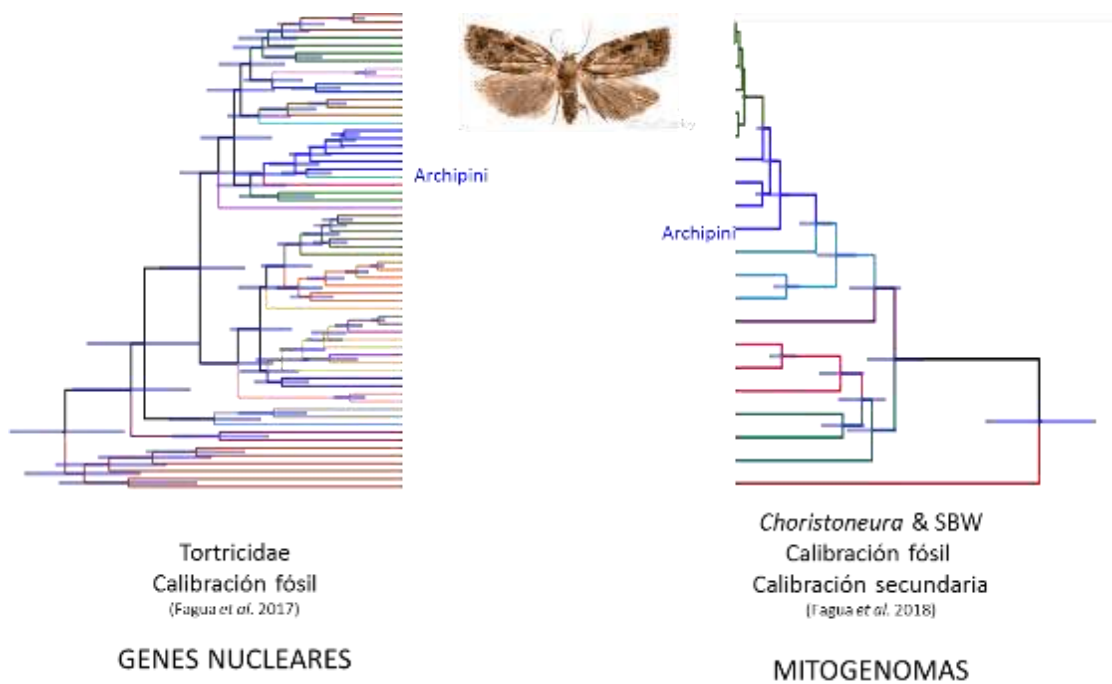


Figura 2. Estimación del tiempo de divergencia en Tortricidae, *Choristoneura* & SBW usando dos grupos de datos diferentes.

Referencias

- Alfaro ME, Santini F, Brock C, Alamillo H, Dornburg A, Rabosky DL, Carnevale G, Harmon LJ (2009). Nine exceptional radiations plus high turnover explain species diversity in jawed vertebrates. *Proc Natl Acad Sci USA* 106: 13410–4.
- Almeida EAB, Pie MR, Brady SG, Danforth BN (2012). Biogeography and diversification of colletid bees (Hymenoptera: Colletidae): emerging patterns from the southern end of the world. *J Biogeogr* 39: 526–544
- Brown JW (2005). World catalogue of insects. Volume 5: Tortricidae (Lepidoptera). Apollo Books, Stenstrup, Denmark. 741 pp
- Buerki S, Forest F, Alvarez N, Nylander JAA, Arrigo N, Sanmartín I (2011). An evaluation of new parsimony-based versus parametric inference methods in biogeography: a case study using the globally distributed plant family Sapindaceae. *J Biogeogr* 38: 531–550
- Cohen KM, Finney SC, Gibbard PL, Fan JX (2013). The ICS International Chronostratigraphic Chart. *Episodes* 36: 199–204
- Condamine FL, Sperling FAH, Kergoat GJ (2013). Global biogeographical pattern of swallowtail diversification demonstrates alternative colonization routes in the Northern and Southern hemispheres. *J Biogeogr* 40: 9–23
- Crisp MD, Trewick SA, Cook LG (2011). Hypothesis testing in biogeography. *Trends Ecol Evol* 26: 66–72
- Dang PT (1992). Morphological study of male genitalia with phylogenetic inference of *Choristoneura* Lederer (Lepidoptera: Tortricidae). *Can Ent* 124: 7–48
- Dombroskie JJ, Sperling FAH (2013). Phylogeny of the tribe Archipini (Lepidoptera: Tortricidae: Tortricinae) and evolutionary correlates of novel secondary sexual structures. *Zootaxa* 3729: 1–62
- Drummond AJ, Suchard MA, Xie D, Rambaut A (2012). Bayesian phylogenetics with BEAUti and the BEAST 1.7. *Mol Biol Evol* 29: 969–73
- Fagua G, Condamine FL, Horak M, Zwick A, Sperling FAH (2017). Diversification shifts in leafroller moths linked to continental colonization and the rise of angiosperms. *Cladistics* 33: 449–466
- Fagua G, Condamine FL, Brunet BMT, Clamens AL, Laroche J, Levesque RC, Cusson M, Sperling FAH (2018). Convergent herbivory on Pinaceae by *Choristoneura* moths after boreal forest formation. *Mol Phylogenet Evol* 123: 35–43

Fagua G, Condamine FL, Dombroskie JJ, Byun BK, de Prins J, Simonsen TJ, Baez M, Brunet BMT, Sperling FAH (2019). Genus delimitation, biogeography and diversification of *Choristoneura* Lederer (Lepidoptera: Tortricidae) based on molecular evidence. *Systematic Entomology* 44: 19–48

Freeman TN (1958). The Archipini of North America (Lepidoptera: Tortricidae). *Can Entomol Suppl* 7: 5-89

Gilligan TM, Epstein MC (2014). TortAI, Tortricids of agricultural importance. <http://idtools.org/id/leps/tortai> (Ver. 3.0); (accessed 17.05.05).

Gilligan TM, Brown WB (2014). A new name for the western spruce budworm (Lepidoptera: Tortricidae). *Can Entomol* 146: 583–589

Gilligan TM, Baixeras J, Brown JW, Tuck KR (2014). T@RTS: Online World Catalogue of the Tortricidae (Ver. 3.0). <http://www.tortricid.net/catalogue.asp> (accessed 17.05.05).

Heath TA (2015). Divergence Time Estimation using BEAST v2. Dating Species Divergences with the Fossilized Birth-Death Process. http://phyloworks.org/workshops/DivTime_BEAST2_tutorial_FBD.pdf (accessed 17.05.05).

Heikkilä M, Mutanen M, Whalberg N, Pasi S, Kaila L (2015). Elusive ditrysian phylogeny: an account of combining systematized morphology with molecular data (Lepidoptera). *BMC Evol Biol* 15: 260

Heikkilä M, Brown JW, Baixeras J, Mey W, Kozlov MV (2018). Re-examining the rare and the lost: a review of fossil Tortricidae (Lepidoptera). *Zootaxa* 4394: 41–60

Horak M (1999). The Tortricoidea. In: Kristensen NP (Ed). *Handbook of zoology: a natural history of the phyla of the animal kingdom, vol. IV, Arthropoda: Insecta, Part 35, Lepidoptera, Moths and Butterflies, Vol. 1: Evolution, Systematics, and Biogeography*. Walter de Gruyter, Inc: Berlin and New York, pp. 199–215

Horak M, Brown RL (1991). Taxonomy and phylogeny. In van der Geest L.P.S: Evenhuis H.H. (Eds.). *Tortricoid pests. Their biology, natural enemies and control*. Elsevier Science Public. Amsterdam, pp. 23–50

ICZN, International Commission on Zoological Nomenclature (1999). *International code of zoological nomenclature, 4th ed.* Published by The International Trust for Zoological Nomenclature, Natural History Museum, London [WWW document]. URL <http://iczn.org/iczn/index.jsp> (accessed 17.05.05).

- Jinbo U (2000). Phylogeny of the tribe Archipini (Lepidoptera, Tortricidae, Tortricinae) of Japan: cladistic approach. *Tokyo Metro Univ Bull Nat Hist*, 4: 33–75
- Johns RC, Flaherty L, Carleton D, Edwards S, Morrison A, Owens E (2016). Population studies of tree-defoliating insects in Canada: A century in review. *Can Entomol* 148: S58–S81
- Kristensen NP, Skalski AW (1999). Phylogeny and palaeontology. In: Kristensen NP (Ed). *Handbook of zoology: a natural history of the phyla of the animal kingdom vol. IV Arthropoda: Insecta Part 35, Lepidoptera, Moths and Butterflies, Vol. 1: Evolution, Systematics, and Biogeography*. Walter de Gruyter, Inc: Berlin and New York, pp. 7–25
- Kumar S (2005). Molecular clocks: four decades of evolution, *Nat Rev Genet* 6: 654–662
- Kuznetsov VI, Stekolnikov AA 1973 Phylogenetic relationships in the family Tortricidae (Lepidoptera) treated on the base of study of functional morphology of genital apparatus. *Trudy Vses Entomol Obsch* 56: 18–43
- Kuznetsov VI, Stekolnikov AA (1984). Evolution and classification of the higher taxa of tortricid moths (Lepidoptera, Tortricidae) of the world fauna with regard of comparative morphology of genitalia. In: 36 Annual readings to the memory of NA Cholodkovsky. Nauka, Leningrad. pp. 51–91
- Kuznetsov VI, Stekolnikov AA (2001). New approaches to the system of Lepidoptera world fauna (on the base of the functional morphology of abdomen). Russian Academy of Sciences, Zoological Institute. Nauka, Saint Petersburg. 480 pp
- Labandeira CC (2014). Amber. In: Laflamme M, Schiffbauer JD, Darroch SAF (Eds). *Reading and Writing of the Fossil record: Preservational Pathways to Exceptional Fossilization*, *Paleontol Soc Pap* 20 p 163–216
- Landis M, Matzke NJ, Moore BR, Huelsenbeck JP (2013). Bayesian analysis of biogeography when the number of areas is large. *Syst Biol* 62: 789–804
- Laurent S, Robinson-Rechavi M, Salamin N (2015). Detecting patterns of species diversification in the presence of both rate shifts and mass extinctions. *BMC Evol Biol* 15: 1–10
- Lederer VJ (1859). Classification der europäischen Tortricinen. *Wiener Entomol Monats* 3: 241–255
- MacLean DA (2016). Impacts of insect outbreaks on tree mortality, productivity, and stand development. *Can Entomol* 148: S138–S159

- Matzke NJ (2014). Probabilistic historical biogeography: new models for founder-event speciation, imperfect detection, and fossils allow improved accuracy and model-testing. *Front Biogeogr* 5: 242–248
- Poinar GO Jr, Poinar R (1999). *The amber forest: a reconstruction of a vanished world*. Princeton University Press, New Jersey, USA
- Powell JA (1964). *Biological and taxonomic studies on tortricine moths, with reference to the species in California*. University of California Publications in Entomology 32. Oakland, USA
- Pureswaran DS, Johns R, Heard SB, Quiring D (2016). Paradigms in eastern spruce budworm (Lepidoptera: Tortricidae) population ecology: a century of debate. *Environ Entomol* 45: 1333–1342
- Rabosky DL (2014). Automatic detection of key innovations, rate shifts, and diversity-dependence on phylogenetic trees. *PLoS ONE* 9: e89543
- Razowski J (1976). Phylogeny and system of Tortricidae (Lepidoptera). *Acta Zool Cracov* 21: 73–120
- Razowski J (1987). The genera of Tortricidae (Lepidoptera). Part 1. Palearctic Chlidanotinae and Tortricinae. *Acta Zoologica Cracoviensia* 30: 141–355
- Razowski J (1992). Comments of *Choristoneura* Lederer, 1859 and its species (Lepidoptera: Tortricidae). *SHILAP Revista de Lepidopterología* 20: 7–28
- Razowski J (2002). *Tortricidae of Europe, Tortricinae and Chlidanotinae, Volume 1*. Frantisek Slamka, Bratislava, Slovakia 247 pp
- Razowski J (2008a). Tortricidae (Lepidoptera) from South Africa. 6: *Choristoneura* Hübner and *Procris* Diakonoff. *Polskie Pismo Entomologiczne* 77: 245–254
- Razowski J (2008b). Tortricidae (Lepidoptera) of the Palearctic region, volume 1 (Tortricini and general part). Frantisek Slamka, Bratislava, Slovakia
- Ree RH, Smith SA (2008). Maximum-likelihood inference of geographic range evolution by dispersal, local extinction, and cladogenesis. *Syst Biol* 57: 4–14
- Ree RH (2005). Detecting the historical signature of key innovations using stochastic models of character evolution and cladogenesis. *Evolution* 59: 257–265
- Regier JC, Brown JW, Mitter C, Baixeras J, Cho S, Cummings MP, Zwick A (2012). A molecular phylogeny for the leaf-roller moths (Lepidoptera: Tortricidae) and its implications for classification and life history evolution. *PLoS ONE* 7: e35574

- Regier JC, Mitter C, Zwick A, Bazinet AL, Cummings MP, Kawahara AY, Sohn JC, Zwickl DJ, Cho S, Davis DR, Baixeras J, Brown J, Parr C, Weller S, Lees DC, Mitter KT (2013). A large-scale, higher-level, molecular phylogenetic study of the insect order Lepidoptera (moths and butterflies). *PLoS ONE* 8: e58568
- Rieux A, Balloux F (2016). Inferences from tip-calibrated phylogenies: a review and a practical guide. *Mol Ecol* 25: 1911–1924
- Ronquist F (1997). Dispersal-vicariance analysis: A new approach to the quantification of historical biogeography. *Syst Biol* 46: 195–203
- Safonkin AF (2007). Pheromones and phylogenetic relations of leafrollers (Lepidoptera, Tortricidae). *Entomol Rev* 87: 1238–1241
- Shaul S, Graur D (2002). Playing chicken (*Gallus gallus*): Methodological inconsistencies of molecular divergence date estimates due to secondary calibration points. *Gene* 300: 59–61
- Sohn J-C, Labandeira CC, Davis D, Mitter C (2012). An annotated catalog of fossil and subfossil Lepidoptera (Insecta: Holometabola) of the world. *Zootaxa* 3286: 1–132
- Sohn J-C, Labandeira CC, Donald DR (2015). The fossil record and taphonomy of butterflies and moths (Insecta, Lepidoptera): implications for evolutionary diversity and divergence-time estimates. *BMC Evol Biol* 15, 12
- Stadler T (2013). Mammalian phylogeny reveals recent diversification rate shifts. *Proc Natl Acad Sci USA* 108: 6187–6192
- van Nieukerken EJ, Kaila L, Kitching IJ, Kristensen NP, Lees DC, Minet J, Mitter C, Mutanen M, Regier JC, Simonsen TJ *et al.* (2011). Order Lepidoptera Linnaeus, 1758. In: Zhang Z-Q (Ed). *Animal biodiversity: An outline of higher-level classification and survey of taxonomic richness*. *Zootaxa* 3148: 1-237
- Wahlberg N, Wheat CW, Peña C (2013). Timing and patterns in the taxonomic diversification of Lepidoptera (butterflies and moths). *PLoS ONE* 8: e80875
- Walsingham TG (1891). African Micro-Lepidoptera. *Trans Entomol Soc Lon* 1891: 63—132 pls
- Yang Z 2015 Bayesian estimation of species divergence times integrating fossil and molecular information. <http://www.ucl.ac.uk/abacus/divtimes/index.html>. (Accessed 17.05.05).
- Yu Y, Harris AJ, Blair C, He X (2015). RASP (Reconstruct Ancestral State in Phylogenies): A tool for historical biogeography. *Mol Phylo Evol* 87: 46–49

An overview of the Euptychiina (Satyrinae) diversity

**MA Marín¹, T Zacca¹, S Nakahara², EP Barbosa¹, M Espeland³, B Huertas⁴, G. Lamas⁵,
KR Willmott², AVL Freitas¹**

¹ Departamento de Biologia Animal and Museu de Zoologia, Instituto de Biologia, Universidade Estadual de Campinas - UNICAMP, Campinas, São Paulo, Brasil. ² McGuire Center for Lepidoptera and Biodiversity, Florida Museum of Natural History, University of Florida, Gainesville, Florida, USA. ³ Arthropoda Department, Zoological Research Museum Alexander Koenig, Bonn, Germany. ⁴ Life Sciences Department, Natural History Museum, London, UK. ⁵ Museo de Historia Natural, Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Lima, Peru.

<mamarin0@unal.edu.co>

Butterflies are considered the best-studied insect group in terms of taxonomy, although some clades continue to be poorly known (Nakahara *et al.*, 2019). The subtribe Euptychiina (Nymphalidae: Satyrinae) used to be an example of poorly understood butterfly groups, besides being one of the richest butterfly radiations in the Neotropics (Peña and Wahlberg 2008; Peña *et al.*, 2011). Few other animal groups are so taxonomically challenging whilst also so diverse, conspicuous and commonly encountered by researchers, students and naturalists. Virtually hundreds of thousands of euptychiine specimens in museum collections hold untapped data for studies of evolution, biogeography and conservation. However, it is estimated that almost half of these specimens cannot be confidently identified, mainly due to their drab coloration and similar wing phenotypes. In recent years, the project “ARTS: Phylogeny and systematic revision of the diverse and cryptic Euptychiina (Lepidoptera, Nymphalidae, Satyrinae)” has aimed to address this gap in knowledge (see details in <http://www.flmnh.ufl.edu/museum-voices/euptychiina/>). Here, we present an overview of the main advances in systematics of Euptychiina, especially regarding descriptions of new taxa, and synthesize the challenges and perspectives for work on this group for the next years.

With 52 recognized genera and more than 400 species (Zacca *et al.*, 2019), Euptychiina is usually known as small brownish butterflies with ocelli in the ventral wing surface. Some species, however, are remarkable by possessing bluish, lilac or white wing scale coloration. The subtribe is mostly distributed in the Neotropics occurring from sea level up to 3500 meters of elevation. Nevertheless, a few species occur in the Nearctic region and a single species occurs in the Palearctic (DeVries *et al.*, 1997; Brown and Freitas 2002; Peña and Lamas 2005; Ribeiro *et al.*, 2008; Peña *et al.*, 2010). The group is particularly diverse in western Amazonia, where as many as 100 species can co-exist in the same locality (Lamas *et al.*, 1996). In regions such as the Brazilian Atlantic Forest, the Andes and the Central American mountains, many range-restricted or endemic genera and species occur.

Since the pioneering taxonomic works of Forster (1964) and Miller (1968), the group was neglected for almost four decades. Forster (1964), mainly based on specimens from Bolivia,

described 33 genera (Fig. 1), most of which are still recognized and valid (although Forster did not provide detailed descriptions or comprehensive diagnostic characteristics for these genera and excluded certain species). This work was used by Miller (1968) as the basis for his proposal for the classification of Euptychiina. Lamas (2004), retained most of the genera proposed by Forster (1964) and included several additional genera described posteriorly (e.g. *Cercyeuptychia* Miller & Emel, *Caenoptychia* Le Cerf, *Taydebis* Freitas and *Taygetomorpha* Miller). Although this taxonomic proposal lack support from molecular studies, his scheme was widely accepted and is generally taken as a baseline for following studies (e.g. Marín *et al.*, 2011).

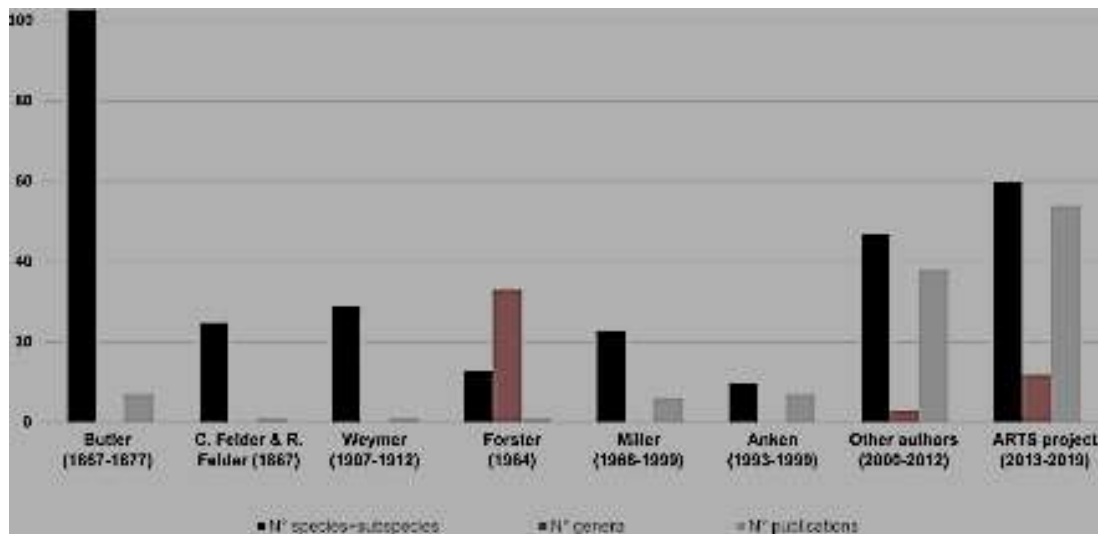


Figure 1. Main publications and number of taxa described in Euptychiina over a period of 152 years (1867-2019).

With the emergence of the project “ARTS: Phylogeny and systematic revision of the diverse and cryptic Euptychiina (Lepidoptera, Nymphalidae, Satyrinae)” in 2013, coordinated by Keith R. Willmott (University of Florida, USA) and with the collaboration of more than 30 researchers from Europe, North, Central, and South America, more than 50 papers have been published, including the description of 12 new genera (Freitas *et al.*, 2013, 2016b, 2018a, 2019; Zacca *et al.*, 2013; Nakahara *et al.*, 2015a, 2016a,c, 2019; Costa *et al.*, 2016; Willmott *et al.*, 2019), and 57 new species (Siewert *et al.*, 2013; Zacca *et al.*, 2013, 2014, 2017; Cong & Grishin 2014; Nakahara *et al.*, 2014, 2015b, c, d, 2016a, b, c, 2017, 2018, 2019; Neild *et al.*, 2014, 2015; Zubek *et al.*, 2014; Barbosa *et al.*, 2015, 2016; Benmesbah *et al.*, 2015, 2018; Fratello *et al.*, 2015; Freitas *et al.*, 2015, 2018, 2019; Costa *et al.*, 2016; Huertas *et al.*, 2016; Willmott *et al.*, 2018, 2019; Warren *et al.*, 2018).

In the last years, several studies focused in the systematics and phylogeny of Euptychiina (Murray & Prowell 2005; Peña *et al.*, 2010; Matos-Maraví *et al.*, 2013; Huertas 2014; Marín *et al.*, 2017;

Espeland *et al.*, 2019), trying to confirm the monophyly of the subtribe and of the main clades. Peña *et al.*, (2006) recovered the monophyly of Euptychiina excluding the genus *Oressinoma* Doubleday, that actually is part of the *Coenonymphina*, a subtribe distributed in the Palearctic and Indo-Australian regions (Peña *et al.*, 2006; Kodandaramaiah *et al.*, 2010). Later, Peña *et al.*, (2010) based on DNA sequence hypotheses of 102 taxa and five genes (4447 bp), proposed that Euptychiina comprises five main clades: ‘*Megisto*’, ‘*Hermeuptychia*’, ‘*Taygetis*’, ‘*Pareuptychia*’, and ‘*Splendeuptychia*’ (and see further Murray & Powell 2005). More recently, two phylogenetic studies were published; Marín *et al.*, (2017) based on 105 taxa and 103 morphological characters and Espeland *et al.*, (2019) based on 106 taxa, 368 nuclear loci, and over 180,000 bps obtained through hybrid enrichment. These confirm the monophyly of Euptychiina, with *Euptychia* Hübner being the sister group to the remainder of the clade. Espeland *et al.*, (2019) divided the subtribe into nine well-supported clades, although some few genera and species remained unsettled.

Phylogenetic studies consistently recovered several polyphyletic genera, usually large genera, such as *Chloreuptychia* Foster, *Splendeuptychia* Foster, *Magneuptychia* Foster, *Moneuptychia* Foster (*sensu* Lamas 2004), *Ypthimoides* Foster, and *Euptychoides* Foster. As an example, the genus *Cissia* Doubleday (*sensu* Lamas 2004), a clear polyphyletic taxon, has been recently studied based on molecular and morphological data (Zacca *et al.*, 2018). In this study, the monophyly of the genus was attained with the inclusion of *Neonympha rubricata* Edwards (previously included in *Megisto* by Lamas 2004), *Euptychia eous* Butler and *Satyryx phronius* Godart (both species previously treated in *Parypthimoides* by Lamas 2004) in the genus, and by excluding a dozen of species, namely *Euptychia cleophes* Godman & Salvin, *E. confusa* Staudinger, *Cissia joyceae* Singer, DeVries & Ehrlich, *E. labe* Butler, *E. lesbia* Staudinger, *Papilio myncea* Cramer, *E. palladia* Butler, *C. pseudoconfusa* Singer, DeVries & Ehrlich, *E. similis* Butler, *E. terrestris* Butler, *E. themis* Butler, and *C. touloulou* Benmesbah.

In an opposite direction, some small genera have been synonymized and lumped with other genera, such as *Guaianaza* Freitas & Peña (now part of *Forsterinaria* Gray) (Matos-Maraví *et al.*, 2013), *Taygetomorpha* Miller (lumped with *Pseudodebis* Forster) (Matos-Maraví *et al.*, 2013) and the genera *Cercyeuptychia* Miller & Emmel and *Praefaunula* Forster (both synonymized with *Godartiana* Forster) (Zacca *et al.*, 2017).

Another relevant aspect of work throughout the ARTS project has been the increase of studies focusing on the immature stages of Euptychiina species. To date, immature stages and/or life cycles have now been described in whole or part for 14 species (Zacca *et al.*, 2013, 2017a; Cosmo *et al.*, 2014; Freitas *et al.*, 2015, 2016b,c, 2018a,b, 2019a,b; Freitas 2017; See *et al.*, 2018; Willmott *et al.*, 2019). Although this represents only some 3.5% of the known species of Euptychiina, these studies provide significant data for future phylogenetic studies and are important to an understanding of the ecology of the group.

This international effort continues to provide a more stable classification for Euptychiina, aiming to better understand the phylogenetic and biogeographical relationships of its genera and species through morphological, molecular and distributional data.

References

Barbosa EP, Silva AK, Paluch M, Azeredo-Espin AM, Freitas AVL (2015). Uncovering the hidden diversity of the Neotropical butterfly genus *Ypthimoides* Forster (Nymphalidae: Satyrinae): description of three new species based on morphological and molecular data. *Organisms, Diversity & Evolution* 15(3): 577–589. doi: 10.1007/s13127-015-0221

Barbosa E, Marín MA, Giraldo CE, Uribe S, Freitas AVL (2016). Description of two new species of the Neotropical genus *Ypthimoides* Forster, 1964 (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae) from the “*renata* clade”. *Neotropical Biodiversity* 2(1): 87–98. <http://dx.doi.org/10.1080/23766808.2016.1217582>

Benmesbah M (2015). Description de deux nouvelles espèces de Satyrinae de Guyane française (Lepidoptera, Nymphalidae). *Bulletin de la Société entomologique de France* 120(2): 147–56.

Benmesbah M, Zacca T, Casagrande MM, Mielke OHH, Lamas G, Willmott KR (2018). Taxonomic notes on *Papilio ocypete* Fabricius, 1776 and *Papilio helle* Cramer, 1779 with description of two new similar species from South America (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae). *Zootaxa* 4425(1): 115–145. doi: 10.11646/zootaxa.4425.1.7

Brown KSJ, Freitas AVL (2002). Butterfly communities of urban forest fragments in Campinas, São Paulo, Brazil: structure, instability, environmental correlates, and conservation. *J Insect Conserv* 6:217–231.

Cong Q, Grishin NV (2014). A new *Hermeuptychia* (Lepidoptera, Nymphalidae, Satyrinae) is sympatric and synchronic with *H. sosybius* in southeast US coastal plains, while another new *Hermeuptychia* species – not *hermes* – inhabits south Texas and northeast Mexico. *Zookeys* 379, 43–91. doi: 10.3897/zookeys.379.6394

Cosmo LG, Barbosa EP, Freitas AVL (2014). Biology and morphology of the immature stages of *Hermeuptychia atalanta* (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae). *Annales de la Société entomologique de France (N.S.)*. *International Journal of Entomology* 50(1): 82–88

Costa M, Vilorio AL, Attal S, Neild AFE, Fratello SA, Nakahara S (2016). Lepidoptera del Pantepui. Parte III. Nuevos Nymphalidae Cyrestinae y Satyrinae. *Bulletin de la Société entomologique de France* 121(2): 179–206.

DeVries PJ, Murray D, Lande R (1997). Species diversity in vertical, horizontal, and temporal dimensions of a fruit-feeding butterfly community in an Ecuadorian rainforest. *Biol J Linn Soc* 62:343–364. doi: 10.1111/j.1095-8312.1997.tb01630.x

Espeland M, Breinholt JW, Barbosa EP, Casagrande MM, Huertas B, Lamas G, Marín MA, Mielke OHH, Miller JY, Nakahara S, Tan D, Warren AD, Zacca T, Kawahara AY, Freitas AVL, Willmott KR (2019). Four hundred shades of brown: Higher level phylogeny of the problematic Euptychiina (Lepidoptera, Nymphalidae, Satyrinae) based on hybrid enrichment data. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 131, 116–124.

Forster JR (1964). Beiträge zur Kenntnis der Insektenfauna Boliviens XIX. Lepidoptera III. Satyridae. *Veröffentlichungen der zoologischen Staatssammlung München* 8, 51–188, pls 27–35.

Fratello SA, Nakahara S, Brévignon CR, Harvey DJ (2015). Two new species of *Euptychia* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae) from the Guiana Shield, with notes on *E. marceli* Brévignon, 2005 and *E. rufocincta* Weyermer, 1911. *Journal of the Lepidopterists' Society* 69(4): 293–306. Freitas 2017

Freitas AVL, Barbosa EP, Santos JP, Mielke OHH (2013). A new genus, *Atlanteuptychia* gen. nov for *Euptychia ernestina* (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae). *Zoologia* 30(6): 661–668. <http://dx.doi.org/10.1590/S1984-46702013005000005>.

Freitas AVL, Barbosa EP, Siewert RR, Mielke OHH, Zacca T, Azeredo-Espin AM (2015). Four new species of *Moneuptychia* (Lepidoptera: Satyrinae: Euptychiina) from Brazil. *Zootaxa* 3981(4): 521–541. doi: <http://dx.doi.org/10.11646/zootaxa.3981.4.4>.

Freitas AVL, Barbosa EP, Marín MA (2016a). Immature stages and natural history of the Neotropical satyrine *Pareuptychia ocirrhoe interjecta* (Nymphalidae: Euptychiina). *Journal of the Lepidopterists' Society* 70(4): 271–276.

Freitas AVL, Barbosa EP, Willmott KR, Wahlberg N, Lamas G (2016b). ‘Species’ from two diferente butterfly genera combined into one: description of a new genus of Euptychiina (Nymphalidae: Satyrinae) with unusually variable wing pattern. *Revista Brasileira de Entomologia* 60(2): 157 – 165. <http://dx.doi.org/10.1016/j.rbe.2016.01.004>

Freitas AVL, Carreira JYO, Santos JP, Barbosa EP (2016c). Immature stages and natural history of two species of *Forsterinaria* from southeastern Brazil (Lepidoptera: Nymphalidae). *Tropical Lepidoptera Research* 26(1): 13–18.

Freitas AVL, Barbosa EP, Zacca T, Marín MA, Beirão MV, Silva ARM, Casagrande M, Espeland M, Willmott KR (2018a). Before it is too late: description of a new genus and species of butterfly from a highly threatened Brazilian biome. *Revista Brasileira de Entomologia* 62, 148–158. <https://doi.org/10.1016/j.rbe.2018.02.003>

Freitas AVL, Rosa AHB, Carreira JYO, Gueratto PE, Santos JP, Tacioli A (2018b). Immature stages of two *Moneuptychia* from southeastern Brazil (Nymphalidae: Euptychiina). *Tropical Lepidoptera Research* 28(2): 100-105.

- Freitas AVL, Mota LL, Zacca T, Barbosa EP (2019a). Description of a new and highly distinctive genus and species of Euptychiina (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae) from the Brazilian southern Amazon. *Revista Brasileira de Entomologia* (in press).
- Freitas AVL, Mota LL, Barbosa EP, Carreira JYO (2019b). Immature stages of the Selaginella-feeding *Euptychia mollina* (Nymphalidae: Satyrinae) from the Brazilian Amazon. *Zoologia* 36: e32053.
- Henano ER, Meneses LH (2017). A new species of *Pharneuptychia* Forster, 1964 from the Estoraques Natural Area, North of Santander - Colombia (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyridae). *Boletín científico. Museo de Historia natural. Universidad de Caldas* 21(2): 173–183.
- Huertas B (2011). A new species of satyrid butterfly from Peru (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae: Euptychiini). *Zootaxa* 2802: 63-68.
- Huertas B (2014). Evaluating the conservation status of Neotropical butterflies and the impact of systematics on threat assessments. 337 pp. PhD Thesis, University College London, Division of Biosciences.
- Huertas B, Rios C, Le Crom JF (2009). A new species of *Splendeuptychia* from the Magdalena Valley in Colombia (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae). *Zootaxa* 2014: 51-58.
- Huertas B, Lamas G, Fagua G, Mallet J, Nakahara S, Willmott KR (2016). A remarkable new butterfly species from western Amazonia (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae). *Conservación Colombiana* 24, 5–11.
- Kodandaramaiah U, Peña C, Braby MF, Grund R, Müller CJ, Nylin S, Wahlberg N (2010). Phylogenetics of Coenonymphina (Nymphalidae: Satyrinae) and the problem of rooting rapid radiations. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 54, 386–394.
- Lamas G (2004). Nymphalidae. Satyrinae. Tribe Satyrini. Subtribe Euptychiina. In Checklist: Part 4A. Hesperioidea – Papilionoidea (ed G Lamas). pp. 217. In *Atlas of Neotropical Lepidoptera. Vol. 5A* (ed JB Heppner). Scientific Publishers, Association for Tropical Lepidoptera, Gainesville.
- Lamas G, Robbins RK, Harvey DJ (1996). Mariposas del alto Río Napo, Loreto, Perú (Lepidoptera: Papilionoidea y Hesperioidea). *Rev Peru Entomol* 39:63-74.
- Marín MA, Peña C, Uribe SI, Freitas AVL (2017). Morphology agrees with molecular data: phylogenetic affinities of Euptychiina butterflies (Nymphalidae: Satyrinae). *Systematic Entomology* 42, 768 –785. doi: 10.1111/syen.12245

Marín MA, Peña C, Freitas AVL, Wahlberg N, Uribe SI (2011). From the phylogeny of the Satyrinae butterflies to the systematics of Euptychiina (Lepidoptera: Nymphalidae): history, progress and prospects. *Neotropical Entomology* 40:1–13.

Matos-Maraví PF, Peña C, Willmott KR, Freitas AVL, Wahlberg N (2013). Systematics and Evolutionary history of butterflies in the “*Taygetis* clade” (Nymphalidae: Satyrinae: Euptychiina). Towards a better understand of Neotropical biogeography. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 66, 54–68. <http://dx.doi.org/10.1016/j.ympev.2012.09.005>

Miller LD (1968). The higher classification, phylogeny and zoogeography of the Satyridae (Lepidoptera). *Memoirs of the American Entomological Society* 24, 1–174.

Murray DL, Prowel DP (2005). Molecular phylogenetics and evolutionary history of the Neotropical satyrine subtribe Euptychiina (Nymphalidae: Satyrinae). *Molecular Phylogenetics and Evolution* 34(1): 67–80.

Nakahara S, Fratello SA, Harvey DJ (2014). A new species of *Euptychia* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae: Satyrini) from Mount Roraima, Guyana. *Zootaxa* 3881(3): 291–300. <http://dx.doi.org/10.11646/zootaxa.3881.3.7>

Nakahara S, Janzen DH, Hallwachs W, Espeland M (2015a). Description of a new genus for *Euptychia hilara* (C. Felder & R. Felder, 1867). (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae). *Zootaxa* 4012(3): 525 – 541. <http://dx.doi.org/10.11646/zootaxa.4012.3.7>

Nakahara S, Hall JPW, Lamas G, Willmott KR (2015b). Seven new species and one new subspecies of *Euptychia* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae) from the tropical Andes. *Tropical Lepidoptera Research* 25(2): 63–79.

Nakahara S, Le Crom JF, Lamas G (2015c). A remarkable new *Euptychia* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae) from the Amazon basin of Peru and Colombia. *The Journal of Research on the Lepidoptera* 48, 59–63.

Nakahara S, Llorente-Bousquets JE, Luis-Matínez A, Miller JY, Warren AD (2015d). Two new species of *Euptychia* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae) from Mexico and Guatemala. *The Journal of Research on the Lepidoptera* 48, 51–57.

Nakahara S, Marín MA, Neild AFE (2016a). A new species of *Pareuptychia* Forster, 1964 (Lepidoptera, Nymphalidae, Satyrinae) from the northwestern Amazon basin with characterization of two potential synapomorphies for the genus. *Tropical Lepidoptera Research* 26(1): 6–12.

- Nakahara S, Vega G, Willmott KR (2016b). Description of a new species of *Euptychia* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae) from the western Andes. *Zootaxa* 4184(2): 358–366. <http://doi.org/10.11646/zootaxa.4184.2.7>
- Nakahara S, Barbosa EP, Marín MA, Freitas AVL, Pomerantz T, Willmott KR (2016c). *Graphita* gen. nov: a new genus from *Neonympha griphe* C. Felder & R. Felder, 1867 (Lepidoptera, Nymphalidae, Satyrinae). *Neotropical Entomology* 45(6): 675-691. doi: 10.1007/s13744-016-0414-x
- Nakahara S, Tan D, Lamas G, Parus A, Willmott KR (2016d). A distinctive new species of *Hermeuptychia* Forster, 1964 from the eastern tropical Andes (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae). *Tropical Lepidoptera Research* 26: 77-84.
- Nakahara S, Barbosa EP, Freitas AVL (2017a). A potentially endangered new species of *Euptychia* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae) from the Atlantic Coastal Forest of Brazil. *Neotropical Entomology*. doi: 10.1007/s13744-016-0466-y
- Nakahara S, Zacca T, Huertas B, Neild AFE, Hall JPW, Lamas G, Holian LA, Espeland M, Willmott KR (2017b). Remarkable sexual dimorphism, rarity and cryptic species: a revision of the ‘aegrota species group’ of the Neotropical butterfly genus *Caeruleuptychia* Forster, 1964 with the description of three new species (Lepidoptera, Nymphalidae, Satyrinae). *Insect Systematics and Evolution* 49(2): 130–182.
- Nakahara S, Willmott KR, Mielke OHH, Schwartz J, Zacca T, Espeland M, Lamas G (2018a). Seven new taxa from the butterfly subtribe Euptychiina (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae) with revisional notes on *Harjesia* Forster, 1964 and *Pseudeuptychia* Forster, 1964. *Insecta Mundi* 0639, 1–38.
- Nakahara S, Lamas G, Tyler S, Marín MA, Huertas B, Willmott KR, Mielke OHH, Espeland M (2019). A revision of the new genus *Amiga* Nakahara, Willmott & Espeland, gen. n: described for *Papilio arnaca* Fabricius, 1776 (Lepidoptera, Nymphalidae, Satyrinae). *Zookeys* 821, 85–152.
- Neild AFE, Nakahara S, Fratello SA, Harvey DJ (2014). A new species of *Euptychia* Hübner, 1818 (Nymphalidae: Satyrinae: Satyrini) from the Amazon basin and the Guianas. *Tropical Lepidoptera Research* 24(1): 4–9.
- Neild AFE, Nakahara S, Zacca T, Fratello S, Lamas G, Le Crom JF, Dolibaina DR, Dias FMS, Casagrande MM, Mielke OHH & Espeland M (2015). Two new species of *Euptychia* Hübner, 1818 from the upper Amazon basin (Lepidoptera, Nymphalidae, Satyrinae). *Zookeys* 541, 87–108. doi: 10.3897/zookeys.541.6297

Peña C, Wahlberg N (2008). Prehistorical climate change increased diversification of a group of butterflies. *Biol Lett* 4:274–278. doi: 10.1098/rsbl.2008.0062

Peña C, Lamas G (2005). Revision of the butterfly genus *Forsterinaria* Gray, 1973 (Satyrinae). *Rev Peru Biol* 12:5–48.

Peña C, Nylin S, Wahlberg N (2011). The radiation of Satyrini butterflies (Nymphalidae: Satyrinae) a challenge for phylogenetic methods. *Zool J Linn Soc* 161:64–87. doi: 10.1111/j.1096-3642.2009.00627.x

Peña C, Nylin S, Freitas AVL, Wahlberg N (2010). Biogeographic history of the butterfly subtribe Euptychiina (Lepidoptera, Nymphalidae, Satyrinae). *Zoologica Scripta* 39, 243–258. doi: 10.1111/j.1463-6409.2010.00421.x

Peña C, Wahlberg N, Weingartner E, Kodandaramaiah U, Nylin S, Freitas AVL, Brower AVZ (2006). Higher level phylogeny of Satyrinae butterflies (Lepidoptera: Nymphalidae) based on DNA sequence data. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 40, 29–49.

Ribeiro DB, Prado PI, Brown Jr KS, Freitas AVL (2008). Additive partitioning of butterfly diversity in a fragmented landscape: importance of scale and implications for conservation. *Divers Distrib* 14:961–968. doi: 10.1111/j.1472-4642.2008.00505.x

See J, Nakahara S, Gallice G (2018). Immature stages of *Splendeuptychia quadrina* (Butler, 1869). (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae). *Tropical Lepidoptera Research* 28(2): 49–53.

Siewert RR, Zacca T, Dias FMS, Freitas AVL, Mielke OHH, Casagrande MM (2013). The “*Taygetis ypthima* species group” (Lepidoptera, Nymphalidae, Satyrinae). Taxonomy, variation and description of a new species. *Zookeys* 356:11–30. doi: 10.3897/zookeys.356.6481

Warren AD, Nakahara S, Llorente-Bousquets J, Luis-Martínez A, Miller JY (2018). A new species of *Cyllopsis* R. Felder, 1869 from the highlands of Chiapas, Mexico (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae). *Zootaxa* 4403(3): 570–577.

Willmott KR, Lamas G, Radford J, Marín M, Nakahara S, Espeland M, Xiao L, Hall JPW. (2018). A distinctive new species of cloud forest Euptychiina (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae) from Ecuador and Peru. *Tropical Lepidoptera Research* 28(1): 39–45.

Willmott KR, Marín MA, Nakahara S, Pomerantz T, Lamas G, Huertas B, Espeland M, Xiao L, Hall JPW, Willmott JIR, Freitas AVL (2019). A revision of the new Andean butterfly genus *Optimandes* Marín, Nakahara & Willmott, n. gen. with the description of a new species (Nymphalidae: Satyrinae: Euptychiina). *Tropical Lepidoptera Research* 29(1): 29-44

Zacca T, Mielke OHH, Pyrcz TW, Casagrande MM, Freitas AVL, Boyer P (2013). *Stegosatyrus*,

a new genus of Euptychiina from the grasslands of Neotropical realm (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae). *Zootaxa* 3682(2): 331-350.

Zacca T, Siewert RR, Mielke OHH, Casagrande MM (2014). A new species of *Magneuptychia* Forster, 1964 (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae) from Brazilian Savanna. *Zootaxa* 3795(1): 71–78. doi: 10.11646/zootaxa.3795.1.7

Zacca T, Paluch M, Siewert R, Freitas A, Barbosa E, Mielke O, Casagrande MM (2017a). Revision of *Godartiana* Forster (Lepidoptera: Nymphalidae): with the description of a new species from northeastern Brazil. *Austral Entomology* 56: 169–190. doi:10.1111/aen.12223

Zacca T, Casagrande MM, Mielke OHH, Huertas B, Barbosa EP, Freitas AVL, Magaldi LM, Espeland M, Nakahara S, Willmott KR (2018). Systematics of the butterfly genus *Cissia* Doubleday, 1848 (Lepidoptera: Nymphalidae, Satyrinae) using an integrative approach. *Arthropod Systematics & Phylogeny* 76(2): 349–376.

Zacca T, Barbosa EP, Freitas AVL (2019). Euptychiina Species Checklist Available at: https://www2.ib.unicamp.br/labor/site/?page_id=1020.

Zubek A, Pyrcz T, Boyer P. (2014). Description of a new species of the Andean butterfly genus *Forsterinaria* Gray (Lepidoptera: Nymphalidae) with considerations on an apparently new structure in male genitalia. *Neotropical Entomology* 43: 68–77.

Checklist of Euptychiina

Total species: 408

Total subspecies: 88

Total genera: 52

***Amiga* Nakahara, Willmott & Espeland, 2019 (1 sp./ 4 sspp.)**

Amiga arnaca (Fabricius, 1776)*

Amiga arnaca arnaca (Fabricius, 1776)

Amiga arnaca adela Nakahara & Espeland, 2019

Amiga arnaca sericeella (Bates, 1865)

Amiga arnaca indianacristoi Nakahara & Marín, 2019

***Amphidecta* Butler, 1867 (3 spp./ 2 sspp.)**

Amphidecta calliomma (C. Felder & R. Felder, 1862)

Amphidecta pignerator Butler, 1867*

Amphidecta pignerator pignerator Butler, 1867

Amphidecta pignerator simplicia Weymer, 1910

Amphidecta reynoldsi Sharpe, 1890

Archeuptychia Forster, 1964 (1 sp.)

Archeuptychia cluena (Drury, 1782)*

Atlanteuptychia Freitas, Barbosa & Mielke, 2013 (1 sp.)

Atlanteuptychia ernestina (Weymer, 1911)*

Caeruleuptychia Forster, 1964 (24 spp./2 sspp.)

Caeruleuptychia aegrota (Butler, 1867)

Caeruleuptychia aetherialis (Butler, 1877)

“*Caeruleuptychia*” *brixius* (Godart, [1824])²

Caeruleuptychia brixius brixius (Godart, [1824])²

Caeruleuptychia brixius ssp. n. 1 Zacca, Mielke, Casagrande & Lamas²

Caeruleuptychia caerulea (Butler, 1869)*

Caeruleuptychia coelestis (Butler, 1867)

Caeruleuptychia coelica (Hewitson, 1869)

Caeruleuptychia cyanites (Butler, 1871)

Caeruleuptychia divina (Weymer, 1911)

Caeruleuptychia glauca (Weymer, 1911)

Caeruleuptychia helena (Anken, 1994)

Caeruleuptychia helios (Weymer, 1911)

Caeruleuptychia lobelia (Butler, 1870)

Caeruleuptychia mare (Butler, 1869)

Caeruleuptychia maryzenderae Lamas & Nakahara, 2017

Caeruleuptychia penicillata (Godman, 1905)

Caeruleuptychia pilata (Butler, 1867)

Caeruleuptychia scopulata (Godman, 1905)

Caeruleuptychia scopulata scopulata (Godman, 1905)

Caeruleuptychia scopulata saul Brévignon & Benmesbah, 2012

Caeruleuptychia scripta Nakahara, Zacca & Huertas, 2017

Caeruleuptychia tenera (Weymer, 1911)

Caeruleuptychia trembathi Willmott, Nakahara, Hall & Neild, 2017

Caeruleuptychia twalela Brévignon, 2005

Caeruleuptychia umbrosa (Butler, 1870)

Caeruleuptychia urania (Butler, 1867)

Caeruleuptychia ziza (Butler, 1869)

Capronnieria Forster, 1964 (1 sp.)

Capronnieria galesus (Godart, [1824])*

Carminda Ebert & Dias, 1998 (3 spp.)

Carminda griseldis (Weymer, 1911)

Carminda paeon (Godart, [1824])*

Carminda umuarama Ebert & Dias, 1997

Cepheuptychia Forster, 1964 (4 spp.)

Cepheuptychia angelica (Butler, 1874)

Cepheuptychia cephus (Fabricius, 1775)*

Cepheuptychia glaucina (Bates, 1865)

Cepheuptychia romani (Aurivillius, 1929)

Chloreuptychia Forster, 1964 (10 spp.)

Chloreuptychia agatha (Butler, 1867)

- Chloreuptychia amenthysta* Brévignon & Benmesbah, 2011
Chloreuptychia callichloris (Butler, 1867)
Chloreuptychia catharina (Staudinger, [1886])
Chloreuptychia chlorimene (Hübner, [1819])*
Chloreuptychia herseis (Godart, [1824])
Chloreuptychia hewitsonii (Butler, 1867)
Chloreuptychia marica (Weymer, 1911)
Chloreuptychia rectilinea Brévignon, Rosant, Lamas & Willmott, 2019
Chloreuptychia toolumnia (Cramer, 1777)
- Cissia Doubleday, 1848 (19 spp./ 9 sspp.)**
Cissia eous (Butler, 1867)¹
Cissia penelope (Fabricius, 1775)*
Cissia phronius (Godart, [1824])¹
Cissia pompilia (C. Felder & R. Felder, 1867)
Cissia proba (Waymer, 1911)
Cissia rubricata (Edwards, 1871)
 Cissia rubricata rubricata (Edwards, 1871)
 Cissia rubricata anabelae (Miller, 1976)
 Cissia rubricata cheneyorum (Chermock, 1949)
 Cissia rubricata pseudocleophes (Miller, 1976)
 Cissia rubricata smithorum (Wind, 1946)
 “*Cissia*” *cleophes* (Godman & Salvin, 1889)¹
 “*Cissia*” *confusa* (Staudinger, 1887)¹
 “*Cissia*” *joyceae* Singer, DeVries & Ehrlich, 1983¹
 “*Cissia*” *labe* (Butler, 1870)¹
 “*Cissia*” *lesbia* (Staudinger, [1886])¹
 “*Cissia*” *maripa* Brévignon, 2005¹
 “*Cissia*” *myncea* (Cramer, 1780)¹
 “*Cissia*” *palladia* (Butler, 1867)¹
 “*Cissia*” *pseudoconfusa* (Singer, DeVries & Ehrlich, 1983)¹
 “*Cissia*” *similis* (Butler, 1867)¹
 “*Cissia*” *themis* (Butler, 1870)¹
 “*Cissia*” *terrestris* (Butler, 1867)²
 “*Cissia*” *terrestris terrestris* (Butler, 1867)²
 “*Cissia*” *terrestris* ssp. n. 1 Zacca, Casagrande & Mielke²
 “*Cissia*” *terrestris* ssp. n. 2 Zacca, Casagrande & Mielke²
 “*Cissia*” *terrestris* ssp. n. 3 Zacca, Casagrande & Mielke²
 “*Cissia*” *touloulou* Benmesbah, 2015²
- Cristalinaia Freitas, Barbosa & Zacca, 2019 (1 sp.)**
Cristalinaia vitoria Mota, Zacca & Freitas, 2019*
- Cyllopsis R. Felder, 1869 (30 spp./ 14 sspp.)**
Cyllopsis argentella (Butler & Druce, 1872)
Cyllopsis caballeroi Beutelspacher, 1982
Cyllopsis clinas (Godman & Salvin, 1889)
Cyllopsis diazi Miller, 1974
Cyllopsis dospassosi Miller, 1969

Cyllopsis emilia Chacón & Nishida, 2002
Cyllopsis gemma (Hübner, 1818)
 Cyllopsis gemma gemma (Hübner, 1818)
 Cyllopsis gemma freemani (Stallings & Turner, 1947)
Cyllopsis guatemalena Miller, 1974
Cyllopsis hedemanni R. Felder, 1869*
 Cyllopsis hedemanni hedemanni R. Felder, 1869
 Cyllopsis hedemanni tamaulipensis Miller, 1974
 Cyllopsis hedemanni vetones (Godman & Salvin, 1878)
Cyllopsis hilaria (Godman, 1901)
Cyllopsis jacquelineae Miller, 1974
Cyllopsis nayarit (Chermock, 1947)
Cyllopsis nelsoni (Godman & Salvin, 1881)
Cyllopsis pallens Miller, 1974
Cyllopsis parvimaculata Miller, 1974
Cyllopsis pephredo (Godman, 1901)
Cyllopsis perplexa Miller, 1974
Cyllopsis pertepida (Dyar, 1912)
 Cyllopsis pertepida perpepida (Dyar, 1912)
 Cyllopsis pertepida avicula (Nabokov, 1943)
 Cyllopsis pertepida dorothea (Nabokov, 1943)
 Cyllopsis pertepida intermedia Miller, 1974
 Cyllopsis pertepida maniola (Nabokov, 1943)
Cyllopsis philodice (Godman & Salvin, 1878)
Cyllopsis pseudopephredo (Chermock, 1947)
Cyllopsis pyracmon (Butler, 1867)
 Cyllopsis pyracmon pyracmon (Butler, 1867)
 Cyllopsis pyracmon henshawi (Edwards, 1876)
Cyllopsis rogersi (Godman & Salvin, 1878)
Cyllopsis schausi Miller, 1974
Cyllopsis steinhausserorum Miller, 1974
Cyllopsis suivalenoides Miller, 1974
Cyllopsis suivalens (Dyar, 1914)
 Cyllopsis suivalens suivalens (Dyar, 1914)
 Cyllopsis suivalens escalantei Miller, 1974
Cyllopsis tomemmelii Warren & Nakahara 2018
Cyllopsis wellingi Miller, 1978
Cyllopsis whiteorum Miller & Maza, 1984
Cyllopsis windi Miller, 1974

***Erichthodes* Forster, 1964 (6 spp.)**

Erichthodes antonina (C. Felder & R. Felder, 1867)*
Erichthodes arius (Weymer, 1911)
Erichthodes eremita Lamas, Willmott & Radford, 2018
Erichthodes jovita (C. Felder & R. Felder, 1867)
Erichthodes julia (Weymer, 1911)
Erichthodes narapa (Schaus, 1902)

***Euptychia* Hübner, 1818 (34 spp./ 7 sspp.)**

- Euptychia alacristata* Neild, Nakahara & Fratello, 2014
Euptychia aquila Fratello, Nakahara & Brévignon, 2015
Euptychia atlantica Nakahara & Freitas, 2017
Euptychia attenboroughi Neild, Nakahara, Fratello & Le Crom, 2015
Euptychia audacia Brévignon, Fratello & Nakahara, 2015
Euptychia bouletti (Le Cerf, 1919)
Euptychia cesarensis Pulido, Andrade, Peña & Lamas, 2011
 Euptychia cesarensis cesarensis Pulido, Andrade, Peña & Lamas, 2011
 Euptychia cesarensis obtusa Nakahara, 2015
 Euptychia cesarensis viloriai Andrade, Pulido, Peña & Lamas, 2011
Euptychia enyita Nakahara, Lamas & Willmott, 2015
Euptychia enyo Butler, 1867
Euptychia favonius Nakahara, Vega & Willmott, 2016
Euptychia fernandae Nakahara & Willmott, 2015
Euptychia fetna Butler, 1870
Euptychia granatina Nakahara, Le Crom & Hall, 2015
Euptychia hannemanni Forster, 1964
Euptychia insolata Butler & Druce, 1872
Euptychia jesia Butler, 1869
Euptychia juanjoii Le Crom, Nakahara & Lamas, 2015
Euptychia lacandona Warren & Nakahara, 2015
Euptychia marceli Brévignon, 2005
Euptychia meta Weymer, 1911
Euptychia mollina Hübner, 1818*
 Euptychia mollina mollina Hübner, 1818
 Euptychia mollina suzannae Brévignon, 2005
Euptychia mollis Staudinger, 1876
Euptychia neblina Warren & Nakahara, 2015
Euptychia neildi Brévignon, 2005
Euptychia padroni Nakahara, Lamas & Willmott, 2015
Euptychia pegasus Nakahara & Hall, 2015
Euptychia picea Butler, 1867
Euptychia pillaca Nakahara & Willmott, 2015
Euptychia roraima Nakahara, Fratello & Harvey, 2014
Euptychia rubrofasciata Miller & Miller, 1988
Euptychia rufocincta Weymer, 1911
Euptychia sophiae Zacca, Nakahara, Dolibaina & Dias, 2015
Euptychia truncata Nakahara & Hall, 2015
Euptychia westwoodi Butler, 1867
 Euptychia westwoodi westwoodi Butler, 1867
 Euptychia westwoodi muli Brévignon, 2015

***Euptychoides* Forster, 1964 (9 spp.)**

- Euptychoides albofasciata* (Hewitson, 1869)
Euptychoides castrensis (Schaus, 1902)
Euptychoides fida (Weymer, 1911)

- Euptychoides hotchikissi* (Dyar, 1913)
Euptychoides laccine (C. Felder & R. Felder, 1867)
Euptychoides nossis (Hewitson, 1862)
Euptychoides pseudosaturnus Forster, 1964
Euptychoides sanmarcos Nakahara & Lamas, 2018
Euptychoides saturnus (Butler, 1867)*
- Forsterinaria Gray, 1973 (26 spp./ 5 sspp.)**
Forsterinaria anophthalma (C. Felder & R. Felder, 1867)
Forsterinaria antje Peña & Lamas, 2005
Forsterinaria boliviana (Godman, 1905)
Forsterinaria coipa Peña & Lamas, 2005
Forsterinaria difficilis (Forster, 1964)
Forsterinaria emo Zubek, Pyrcz & Boyer, 2014
Forsterinaria enjuerma Peña & Lamas, 2005
Forsterinaria falcata Peña & Lamas, 2005
Forsterinaria guanilo Peña & Lamas, 2005
Forsterinaria hannieri Zubek & Pyrcz, 2011
Forsterinaria inornata (C. Felder & R. Felder, 1867)
 Forsterinaria inornata inornata (C. Felder & R. Felder, 1867)
 Forsterinaria inornata magdalena (Hayward, 1957)
Forsterinaria itatiaia Peña & Lamas, 2005
Forsterinaria necys (Godart, [1824])*
Forsterinaria neonympha (C. Felder & R. Felder, 1867)
Forsterinaria pallida Peña & Lamas, 2005
Forsterinaria pichita Peña & Lamas, 2005
Forsterinaria pilosa Peña & Lamas, 2005
Forsterinaria pronophila (Butler, 1867)
Forsterinaria proxima (Hayward, 1957)
Forsterinaria pseudinornata (Forster, 1964)
Forsterinaria punctata Peña & Lamas, 2005
Forsterinaria pyrczi Peña & Lamas, 2005
Forsterinaria quantius (Godart, [1824])
Forsterinaria rotunda Peña & Lamas, 2005
Forsterinaria rustica (Butler, 1868)
 Forsterinaria rustica rustica (Butler, 1868)
 Forsterinaria rustica glendita Peña & Lamas, 2015
 Forsterinaria rustica villarresi (Dognin, 1887)
Forsterinaria stella (Hayward, 1957)
- Godartiana Forster, 1964 (6 spp.)**
Godartiana amadoi Paluch, Zacca & Freitas, 2017
Godartiana armilla (Butler, 1867)
Godartiana astronesthes Lamas & Nakahara, 2018
Godartiana byses (Godart, [1824])*
Godartiana luederwaldti (Spitz, 1931)
Godartiana muscosa (Butler, 1870)
- Graphita Nakahara, Marín & Barbosa, 2016 (1 sp.)**

- Graphita griphe* (C. Felder & R. Felder, 1867)*
- Harjesia Forster, 1964 (3 spp.)**
- Harjesia argentata* Nakahara, Zacca & Lamas, 2018
- Harjesia blanda* (Möschler, 1877)*
- Harjesia obscura* (Butler, 1867)
- Hermeuptychia Forster, 1964 (13 spp./ 2 sspp.)**
- Hermeuptychia atalanta* (Butler, 1867)
- Hermeuptychia clara* Nakahara, Tan, Lamas & Willmott, 2016
- Hermeuptychia cucullina* (Weymer, 1911)
- Hermeuptychia fallax* (C. Felder & R. Felder, 1867)
- Hermeuptychia fallax fallax* (C. Felder & R. Felder, 1867)
- Hermeuptychia fallax marinha* Anken, 1994
- Hermeuptychia gisella* (Hayward, 1957)
- Hermeuptychia harmonia* (Butler, 1867)
- Hermeuptychia hermes* (Fabricius, 1775)*
- Hermeuptychia hermybius* Grishin, 2014
- Hermeuptychia intricata* Grishin, 2014
- Hermeuptychia lupita* (Reakirt, [1867])⁶
- Hermeuptychia maimoune* (Butler, 1870)
- Hermeuptychia pimpla* (C. Felder & R. Felder, 1862)
- Hermeuptychia sosybius* (Fabricius, 1793)
- Huberonympha Viloría & Costa, 2016 (1 sp.)**
- Huberonympha neildi* Viloría, Costa, Fratello & Nakahara, 2016*
- Inbio Nakahara & Espeland, 2015 (1 sp.)**
- Inbio hilara* (C. Felder & R. Felder, 1867)*
- Magneuptychia Forster, 1964 (36 spp./ 9 sspp.)**
- Magneuptychia agnata* (Schaus, 1913)
- Magneuptychia alcinoe* (C. Felder & R. Felder, 1867)
- Magneuptychia analis* (Godman, 1905)
- Magneuptychia andrei* Zacca, Casagrande & Mielke, 2017
- Magneuptychia drymo* (Schaus, 1913)
- Magneuptychia flavofascia* Zacca & Siewert, 2014
- Magneuptychia francisca* (Butler, 1870)
- Magneuptychia fugitiva* Lamas, [1997]
- Magneuptychia gera* (Hewitson, 1850)
- Magneuptychia gera gera* (Hewitson, 1850)
- Magneuptychia gera nobilis* (Weymer, 1911)
- Magneuptychia gera nortia* (Hewitson, 1862)
- Magneuptychia gomezi* (Singer, DeVries & Ehrlich, 1983)
- Magneuptychia harpyia* (C. Felder & R. Felder, 1867)
- Magneuptychia harpyia harpyia* (C. Felder & R. Felder, 1867)
- Magneuptychia harpyia batesii* (Butler, 1867)
- Magneuptychia inani* (Staudinger, [1886])
- Magneuptychia iris* (C. Felder & R. Felder, 1867)
- Magneuptychia kamel* Benmesbah & Zacca, 2018
- Magneuptychia lea* (Cramer, 1777)

- Magneuptychia lea lea* (Cramer, 1777)
Magneuptychia lea philippa (Butler, 1867)
Magneuptychia libye (Linnaeus, 1767)*
Magneuptychia lethra (Möschler, 1883)
Magneuptychia louisammour Benmesbah & Zacca, 2018
Magneuptychia metagera (Butler, 1867)
Magneuptychia mimas (Godman, 1905)
Magneuptychia moderata (Weymer, 1911)
Magneuptychia modesta (Butler, 1867)
Magneuptychia murrayae Brévignon, 2005
Magneuptychia mycalesis (Röber, 1927)
Magneuptychia nebulosa (Butler, 1867)
Magneuptychia ocnus (Butler, 1867)
Magneuptychia ocypete (Fabricius, 1776)
Magneuptychia opima (Weymer, 1911)
Magneuptychia pallega (Schaus, 1902)
Magneuptychia pax Huertas, Lamas, Fagua & Willmott, 2016
Magneuptychia probata (Weymer, 1911)
Magneuptychia segesta (Weymer, 1911)
Magneuptychia sheba Brévignon & Benmesbah, 2012
Magneuptychia tiessa (Hewitson, 1869)
Magneuptychia tricolor (Hewitson, 1850)
Magneuptychia tricolor tricolor (Hewitson, 1850)
Magneuptychia tricolor fulgora (Butler, 1869)
Magneuptychia trinitensis Brévignon & Benmesbah, 2012
- Megeuptychia* Forster, 1964 (3 spp.)**
Megeuptychia antonoe (Cramer, 1775)*
Megeuptychia monopunctata Willmott & Hall, 1995
Megeuptychia souadae Benmesbah, 2015
- Megisto* Hübner, [1819] (2 spp/ 2 sspp.)**
Megisto cymela (Cramer, 1777)*
- Megisto cymela cymela* (Cramer, 1777)
Megisto cymela viola (Maynard, 1891)
“*Megisto*” *pellonia* (Godman, 1901)
- Moneuptychia* Forster, 1964 (8 spp.)**
Moneuptychia giffordi Freitas, Emery & Mielke, 2010
Moneuptychia itapeva Freitas, 2007
Moneuptychia melchiades (Butler, 1877)
Moneuptychia montana Freitas, 2015
Moneuptychia pervagata Freitas, Siewert & Mielke, 2015
Moneuptychia soter (Butler, 1877)*
Moneuptychia vitellina Freitas & Barbosa, 2015
Moneuptychia wahlbergi Freitas, Barbosa, Siewert & Mielke, 2015
- Neonympha* Hübner, 1818 (3 spp./ 5 sspp.)**
Neonympha areolatus (Smith, 1797)

- Neonympha helicta* (Hübner, [1808])*
Neonympha helicta helicta (Hübner, [1808])
Neonympha helicta dadeensis Gatrell, 1999
Neonympha helicta septentrionalis Davis, 1924
Neonympha mitchellii French, 1889
Neonympha mitchellii mitchellii French, 1889
Neonympha mitchellii francisci Parshall & Kral, 1989
- Nhambikuara Freitas, Barbosa & Zacca, 2018 (2 spp.)**
Nhambikuara cerradensis Freitas, Barbosa & Zacca, 2018*
Nhambikuara mima (Butler, 1867)
- Optimandes Marín, Nakahara & Willmott, 2019 (2 spp./ 2sspp.)**
Optimandes eugenia (C. Felder & R. Felder, 1867)*
Optimandes eugenia eugenia (C. Felder & R. Felder, 1867)
Optimandes eugenia transversa (Weymer, 1911)
Optimandes mocha Willmott, Hall & Lamas, 2019
- Orotaygetis Nakahara & Zacca, 2018 (1 sp.)**
Orotaygetis surui Nakahara, Zacca & Lamas, 2018*
- Paleonympha Butler, 1871 (1 sp.)**
Paleonympha opalina Butler, 1871*
- Paramacera Butler, 1868 (4 spp./ 2 sspp.)**
Paramacera allyni Miller, 1972
Paramacera chinanteca Miller, 1972
Paramacera copiosa Miller, 1972
Paramacera xicaque (Reakirt, [1867])*
Paramacera xicaque xicaque (Reakirt, [1867])
Paramacera xicaque rubrosuffusa Miller, 1972
- Parataygetis Forster, 1964 (2 spp.)**
Parataygetis albinotata (Butler, 1867)*
Parataygetis lineata (Godman & Salvin, 1880)
- Pareuptychia Forster, 1964 (9 spp./ 4 sspp.)**
Pareuptychia binocula (Butler, 1869)
Pareuptychia difficilis (Forster, 1964)
Pareuptychia hervei Brévignon, 2005
Pareuptychia hesionides Forster, 1964
Pareuptychia hesionides hesionides Forster, 1964
Pareuptychia hesionides deviae Brévignon, 2005
Pareuptychia lydia (Cramer, 1777)
Pareuptychia metaleuca (Boisduval, 1870)
Pareuptychia milleri Nakahara, Marín & Neild, 2016
Pareuptychia ocirrhoe (Fabricius, 1776)*
Pareuptychia ocirrhoe ocirrhoe (Fabricius, 1776)
Pareuptychia ocirrhoe interjecta (d'Almeida, 1952)
Pareuptychia summandosa (Gosse, 1880)
- Paryphthimoides Forster, 1964 (12 spp./ 2 sspp.)**
Paryphthimoides sp. 1 Zacca, Casagrande, Huertas & Nakahara ²
Paryphthimoides sp. 2 Zacca, Casagrande, Checa & Willmott ²

- Paryphthimoides* sp. 3 Brévignon ²
Paryphthimoides poltys (Prittwitz, 1865)*
 Paryphthimoides poltys poltys (Prittwitz, 1865)
 Paryphthimoides poltys numilia (C. Felder & R. Felder, 1867) ²
Paryphthimoides vestigiata (Butler, 1867)
 “*Paryphthimoides*” *undulata* (Butler, 1867) ²
 “*Paryphthimoides*” *grimon* (Godart, [1824]) ²
 “*Paryphthimoides*” *argulus* (Godart, [1824]) ²
 “*Paryphthimoides*” *difficilis* (Forster, 1964) ²
 “*Paryphthimoides*” *numeria* (C. Felder & R. Felder, 1867) ²
 “*Paryphthimoides*” *melobosis* (Capronnier, 1874) ²
 “*Paryphthimoides*” *sylvina* (C. Felder & R. Felder, 1867) ²
- Pharneuptychia* Forster, 1964 (7 spp.)**
Pharneuptychia estoraquensis Henao & Meneses, 2018
Pharneuptychia haywardiana Lamas, 2010
Pharneuptychia phares (Godart, [1824])*
Pharneuptychia pharnabazos (Bryk, 1953)
Pharneuptychia pharnaces (Weymer, 1911)
Pharneuptychia romanina (Bryk, 1953)
Pharneuptychia innocentia (C. Felder & R. Felder, 1867)³
- Pindis* R. Felder, 1869 (1 sp.)**
Pindis squamistriga R. Felder, 1869*
- Posttaygetis* Forster, 1964 (1 sp.)**
Posttaygetis penelea (Cramer, 1777)*
- Prenda* Freitas & Mielke, 2011 (1 sp.)**
Prenda clarissa Freitas & Mielke, 2011*
- Pseudeuptychia* Forster, 1964 (3 spp./ 2 sspp.)**
Pseudeuptychia cuzquenya Nakahara & Lamas, 2018
Pseudeuptychia hemileuca (Staudinger, [1886])
Pseudeuptychia languida (Butler, 1871)*
 Pseudeuptychia languida languida (Butler, 1871)
 Pseudeuptychia languida austrina Nakahara & Lamas, 2018
- Pseudodebis* Forster, 1964 (8 spp.)**
Pseudodebis celia (Cramer, 1779)
Pseudodebis dubiosa Forster, 1964
Pseudodebis euptychidia (Butler, 1868)
Pseudodebis marpessa (Hewitson, 1862)
Pseudodebis puritana (Weeks, 1902)
Pseudodebis valentina (Cramer, 1779)*
Pseudodebis vrazi (Kheil, 1896)
Pseudodebis zimri (Butler, 1869)
- Rareuptychia* Forster, 1964 (1 sp.)**
Rareuptychia clio (Weymer, 1911)*
- Satyrotaygetis* Forster, 1964 (1 sp.)**
Satyrotaygetis satyrina (Bates, 1865)*
- Sepona* Freitas & Barbosa, 2016 (1 sp.)**

- Sepona punctata* (Weymer, 1911)*
- Splendeuptychia* Forster, 1964 (26 spp.)**
- Splendeuptychia ackeryi* Huertas, Ríos & Le Crom, 2009
- Splendeuptychia ambra* (Weymer, [1911])
- Splendeuptychia ashna* (Hewitson, 1869)*
- Splendeuptychia aurigera* (Weymer, [1911])
- Splendeuptychia boliviensis* Forster, 1964
- Splendeuptychia clementia* (Butler, 1877)
- Splendeuptychia clorimena* (Stoll, 1790)
- Splendeuptychia cosmophila* (Hübner, 1823)
- Splendeuptychia doxes* (Godart, [1824])
- Splendeuptychia furina* (Hewitson, 1862)
- Splendeuptychia hygina* (Butler, 1877)
- Splendeuptychia itonis* (Hewitson, 1862)
- Splendeuptychia jadea* Brévignon & Benmesbah, 2012
- Splendeuptychia junonia* (Butler, 1867)
- Splendeuptychia kendalli* Miller, 1976
- Splendeuptychia latia* (Butler, 1867)
- Splendeuptychia libitina* (Butler, 1870)
- Splendeuptychia mercedes* Huertas, 2011
- Splendeuptychia pagyris* (Godart, [1824])
- Splendeuptychia purusana* (Aurivillius, 1929)
- Splendeuptychia quadrina* (Butler, 1869)
- Splendeuptychia salvini* (Butler, 1867)
- Splendeuptychia telesphora* (Butler, 1877)
- Splendeuptychia toynei* Willmott & Hall, 1995
- Splendeuptychia triangula* (Aurivillius, 1929)
- Splendeuptychia zischkai* Forster, 1964
- Stegosatyris* Zacca, Mielke & Pyrcz, 2013 (4 spp.)**
- Stegosatyris hemiclara* Pyrcz, Boyer & Zacca, 2013
- Stegosatyris imbrialis* (Weeks, 1901)
- Stegosatyris ocelloides* (Schaus, 1902)
- Stegosatyris periphas* (Godart, [1824])*
- Stevenaria* Viloría, Costa, Neild & Nakahara, 2016 (3 spp.)**
- Stevenaria divergens* (Butler, 1867)
- Stevenaria nakaharai* Viloría, Costa, Fratello & Neild, 2016
- Stevenaria yutajensis* Viloría & Costa, 2016*
- Taydebis* Freitas, 2003 (1 sp.)**
- Taydebis peculiaris* (Butler, 1874)*
- Taygetina* Forster, 1964 (5 spp.)**
- Taygetina banghaasi* (Weymer, 1910)*
- Taygetina kerea* (Butler, 1869)
- Taygetina oreba* (Butler, 1870)
- Taygetina peribaea* (Godman & Salvin, 1880)
- Taygetina weymeri* (Draudt, 1912)
- Taygetis* Hübner, [1819] (30 spp./ 10 sspp.)**

Taygetis acuta Weymer, 1910
Taygetis angulosa Weymer, 1907
Taygetis asterie Weymer, 1910
Taygetis chiquitana Forster, 1964
Taygetis chrysogone Doubleday, [1849]
Taygetis cleopatra C. Felder & R. Felder, 1867
Taygetis drogoni Siewert, Zacca, Dias & Freitas, 2013
Taygetis echo (Cramer, 1775)

Taygetis echo echo (Cramer, 1775)
Taygetis echo koepcke Forster, 1964
Taygetis echo velutina Staudinger, [1887]

Taygetis elegia Weymer, 1910
Taygetis fulginia d'Almeida, 1922
Taygetis inambari Miller & Lamas, 1999
Taygetis inconspicua Draudt, 1931
Taygetis kharisma Brévignon & Benmesbah, 2011
Taygetis laches (Fabricius, 1793)

Taygetis laches laches (Fabricius, 1793)
Taygetis laches marginata Staudinger, [1887]

Taygetis larua C. Felder & R. Felder, 1867
Taygetis leuctra Butler, 1870
Taygetis mermeria (Cramer, 1776)

Taygetis mermeria mermeria (Cramer, 1776)
Taygetis mermeria excavata Butler, 1868
Taygetis mermeria griseomarginata Miller, 1978

Taygetis oyapock Brévignon, 2007
Taygetis rectifascia Weymer, 1907
Taygetis rufomarginata Staudinger, 1888
Taygetis rufomarginata rufomarginata Staudinger, 1888
Taygetis rufomarginata tapulunmi Brévignon, 2005

Taygetis servius Weymer, 1910
Taygetis sosis Hopffer, 1874
Taygetis sylvia Bates, 1866
Taygetis thamyra (Cramer, 1779)
Taygetis tripunctata Weymer, 1907
Taygetis uncinata Weymer, 1907
Taygetis uzza Butler, 1869
Taygetis virgilia (Cramer, 1776)*
Taygetis zippora Butler, 1869
Taygetis ypthima Hübner, [1821]

***Ypthimoides* Forster, 1964 (27 spp./ 3 sspp.)**
Ypthimoides acmenis (Hübner, 1823)
Ypthimoides affinis (Butler, 1867)

Ypthimoides angularis (Butler, 1867)
Ypthimoides argyrospila (Butler, 1867)
Ypthimoides bella Barbosa & Freitas, 2015
Ypthimoides blanquita Barbosa, Marín & Freitas, 2017
Ypthimoides borasta (Schaus, 1902)
Ypthimoides celmis (Godart, [1824])
Ypthimoides cipoensis Freitas, 2004
Ypthimoides eriphule (Butler, 1867)
Ypthimoides gabriela Barbosa, Freitas & Paluch, 2015
Ypthimoides iserhardi Freitas & Barbosa, 2015
Ypthimoides leguialimai (Dyar, 1913)
Ypthimoides maepius (Godart, [1824])
 Ypthimoides maepius maepius (Godart, [1824])
 Ypthimoides maepius guenzeli Anken, 1994
 Ypthimoides maepius perfuscata (Butler, 1868)
Ypthimoides manasses (C. Felder & R. Felder, 1867)
Ypthimoides mimula (Hayward, 1954)
Ypthimoides mythra (Weymer, 1911)
Ypthimoides nareta Barbosa & Freitas, 2017
Ypthimoides neomaenas (Hayward, 1967)
Ypthimoides ochracea (Butler, 1867)
Ypthimoides ordinaria Freitas, Kaminski & Mielke, 2012
Ypthimoides pacta (Weymer, 1911)
Ypthimoides patricia (Hayward, 1957)
Ypthimoides renata (Stoll, 1780)
Ypthimoides straminea (Butler, 1867)
Ypthimoides viviana (Romieux, 1927)
Ypthimoides ypthima (C. Felder & R. Felder, 1867)*
Zischkaia Forster, 1964 (3 spp.)
 Zischkaia amalda (Weymer, 1911)
 Zischkaia pacarus (Godart, [1824])*
 Zischkaia saundersii (Butler, 1867)⁴
Incertae sedis (2 spp.)
 Euptychia insignis Butler, 1867⁵
 Euptychia ordinata Weymer, 1911⁵

NOTES:

* Type species of the genus.

¹ Zacca *et al.*, (2018). Systematics of the butterfly genus *Cissia* Doubleday, 1848 (Lepidoptera: Nymphalidae, Satyrinae) using an integrative approach

² Zacca *et al.*, (submitted). Systematics of the Neotropical butterfly genus *Parypthimoides* Forster, 1964 (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae), with descriptions of seven new taxa.

³ Freitas *et al.*, (in prep.)

⁴ Nakahara, S., Zacca, T., Dias, F. S. M., Dolibaina, D. R., Xiao, L., Espeland, M., Casagrande, M. M., Mileke, O. H. H., Lamas, G., Huertas, B., Kleckner, K. G., Willmott, K. R. Documenting diversity of the poorly known Neotropical butterfly genus *Zischkaia* Forster, 1964 (Lepidoptera:

Nymphalidae: Satyrinae): description of nine new species. European Journal of Taxonomy, in review

⁵ Barbosa *et al.*, (in prep.)

⁶ This species appears as *Hermeuptychia* in Warren *et al.*, (2019), however, this taxonomic change has not yet been formalized. Warren *et al.*, (2019) Butterflies of America – Nymphalidae

⁷ A new genus, acc. to Vilorio & Luis, MS

Presentación libro Mariposas de Argentina

Juan Klimaitis¹; Ezequiel Núñez Bustos¹; Cristian Klimaitis¹; Roberto Güller¹

¹MACN – Museo Argentino de Ciencias Naturales
argentinebutterflies@hotmail.com

Resumen

La presente obra es el primer trabajo abarcativo de todas las especies de mariposas de la Argentina, descubiertas a la fecha, publicado en nuestro medio. Es la primera obra en Sudamérica (luego del libro mariposas de Chile), con criterio de guía de campo, que incluye la casi totalidad inventariada de especies de un país, que propende a la divulgación científica de los lepidópteros diurnos. Sobre cerca de 1300 especies determinadas para Argentina, se describen e ilustran 1200, mencionándose el resto en razón de no haberse hallado material en el país y museos extranjeros, pero sí existiendo citas. Toda la obra se encuentra en edición bilingüe (español-inglés), facilitando de tal manera el contacto directo e interpretación, con público anglosajón o manejo de idioma inglés. Para la identificación de varias especies, se ha contado con la colaboración de especialistas de varios países del mundo entero, resultando un aval incuestionable en cuanto a la idoneidad del contenido científico de la obra. Fueron revisadas variadas colecciones pertenecientes a museos argentinos, entre ellos los de La Plata (MLP), Instituto Miguel Lillo (IML) y el de Buenos Aires (MACN). Los mapas de distribución por especie, representan una novedad original, nunca antes sugeridas en obras sobre mariposas. De tal modo, el lector puede apreciar fácilmente, el rango geográfico correspondiente a cada especie. La obra es prologada por dos grandes exponentes científicos en el mundo de los lepidópteros, los doctores Olaf Hermann Hendrik Mielke (Universidad de Curitiba, Brasil) y Arthur M. Shapiro (Universidad de Davis, California, EUA).

Las mariposas diurnas colombianas en el contexto del conflicto armado: Un análisis preliminar

Indiana Cristóbal Ríos-Málaver¹

¹Laboratorio de Biología de Organismos, Centro de Ecología (IVIC) Venezuela. Laboratorio de Entomología, Programa de Biología. Universidad de Caldas, Manizales.

[<cristomelidae@gmail.com>](mailto:cristomelidae@gmail.com)

Resumen

Se exploró de manera preliminar el número de estudios sobre mariposas diurnas en zonas del conflicto armado en Colombia, sintetizando la información obtenida a través de 110 fuentes de información distribuidas en las diferentes regiones en 29 departamentos. Adicionalmente se comentan las potenciales amenazas derivadas del conflicto armado sobre las poblaciones de mariposas y sus paisajes naturales. También se describen algunos estudios recientes sobre mariposas diurnas en los diferentes tipos de paisajes, influenciados por el conflicto.

Introducción

La compleja realidad social y ambiental originada por el conflicto armado en Colombia, ha producido el aislamiento de algunas regiones donde el conocimiento sobre su biodiversidad asociada es escaso o nulo (Arbeláez-Cortez 2015). La biodiversidad de mariposas de Colombia es célebremente reconocida por sus más de 3.274 especies, de las cuales aproximadamente 350 se consideran endémicas (Andrade-C 2011) y cuyas estimaciones de riqueza a nivel nacional podrían superar incluso las 4.000. Sin embargo, esta amplia riqueza de especies de mariposas esta constantemente amenazada debido a la transformación de los bosques naturales por la deforestación extensiva, la fragmentación del hábitat, el aumento de la frontera agrícola y ganadera, la siembra de cultivos ilícitos, la contaminación de las fuentes hídricas, la minería ilegal, los proyectos de infraestructura, los cambios regionales en el clima y la baja presencia del Estado en muchas regiones (Rodríguez, Armenteras, Morales & Romero 2006; Andrade-C 2011; Armenteras, Rodríguez, Retana & Morales 2011).

El conflicto armado, ha traído consigo la proliferación de cultivos ilícitos especialmente de coca, los cuales se han incrementado aceleradamente en los últimos 20 años en Perú, Bolivia y Colombia, desplazando más de 2,4 millones de hectáreas de bosque tropical (Rudas *et al* 2007, SIMCI 2018). Esta actividad se ha convertido en una de las más significativas amenazas para las zonas montañosas en la región Andina y las tierras bajas adyacentes a la Amazonía y el Chocó Biogeográfico, regiones que contienen áreas de alta complejidad ecológica y ricas en biodiversidad (Rudas *et al* 2007, SIMCI 2018). Otros cultivos ilícitos como los de amapola y marihuana se han establecido en paisajes de montaña especialmente en los departamentos del Huila, Nariño y

Putumayo (Rodríguez, Armenteras, Morales & Romero 2006; Morales *et al* 2007) afectando de manera directa los diferentes tipos de vegetación natural en estas regiones. Recientemente, algunos estudios han discutido la relación entre el conflicto armado en Colombia y sus repercusiones y relaciones con la biodiversidad (Fjeldsa *et al* 2015, Tono 2015; Arbeláez-Cortés 2015, Clerici *et al* 2018). Las problemáticas derivadas del conflicto armado, han limitado el acceso al territorio, reduciendo la posibilidad de hacer investigación formal, verdadera y verificable en gran parte del país, especialmente en los municipios con mayor intensidad de los conflictos violentos, lo cual puede explicar la disminución en las presiones sobre los bosques naturales debido al desplazamiento de la población y la recesión de las actividades productivas en las zonas rurales (Rudas *et al* 2007). A pesar de esto, el número de investigaciones en biodiversidad en zonas del conflicto en Colombia, ha aumentado de manera significativa en años recientes, a través de iniciativas como Colombia-Bio del Instituto Humboldt en diferentes regiones del territorio nacional y la expedición Caldas Siglo XXI de la Universidad de Caldas en el PNN Selva de Florencia

Actualmente la deforestación en los bosques naturales preservados en medio del conflicto armado, dejó de ser una amenaza para convertirse en una realidad después la firma de los acuerdos de paz. Más específicamente para el caso de especies de mariposas diurnas, Clerici *et al* (2018) señalan la pérdida de conexión entre la Cordillera Andina y la Amazonía en el suroriente de Colombia en el departamento del Putumayo, como una amenaza latente en una zona de alto flujo genético a gran escala e intercambio de biodiversidad, lo cual se evidencia en la hibridación entre las especies Andinas *Heliconius melpomene bellula* y *H. erato dignus* con sus respectivas especies conespecíficas *H. melpomene malleti* y *H. erato lativitta*. Esta región de Colombia contiene una altísima riqueza en especies Andino-Amazónicas y es considerada como una de las más biodiversas en especies de mariposas (Salazar 1995, Vélez-Estrada & Ríos-Málaver 2018). Dentro de las afectaciones directas de conflicto armado en Colombia a los entornos naturales, también se destaca la contaminación de las fuentes de agua superficial producto del procesamiento de alcaloides, el ataque a oleoductos y el aislamiento de áreas de interés para el estudio de la biodiversidad por la presencia de minas antipersona.

Debido a la ausencia de publicaciones que describan la presencia y relación de estudios de mariposas diurnas en las diferentes regiones afectadas por el conflicto armado en Colombia, a continuación, se sintetiza y describe de manera preliminar la información disponible sobre estudios de mariposas colombianas en el contexto del conflicto armado, a través de la revisión de 110 fuentes de información contenida en publicaciones científicas como inventarios de diversidad y revisiones taxonómicas, además de informes técnicos y trabajos de grado de pregrado y posgrado.

Metodología

Se compilaron las fuentes de información disponibles que considerarán a las mariposas diurnas como objeto de estudio en las zonas afectadas por el conflicto armado en Colombia. Se tabularon los datos de procedencia de cada fuente de información, teniendo en cuenta cada región biogeográfica y departamento en términos político-administrativos. Adicionalmente se catalogaron de manera general los diferentes tipos de paisaje donde se realizó cada estudio de mariposas de la siguiente manera: Tierras bajas húmedas (0-1000m), Tierras bajas secas (0-1000m), Bosque Premontano (1200-1800), Bosque Montano (2000-2500m) y Alta Montaña (2600-3800m). Por último, se identificaron las principales problemáticas ambientales (presencia de grupos armados, cultivos ilícitos, pérdida de hábitat por actividades agrícolas o tala ilegal, minería y contaminación de fuentes hídricas) donde se asignó un porcentaje aproximado según la relación de afectación asociada a cada tipo de paisaje y región referida a los estudios con mariposas y teniendo en cuenta como referentes las revisiones a nivel de cada formación vegetal natural en Colombia según: (Rodríguez, Armenteras, Morales & Romero 2006, Rudas *et al* 2007, Armenteras, Rodríguez, Retana & Morales 2007, Armenteras, Rodríguez, Retana & Morales 2011 y Pizano & García 2014). También se tuvieron en cuenta los datos contenidos en los informes técnicos del Sistema Integrado de Monitoreo de Cultivos Ilícitos de la oficina de las Naciones Unidas Contra la Droga (SIMCI 2009, 2014, 2018).

Resultados preliminares

Se encontraron 110 referencias sobre mariposas diurnas en 29 departamentos afectados por el conflicto armado, lo cual representa el 80% de los departamentos de Colombia. De los 29 departamentos, a nivel de regiones, se encontró que la región Andina contiene el mayor número de referencias sobre mariposas diurnas en zonas del conflicto con el 48.7 % del total de las referencias revisadas, seguida por la región Caribe con un 19.2% y la región del Chocó Biogeográfico con 15.3% (Fig 1). Las regiones de la Amazonía y Orinoquía estuvieron menos representadas con el 14.1 y 12.8 % respectivamente.

Para los 29 departamentos evaluados, se encontró que Antioquia contiene el mayor número de referencias sobre mariposas en zonas de influencia del conflicto armado con el 16.1% seguido por los departamentos del Chocó, Valle del Cauca y Meta con el 15.3, 11.6 y 10.2% respectivamente (Fig 2). Los departamentos de Boyacá y Cundinamarca estuvieron representados por el 8.2%, mientras que para Santander, Putumayo y Cauca se contó con un 7.6% del porcentaje de representatividad de estudios de mariposas en zonas de conflicto en los municipios de estas zonas. Algunos departamentos de la región Caribe como Magdalena y Cesar, junto con otras de la región Andina como Cauca, Putumayo y Caldas, estuvieron representados por el 6.4%. Con un 3.8% se encontraron los departamentos de Amazonas, Risaralda, Caquetá, Guaviare, Sucre y Tolima. Departamentos como Casanare, Bolívar, Vaupés, Huila y Córdoba contienen pocas referencias,

representadas por apenas el 2.5%. Por último el departamento de Guainía contó únicamente con un 1.2% de representatividad en referencias sobre mariposas (Fig 2). Los siguientes porcentajes deben interpretarse como preliminares, ya que existen limitaciones de acceso sobre potenciales referencias adicionales como informes técnicos institucionales no publicados en las diferentes regiones y departamentos, lo cual podría modificar los porcentajes de representación en los departamentos aquí mencionados.

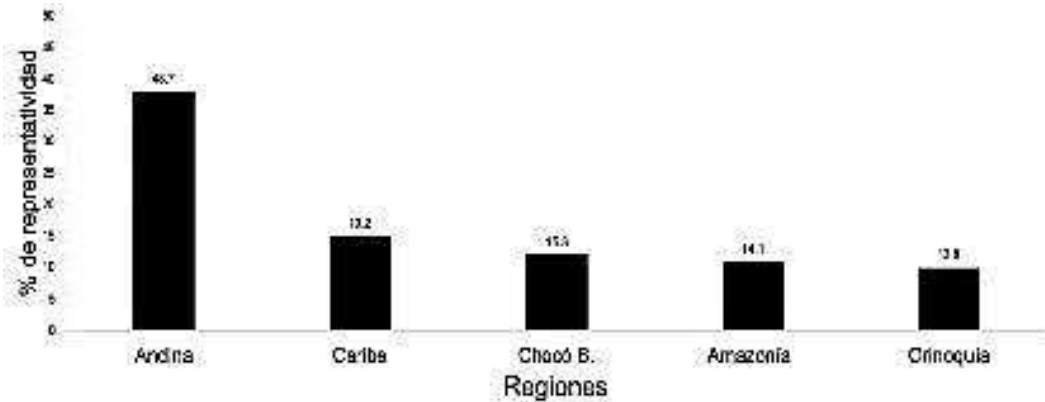


Figura 1. Representatividad de estudios de mariposas diurnas en las diferentes regiones con influencia de conflictos armados y ambientales.

Para los 29 departamentos evaluados, se encontró que Antioquia contiene el mayor número de referencias sobre mariposas en zonas de influencia del conflicto armado con el 16.1% seguido por los departamentos del Chocó, Valle del Cauca y Meta con el 15.3, 11.6 y 10.2% respectivamente (Fig 2). Los departamentos de Boyacá y Cundinamarca estuvieron representados por el 8.2%, mientras que para Santander, Putumayo y Cauca se contó con un 7.6% del porcentaje de representatividad de estudios de mariposas en zonas de conflicto en los municipios de estas zonas. Algunos departamentos de la región Caribe como Magdalena y Cesar, junto con otras de la región Andina como Cauca, Putumayo y Caldas, estuvieron representados por el 6.4%. Con un 3.8% se encontraron los departamentos de Amazonas, Risaralda, Caquetá, Guaviare, Sucre y Tolima. Departamentos como Casanare, Bolívar, Vaupés, Huila y Córdoba contienen pocas referencias, representadas por apenas el 2.5%. Por último el departamento de Guainía contó únicamente con un 1.2% de representatividad en referencias sobre mariposas (Fig 2). Los siguientes porcentajes deben interpretarse como preliminares, ya que existen limitaciones de acceso sobre potenciales referencias adicionales como informes técnicos institucionales no publicados en las diferentes regiones y departamentos, lo cual podría modificar los porcentajes de representación en los departamentos aquí mencionados.

colombianas, sin embargo, actualmente el conflicto armado y la proliferación de cultivos ilícitos siguen obstaculizando la prospección científica de los bosques en esta zona.

Tierras bajas secas: En Colombia, actualmente existen más de 20 referencias que tratan estudios sobre comunidades y poblacionales de mariposas en paisajes secos en las regiones Andina, Caribe y la Orinoquía. Para el departamento de Santander, en la Mesa de los Santos, Casas-Pinilla *et al* (2107) citan 121 especies en 85 géneros, donde se dan a conocer nuevos datos sobre la distribución de *Ypthimoides blanquita*, una especie recientemente descrita en Colombia conocida en zonas de bosque seco (Barbosa *et al* 2016). Recientemente, Henao-Bañol & Meneces-Moreno (2018) describieron *Pharneuptychia estoraquensis* del área natural única de los Estoraques en la provincia de Ocaña, Norte de Santander una zona conocida por la presencia de grupo armados. Para la región Caribe en un fragmento de bosque seco de los Montes de María en el departamento de Sucre, Mercado-Gómez *et al* (2018) encontraron 55 especies distribuidas en 44 géneros, resaltando la diversidad de mariposas del bosque seco para evaluar el efecto de las transformaciones antrópicas en la región. Para la Orinoquía Colombiana, Gantiva-Quinero & Andrade-C (2019) han compilado información para 1159 especies y 461 subespecies pertenecientes a las 6 familias de mariposas, de las cuales muy seguramente un porcentaje importante habitan los paisajes de bosque seco de esta región. Estas formaciones vegetales en Colombia, han sido afectadas especialmente por la deforestación y la contaminación y pérdida de las fuentes hídricas impulsada por las actividades agrícolas (Fig 3), interrumpiendo la conectividad estructural entre fragmentos, por lo cual son susceptibles a la desertificación, (Pizano & García 2014). Por esta razón, es importante dirigir estudios que permitan identificar grupos típicos y especies propias de estos paisajes para evaluar y predecir la posible pérdida de las mismas ante escenarios del cambio climático y la transformación del Bst.

Bosques premontanos: La mayor parte de este paisaje en Colombia se encuentra en la región Andina, y corresponde a zonas donde las actividades agrícolas han transformado drásticamente los bosques naturales (Fig 3), especialmente en la región cafetera (Rodríguez *et al* 2006, Rudas *et al* 2007). Para una zona de bosque premontano en Tulúa Valle del Cauca, Gaviria-Ortíz & Henao detectaron una alta riqueza de mariposas, con 305 especies y 185 géneros en una zona influenciada por grupos armados en el Valle del Cauca. Para la Cordillera Central, Ríos-Málaver (2016) reportó 126 especies de mariposas, para una zona del cañón del río Calles en el PNN Las Orquídeas en Urrao, Antioquia, destacando la presencia de especies de mariposas endémicas de la región del Chocó Biogeográfico, y algunas potencialmente nuevas para la ciencia en el grupo Euptychiina. En este mismo informe, se citan más de 230 especies para los bosques subandinos del PNN Selva de Florencia, destacando la presencia de algunas posibles nuevas especies en Satyrinae, y el registro de especies consideradas como raras, dentro de ellas *Catoblepia orgetorix* ssp. y *Opoptera aorsa* ssp. Además del nuevo registro de distribución para *Polygrapha cyanea silvaorum*, para el Magdalena Medio caldense, subespecie que se conocida en Colombia, únicamente en la región del Pacífico. Estas áreas protegidas han sido históricamente afectadas por el conflicto armado, a través

de la presencia de cultivos ilícitos y minas antipersona en algunas de sus zonas, lo cual obstaculizó por muchos años su exploración. Para la Serranía del Perijá, Pulido-B & Andrade-C (2010) reportaron 465 especies de mariposas, donde posteriormente, Pulido *et al* (2011) describieron a *Euptychia cesarensis* propia de los paisajes premontanos en esta zona montañosa del departamento del Cesar, afectada por la deforestación y los grupos armados. La fauna de mariposas en los bosques de la Serranía de San Lucas al norte de la Cordillera Central, sigue siendo desconocida, al igual que los diferentes grupos biológicos (Rodríguez *et al* 2006). Estos paisajes han sido altamente modificados por los procesos de deforestación (Fig 3) y contienen especies de mariposas como *Prepona praeneste* y *P. weneri*, (Nymphalidae: Charaxinae) consideradas como vulnerables a la extinción y *Pterourus euterpinus* (Papilionidae) en categoría de peligro de extinción Colombia (Constantino 2007).

Bosques montanos: Estos paisajes se distribuyen especialmente en la región Andina y la Sierra Nevada de Santa Marta y cuentan apenas con el 12.98% de su cobertura original natural en los Andes. Las principales amenazas para las mariposas en este ecosistema, pueden estar relacionadas a la fragmentación del hábitat por la tala ilegal, cultivos ilícitos, las actividades agrícolas y la minería (Fig 3). Contienen bosques nublados ricos en especies del grupo (Satyrinae: Pronophilina) con numerosas especies endémicas y nuevas para la ciencia en Colombia (Pyrz & Rodríguez 2007). Recientemente Marín *et al* (2015) y Marín *et al* (2017) estudiaron la diversidad genética y espacial de 39 especies y 16 géneros de Satyrinae montanos en zonas altas del departamento de Antioquia, donde destacan la importancia del uso de códigos de barras genéticos para aplicaciones ecológicas, taxonómicas y para evaluar las consecuencias genéticas en los cambios ambientales. Para los bosques montanos en la Sierra Nevada de Santa Marta Prieto (2011) describió una nueva especie de Lycaenidae *Micandra stephanieae* en los bosques montanos de la Sierra Nevada de Santa Marta. Más recientemente y para esta misma región, Ochoa *et al* (2018) describieron los patrones poblacionales de *Morpho rhodopteron*, una especie endémica de la Sierra Nevada de Santa Marta y catalogada en peligro de extinción (Constantino 2007). Para los bosques montanos del PNN Tatamá, (Lopez 2017) describió los patrones de diversidad para 65 especies de mariposas frugívoras en diferentes tipos de hábitat. La especie *Pterourus cacicus* también es considerada como una especie rara y en peligro de extinción por la expansión de la frontera agrícola y la pérdida de hábitat (Constantino 2007). Para los bosques montanos de la Sierra Nevada de Santa Marta, se destaca a *Lymanopoda caeruleata* como una mariposa endémica de esta zona y vulnerable a la extinción ocasionada por la pérdida de su hábitat debido a la deforestación y los cultivos ilícitos (Constantino 2007). La mayor riqueza de especies del género *Elzunia*, en Colombia, también habitan en estos paisajes, especialmente en los que están mejor conservados, y amenazados por la deforestación, por lo cual a futuro se debería considerar ubicarlas en alguna categoría de vulnerabilidad.

Alta Montaña: En las zonas de alta montaña y páramo, se concentran gran cantidad de especies de mariposas endémicas y potencialmente nuevas para la ciencia en Colombia. Los procesos de

tala, roza y quema con fines agrícolas (Fig 3), han afectado no solamente la cobertura vegetal de estos paisajes, si no también la permanencia de las corrientes de agua que nacen en los diferentes complejos de páramos en Colombia (Morales et al 2007). Los cultivos ilícitos de amapola, también han afectado las partes altas de las montañas andinas en Colombia, aunque en áreas no muy extensas (Morales et al 2007). En el departamento de Antioquia el páramo de Belmira, Pycrz et al (2016) describieron algunas nuevas especies de satirínos de alta montaña, como: *Lymanopoda casneri*, *Pedaliodes nutabe* y *Panyepedaliodes rojasi*. Adicionalmente para esta misma región, el estudio de Álvarez-Hincapié et al (2018) presenta la revisión y comparación de los listados de Pronophilina en Colombia, destacando la presencia en esta zona de 50 especies de Pronophilina donde se incluyen especies de distribución restringida en Colombia, confirmando la importancia de esta zona como un importante centro de endemismo y un componente clave para la conservación de las mariposas altoandinas colombianas. Para los complejos de páramos del Almorzadero, Santurbán y Tamá al Nororiente de Colombia Olarte-Quiñonez et al (2016), describieron la diversidad de mariposas y su relación con los paisajes altoandinos, donde se reportaron 69 especies en 40 géneros propios de zonas altoandinas, donde se incluyen potenciales nuevas especies del género *Neopedaliodes* y el registro más norteño conocido en la Cordillera Oriental para *Lymanopoda mirabilis*. Dentro de los descubrimientos recientes en mariposas de paisajes de alta montaña, se destaca la descripción de *Lymanopoda flamigera* (Pycrz, Prieto, Boyer & Brudecka 2018) una maravillosa e inusual especie de Pronophilina de color amarillo naranja, descubierta en el páramo de Las Domínguez en el valle de Cauca, una zona con presencia de grupos armados. Estas zonas de vida, también contienen especies de mariposas como *Lymanopoda paramera*, catalogada en peligro crítico en la Serranía de Perijá y *Arhuaco ica* endémica y catalogada como vulnerable en las partes altas de la Sierra Nevada de Santa Marta (Constantino 2007).

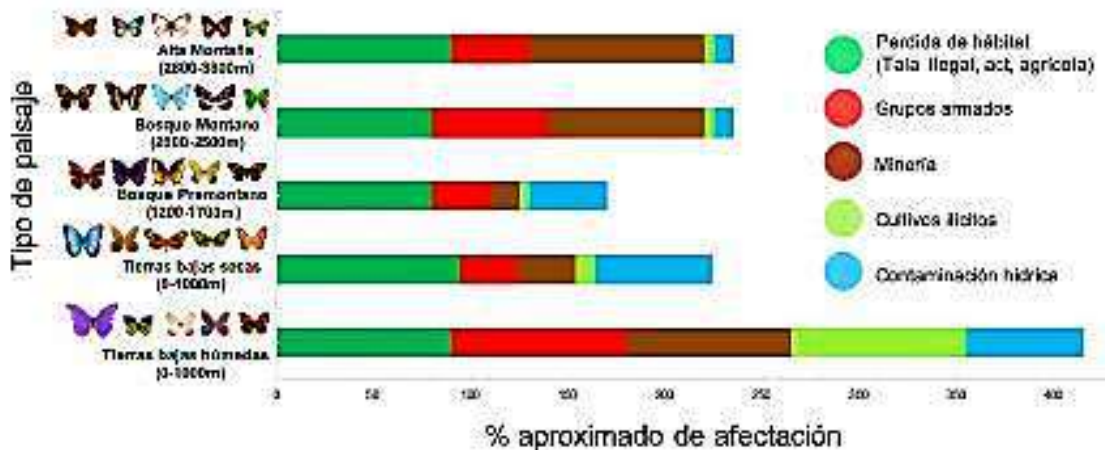


Figura 3. Principales amenazas sobre los diferentes tipos de paisajes naturales en Colombia donde se han realizado estudios sobre mariposas diurnas (Papilionoidea).

Conclusiones

Las diferentes problemáticas derivadas del conflicto armado en Colombia, han tenido efectos negativos a nivel social, que han impedido el acceso de investigadores a lugares de interés para estudiar mariposas. A pesar de todas las limitaciones de seguridad para los investigadores, hay datos disponibles sobre estudios de mariposas diurnas en las diferentes regiones y su incidencia se relaciona directamente con el nivel de afectación del conflicto en cada departamento.

Dentro de las amenazas más significativas para las poblaciones de mariposas en las zonas donde han operado grupos armados, se destaca la pérdida de hábitat, la minería ilegal, la contaminación de las fuentes de agua y los por cultivos ilícitos. Estos últimos, constituyen una presión directa sobre el bosque natural especialmente en los paisajes de tierras bajas húmedas, en la región Andina y las tierras bajas adyacentes a la Amazonía y el Chocó Biogeográfico, ya que se estima que buena parte de estos cultivos se localizan en áreas alejadas de la actividad productiva convencional y camufladas en áreas boscosas y en regiones de alta biodiversidad.

Aunque en cierta forma el conflicto armado, conservó zonas boscosas en algunos territorios del país, el acceso a muchas de estas áreas de alta biodiversidad sigue siendo limitado por la presencia de grupos criminales, lo cual sigue reduciendo la posibilidad de exploraciones para las instituciones de investigación. Sin embargo, los recientes acuerdos de paz, han facilitado de alguna forma la exploración de grupos de investigación en zonas afectadas por el conflicto institucional que están explorando la biodiversidad en estas zonas.

Los estudios recientes de mariposas en zonas influenciadas por el conflicto, demuestran el gran potencial de estas áreas afectadas por la violencia, como importantes reservorios de la biodiversidad de mariposas, donde se deberían dirigir esfuerzos institucionales hacia la prospección, conservación y el aprovechamiento sostenible de estas zonas.

Referencias

Álvarez-Hincapié CF, Clavijo A, Rojas H, Uribe S, Pyrcz TW, Marín, M.A (2017) Aporte del área de influencia del páramo de Belmira (Santa Inés) a la diversidad regional de Pronophilina (Lepidoptera: Satyrinae) del norte de los Andes. *Revi Mex Biod* 88(2): 402-409.

Arbeláez-Cortés E (2015) Knowledge of Colombian biodiversity: published and indexed Biodivers Conserv DOI 10.1007/s10531-013-0560-y

Armenteras D, Rodríguez N, Retana J, Morales, M (2011) Understanding deforestation in montane and lowland forests of the Colombian Andes. *Reg Envir Change*, 11, 693– 705.

Andrade-C, MG (2011) Estado del conocimiento de la biodiversidad en Colombia y sus amanezas. Consideraciones para fortalecer la interacción ciencia-política. *Rev Acad Col Cienc* (35): 137.

Andrade-C, MG, Henao-Bañol, ER Salazar-E J, A (2016) Las mariposas (Lepidoptera: Hesperioidea-Papilionoidea) de la región amazónica Colombiana. *Rev Col Amaz* 8, 92-122.

Andrade-C, MG, Henao-Bañol, ER (2017) Mariposas (Hesperioidea-Papilionoidea) en el Parque Nacional Natural del Chiribiquete. *Rev Col Amaz* 10, 191-203.

Barbosa E, Marín MA, Giraldo CE, Uribe SI, Freitas AVL (2016) Description of two new species of the Neotropical genus *Ypthimoides* Forster, 1964 (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae) from the 'renata clade. *Neotrop Biod* 2 (1): 87–98.

Casas-Pinilla, L., Mahecha-J, O., Dumar-R, C., & Ríos-Málaver I.C.(2017). Diversidad de mariposas en un paisaje de Bosque Seco Tropical, en la Mesa de los Santos, Santander, Colombia. (Lepidoptera: Papilionoidea),” *SHILAP Revista de Lepidopterología*, (45): 83-108.

Constantino LM (2007) Mariposas diurnas y nocturnas, p.107-143. En Amat G, Andrade G, Amat E (eds) Libro Rojo de los Invertebrados Terrestres de Colombia. Bogotá, Instituto de Ciencias Naturales-Universidad Nacional de Colombia, Conservación Internacional Colombia, Instituto Alexander von Humbolt, Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial.Colombia, 216p

Clerici N, Salazar C, Pardo-Díaz C, Jiggins CD, Richardson JE, Linares M (2018) Peace in Colombia is a critical moment for Neotropical connectivity and conservation: Save the northern Andes–Amazon biodiversity bridge. *Conse Lett* 2018;e12594

Fagua G, Aarillo AR, Andrade MG (1999) Las mariposas (Lepidoptera: Rhopalocera) como indicadores del grado de intervención en la cuenca del Río Pato (Caquetá, Colombia), p. 285–315, In Amat G, Andrade-C G, Fernandez F (eds) "Insectos de Colombia. Vol. 2". Bogotá, Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales. Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Colombia, 433p

Fraija-Fernández N, Fajardo-Medina, GE (2006) Caracterización de la fauna del orden Lepidoptera (Rhopalocera) en cinco diferentes localidades de los llanos orientales colombianos. *Acta Biol. Col* 11 (1): 55-68.

Fjeldsa J, Álvarez MD, Lazcano JM, León B (2005) Illicit crops and armed conflict as constraints on biodiversity conservation in the andes region. *AMBIO* 34(3):205-211.

Gantiva-Quintero, CH Andrade-C, MG. (2019) Las mariposas de la Orinoquía colombiana. En: Resúmenes Vº Congreso Colombiano de Zoología, Sociedad Colombiana de Zoología, Bogotá D.C, Colombia. 3 al 7 de diciembre de 2018, p 77.

Gaviria-Ortiz, FG Henao-Bañol, ER (2011) Diversidad de mariposas diurnas (Hesperioidea-Papilionoidea) del parque natural regional el Vínculo (Bugá, Valle del Cauca). *Cient. Mus. Hist. Nat. Univ. Caldas* 15(1): 115-133.

Gaviria-Ortíz FG Henao-B, ER (2014) Diversidad de mariposas diurnas (Hesperioidea-Papilionoidea) en tres estados sucesionales de un bosque húmedo premontano bajo, Tuluá, Valle del Cauca. *Rev Fac Cien Univ Nac Col sed Med*, 3:(2) 49-80.

Giraldo, CE, Willmott, KR, Villa R Uribe, SI (2013) Ithomiini butterflies (Lepidoptera: Nymphalidae) of Antioquia, Colombia. *Neotr Ent* 42(2): 146-157.

Henao-Bañol, ER Meneses, LH (2017) Una nueva especie de *Pharneuptychia* Forster, 1964 del Área Natural Única Los Estoraques-Norte de Santander, Colombia– (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae). *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas* 21 (2): 173-183.

Huertas B, Lamas G, Fagua G, Mallet J, Nakahara S, Willmott K (2016) A remarkable new butterfly species from western Amazonia (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae). *Cons Col*, Número 24–27.

Huertas B, Moorwood A, Forero F, Kirby R, Rodríguez A, Doyer T (2015) Cada punto cuenta. Nuevos registros encontrados durante una evaluación rápida de diversidad en uno de los tepuyes del Parque Nacional Serranía de Chiribiquete, durante la filmación del documental de National Geographic ‘Wild Colombia’ y de la película ‘Colombia Magia Salvaje’. *Cons Col* – Número 23.

Hurtado, GAM (2012) Riqueza y patrones de distribución de mariposas (Papilionoidea) como base para la planificación de la conservación de la biodiversidad en el Complejo Ecorregional Chocó – Darién (Panamá, Colombia y Ecuador) Tesis doctoral, Universidad Santiago de Compostela, España. 234 pp.

SIMCI (2018). Sistema Integrado de Monitoreo de Cultivos Ilícitos (SIMCI)- oficina de las Naciones Unidas Contra la Droga (UNODC), Informe de Monitoreo de Territorios Afectados por Cultivos ilícitos 2017, Gobierno de Colombia. Bogotá 168 pp.

Olarte-Quiñones C.A, Acevedo-Rincón, AA, Ríos-Málaver IC Carrero-Sarmiento, DA (2016) Diversidad de mariposas (Lepidoptera, Papilionoidea) y su relación con el paisaje de alta montaña, en los Andes Nororientales de Colombia. *Arx Misca Zool* 14: 233–255.

Olarte-Quiñones CA, Acevedo-Rincón AA, Ríos-Málaver IC & Carrero-Sarmiento, DA (2017) Butterflies from the highlands of the Northeastern Andes, Colombia. The Field Museum, Chicago, guide 931. 5 p. <http://fieldguides.fieldmuseum.org/es/gu%C3%ADas/gu%C3%ADa/931>

Ochoa SJ, Escorcía DK, Durán J, Prieto C (2018) Population structure of *Morpho rhodopteron* Godman & Salvin (Lepidoptera: Nymphalidae) an endemic butterfly from the Sierra Nevada de Santa Marta, Colombia. *Journal of the Lepidopterists' Society* 72(4): 320-326.

Pizano C, García, H (2014) El Bosque Seco Tropical en Colombia: Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt (IAvH), Bogotá D.C. 349 pp.

Prieto C (2011) The genus *Micandra* Staudinger (Lepidoptera: Lycaenidae: Theclinae) in Colombia, with the description of a new species from the Sierra Nevada de Santa Marta. *Zootaxa* 3040: 55–68.

Pyrcz TW Rodríguez G (2007). Mariposas de la tribu Pronophilini en la Cordillera Occidental de los Andes de Colombia (Lepidoptera: Nymphalidae, Satyrinae). *SHILAP Rev Lep* 35 (140):455-489.

Pyrcz TM, Clavijo A, Uribe S, Marín MA, Álvarez CF & Zubeck A (2016) Páramo de Belmira as an important centre of endemism in the northern Colombian Andes: new evidence from Pronophilina butterflies (Lepidoptera: Nymphalidae, Satyrinae, Satyrini). *Zootaxa* 4179 (1): 077–102.

Pyrcz TW, Prieto C, Boyer P, Lorenc-Brudecka J (2018) Discovery of a remarkable new species of Lymanopoda (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae) and considerations of its phylogenetic position: An integrative taxonomic approach. *Eur. J. Entomol.* 115: 387–399, 2018

Pulido-B HW, Andrade-C MG (2010) Las mariposas de la Serranía del Perijá. En: J.O. Rangel-Ch (Ed.) Colombia Diversidad Biótica V. Instituto de Ciencias Naturales – Corpocesar. 509-559 pp. Bogotá D.C.

Pulido-B HW, Andrade-C MG, Peña C, Lamas G (2011) Two new taxa of *Euptychia* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae) from the Andes of Colombia and Peru. *Zootaxa* 2906: 43–51.

Ríos-Málaver IC (2016) Inventario preliminar de las mariposas (Lepidoptera: Papilionoidea) en dos zonas de bosque subandino del Sistema Nacional de Parques Naturales, Colombia, (Selva de Florencia y PNN Las Orquideas). Informe interno, Sociedad Antioqueña de Ornitología (SAO) Medellín, Colombia, 24p.

Rodríguez N, Armenteras D, Morales M, Romero M (2006) Ecosistemas de los Andes colombianos. Segunda edición. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Bogotá, Colombia. 154p

Rodríguez G, Miller H (2013). Inventario preliminar de los Rhopalocera de Mitú, Vaupés, Colombia (Insecta: Lepidoptera). *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas* 17(1): 196-218.

Vargas JI, Henao E (2004) Muestreo preliminar de mariposas (Lepidoptera: Rhopalocera) del municipio de Samaná-Caldas. Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas. 8: 329-353.

Vargas-Ch JI, Salazar-E CA (2014) Biodiversidad y mariposas en una región del alto Chocó, San José del Palmar, Colombia. Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. Univ. Caldas, 18 (1) 259 – 284.

Viloria A (2018) La aventura fronteriza 1988-2018, conflicto y posconflicto: 30 años de exploraciones e investigaciones lepidopterológicas en la región catatumbo-Perijá (Colombia y Venezuela). En: Resúmenes V° Congreso Colombiano de Zoología, Sociedad Colombiana de Zoología, Bogotá D.C, Colombia. 3 al 7 de diciembre de 2018, p 82.

Vélez-Estrada J Ríos-Málaver IC (2018). Colombia, país de mariposas. Villegas Editores, Bogotá, Colombia. 567 pp.

Advances and perspectives on the taxonomy of Neotropical skippers (Lepidoptera: Hesperiiidae)

Ricardo Russo Siewert¹

¹ Laboratório de Lepidoptera Neotropical, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, Paraná, Brazil.
<ricardo.siewert@gmail.com>

Skipper butterflies (Hesperiiidae) currently comprise more than 4,000 species distributed worldwide, with most of their richness (>70%) occurring throughout Neotropics. Despite being a group of butterflies that needs major efforts for sampling and identification, it is common to omit skippers from butterfly surveys. This could be influenced by the fact that many of skipper species has a similar external pattern, frequently requiring the examination of the genitalia for an accurate identification. This is attested by the scarcity of skippers in collections, and highlights how little we know about its true richness. In recent years several taxonomic revisions of many Hesperiiidae genera provided a crescent number of new described species. A stronger knowledge about the taxonomy of Neotropical Hesperiiidae represent an important factor to understand their true richness. This knowledge could be an important subsidy towards the conservation assessment in many areas of the Neotropical region. Thereby, the aim of this lecture will be to present and discuss some advances and perspectives on the taxonomy of Neotropical Hesperiiidae.

SISTEMÁTICA Y FILOGENÉTICA

Composición de comunidades de Díptera (Insecta), asociados a macrohongos en bosques altoandinos de Colombia

Marta Wolff¹ & Carolina Henao-Sepúlveda¹

¹ Universidad de Antioquia, Medellín, Colombia. <martha.wolff@udea.edu.co> -<carolinahenao8@hotmail.com>

Las interacciones insecto-macrohongos, nos ilustran sobre la evolución de la biota, la historia natural de las especies y los ecosistemas específicos en los que viven, ya que son organismos muy vulnerables a las alteraciones de los ecosistemas terrestres como la expansión de las fronteras agrícolas con la consecuente pérdida de hábitats naturales, alteraciones en la composición de los ciclos hidrológicos, cambio climático, incremento en la concentración del CO₂ atmosférico, incremento en la temperatura y alteraciones en la composición química del suelo (Vitousek *et al.*, 1997, van der Putten *et al.*, 2004). Los insectos constituyen el grupo de organismos más rico en especies, por lo tanto, la profundización en el conocimiento de su biología se hace necesaria para contribuir en el manejo de la biodiversidad, como elemento para la toma de decisiones y para un adecuado acercamiento a la comprensión de los procesos fundamentales en hábitats como los bosques (Okland, 1999) y de los hongos, los cuales corresponden al componente activo en el proceso de la descomposición de la litera para la formación del suelo, dado que poseen una cantidad significativa de enzimas para la degradación de la celulosa (Hanski, 1989).

Estudios de dípteros asociados con macrohongos se han realizado desde hace muchos años, principalmente en ecosistemas templados (Jacorev, 2012), en países como Alemania (Eisfelder, 1955), Austria (Plassmann, 1971), Estonia (Kurina, 1998), Finlandia (Hackman & Meinander, 1979; Väisänen, 1981; Jakovlev, 2011), Japón (Yamashita & Hijii, 2007), Noruega (Soli, 1994), Nueva Zelanda (Hodge *et al.*, 2010), Rusia (Jakovlev, 1995; Polevoi *et al.*, 2015), Reino Unido (Buxton, 1954) entre otros; sin embargo, en ecosistemas neotropicales este tipo de estudios han sido muy escasos y realizados básicamente en relación a un solo tipo de hábitat o enfocados a una única familia de Díptera (Amat *et al.*, 2004; Gottschalk *et al.*, 2009; Valer *et al.*, 2016).

El propósito de este trabajo fue conocer las posibles asociaciones ecológicas entre dípteros y macrohongos en los ecosistemas altoandinos de Colombia. Los muestreos fueron realizados entre los años 2016-2018, en diferentes coberturas vegetales en las cordilleras central y occidental entre los 1500-3000 msnm, en cada una de las localidades estudiadas se seleccionaron cuerpos fructíferos de hongos en las etapas III y IV de desarrollo. En total se colectaron aproximadamente 180 cuerpos fructíferos pertenecientes a 24 familias de macrohongos, a partir de los cuales criamos 4007 especímenes pertenecientes a 28 familias de Díptera. La mayor abundancia de individuos se agrupó en la familia Sciaridae (29,1%) criados en 18 familias de hongos, seguidos de

Drosophilidae (21,2%) en 18 familias de hongos, Mycetophilidae (16,1%) en 13 familias de hongos, Phoridae (11,7%) en 14 familias de hongos, Psychodidae (9,4%) en 11 familias de hongos, Limoniidae (6,2%) en 6 familias de hongos, Ceratopogonidae (1,9%) en 1 familia de hongos, Muscidae (1,1%) en 4 familias de hongos. Los Diptera como Anisopodidae, Anthomyiidae, Cecidomyiidae, Chloropidae, Empididae, Keroplatidae, Chironomidae, Dolichopodidae, Ephydriidae, Milichiidae, Muscidae, Richardiidae, Scatopsidae, Sphaeroceridae, Stratiomyidae, Syrphidae, Tachinidae y Ulidiidae presentaron las menores abundancias. La mayoría de los Diptera registrados pueden clasificarse como polimicófagos, solo unas pocas familias mostraron preferencia por una única familia de macrohongo. La comprensión de estas interacciones constituye elementos importantes para el discernimiento de la dinámica de los bosques altoandinos y los organismos que los habitan, con miras a su protección.

Referencias

Amat E, Amat G, Henao L (2004). Diversidad taxonómica y ecológica de la entomofauna micófaga en un bosque altoandino de la cordillera oriental de Colombia. *Revista De La Academia Colombiana De Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, Universidad Nacional de Colombia Sede Bogotá 28 (107): 223–231.

Buxton PA (1954). British Diptera Associated with Fungi. 2. Diptera Bred from Myxomycete. *Proceedings of the Royal Entomological Society of London* 29:163–171

Eisfelder I (1955). Die häufigsten Pilzwohner. *Ztschr. Pilzkunde. Mykologentreffen*, Dresden 12–20.

Gottschalk M, Bizzo L, Döge J, Profes M, Hofmann P, & Valente V (2009). Drosophilidae (Diptera) associated to fungi: differential use of resources in anthropic and Atlantic Rain Forest areas. *Iheringia Série Zoollogia*, Porto Alegre 99(4):442–448.

Hackman W, Meinander M (1979). Diptera feeding as larvae on macrofungi in Finland. *Annales Zoologici Fennici* 16:50–83.

Hanski I (1989). Fungivory: Funfi, insects and ecology. *Symposia of the Royal Entomological Society of London*. FAO 68 p

Hodge S, Marshall S, Oliver H Berry JO, Marris J, Andrew I (2010) A preliminary survey of the insects collected using mushroom baits in native and exotic New Zealand woodlands. *New Zealand Entomologist* 33:43–54.

Kurina O (1998). Fungus gnats in Estonia (Diptera: Bolitophilidae, Keroplatidae, Macroceridae, Ditomyiidae, Diadocidiidae, Mycetophilidae). *Dissertationes Biologicae Universitatis Tartuensis*, Tartu, p. 198.

- Jakovlev EB (1995). Species diversity and abundance of fungivorous Diptera in forest and city parks of Russian Karelia. *An International Journal of Dipterological Research* 64:335–362.
- Jakovlev J (2011). Fungus gnats (Diptera: Sciaroidea) associated with dead wood and wood growing fungi: new rearing data from Finland and Russian Karelia and general analysis of known larval microhabitats in Europe. *Entomolika Fennica* 22:157–189.
- Jakovlev J (2012). Fungal hosts of mycetophilids (Diptera: Sciaroidea excluding Sciaridae): a review. *Mycology* (3):11–23
- Økland B (1999). New rearing records of forest-dwelling Diptera. *An International Journal of Dipterological Research* 10:133–146.
- Plassmann E (1971). Über die Fungivoriden-Fauna (Diptera) des Naturparkes Hoher Vogelsberg. *Oberhessische Naturwiss. Zeitschr.* 38:53–87.
- Polevoi A, Ruokolainen A, Ekaterina Shorohova E (2015). Eleven remarkable Diptera species, emerged from fallen aspens in Kivach Nature Reserve, Russian Karelia. *Biodiversity Data Journal* 6: e22175.
- Soli G E E (1994). Fungus gnats from Jostedal, West Norway (Diptera; Diadocidiidae and Mycetophilidae). *Fauna Norvegica Oslo (Series B.)* 41:1–12.
- Väisänen R (1981). Umbelliferous stems as overwintering sites for Mycetophilidae (Diptera) and other invertebrates. *Notulae Entomologicae*, 61:165–170.
- Valer F, Bernadi E, Mendes M, Blauth M, Gottschalk M (2016) Diversity and associations between Drosophilidae (Diptera) species and Basidiomycetes in a Neotropical forest. *Anais da Academia Brasileira de Ciências* (88(1 Suppl.): 705-718.
- van der Putten W, Ruiters P, Bezemer TM, Harvey J, Wassenb M , Wolters V (2004) Trophic interactions in a changing world. *Basic and Applied Ecology* 5:487–494
- Vitousek P M, Mooney H A, Lubchenco J & Melillo J M (1997). Human domination of Earth's ecosystems. *Science* 277:494–499.
- Yamashita S, Hijii N (2007). The role of fungal taxa and developmental stage of mushrooms in determining the composition of the mycophagous insect community in a Japanese forest. *European Journal of Entomology* 104:225–233.

Explorando hospederos ancestrales en filogenias de insectos herbívoros, el caso de *Choristoneura* Lederer

Giovanny Fagua¹

¹ Laboratorio de Entomología, Departamento de Biología, Grupo Sistemática Molecular. Facultad de Ciencias, Pontificia Universidad Javeriana. Bogotá, Colombia. <fagua@javeriana.edu.co>

Resumen

Se presenta una propuesta para utilizar BiogeoBEARS, un programa de análisis biogeográfico, como herramienta de reconstrucción de hospederos ancestrales aplicados a filogenias datadas de insectos herbívoros. Para esto se asume que las plantas hospedero pueden sustituir a las áreas de distribución utilizadas en los análisis biogeográficos. Para probar esta posibilidad se realizó un análisis de reconstrucción de hospederos ancestrales en especies del género *Choristoneura*, un grupo de polillas tortricidas con buen registro de sus plantas hospederos. Se obtuvieron registros de herbivoría para 26 especies de *Choristoneura* sobre especies de 85 géneros de plantas pertenecientes a 39 familias y 22 órdenes vegetales. Dado el alto número de plantas hospedero se realizó una agrupación inclusiva hasta obtener 10 clados vegetales que fueron contrastados contra una filogenia datada de *Choristoneura* previamente publicada. El análisis indicó que los hospederos ancestrales de *Choristoneura* serían angiospermas de los clados Rósidos y Astéridos y que, por tanto, el ancestro probable del género sería un herbívoro generalista de angiospermas, que utilizaría con preferencia plantas de estos clados (Astéridos y Rósidos); la especialización por coníferas, muy extendida dentro del clado, sería entonces un cambio de hospedero más reciente y coincidente probablemente con la mayor oferta de Pinaceae debido a la expansión del bosque boreal ocurrida durante el Mioceno tardío.

Introducción

La reconstrucción de ancestría es un tema dinámico que permanentemente genera nuevas metodologías dada la importancia de este aspecto en estudios filogenéticos, ecológicos y evolutivos (Joy *et al.*, 2016). Diferentes métodos pueden ser aplicados sobre uno o varios árboles para probar diferentes hipótesis de ancestría, un aspecto bastante desarrollado actualmente para análisis biogeográficos (Ronquist, 1997, Ree & Smith, 2008, Landis *et al.*, 2013, Matzque, 2013). Para insectos herbívoros, sus plantas hospedero pueden tomarse como un símil de áreas de distribución; es decir, una planta hospedero puede representar un área de colonización en donde el nuevo inquilino puede, o no, sobrevivir y sus descendientes pueden esparcirse sobre estas plantas en eventos exitosos de colonización, llegando incluso a separarse junto con sus clados hospederos si estos divergen. Semejantes comportamientos permiten entonces aplicar análisis de tipo biogeográfico, para el caso dispersión-extinción-cladogenesis: *dec*, dispersión-vicarianza: *diva*, o

especiación por evento-fundador *efo j*, a clados vegetales de las plantas hospederos. En este caso, se asume que las plantas hospedero pueden sustituir a las áreas de distribución utilizadas en las matrices de los análisis biogeográficos. Este aspecto es particularmente interesante para identificar o probar patrones evolutivos en clados de insectos herbívoros polífagos, donde, pese a las herramientas filogenéticas y computacionales actuales, es muy difícil reconstruir estados ancestrales cuando existe varios estados posibles, es decir, que existan más de cinco estados (hospederos) posibles. Un programa reciente que utiliza matrices de mayor tamaño, cerca de una docena o tamaños semejantes, es “BioGeography with Bayesian (and likelihood) Evolutionary Analysis in R Scripts”, BioGEOBEARS por sus siglas en inglés (Matzke, 2014). Dada su mayor capacidad al poder realizar diferentes tipos de análisis e incluir mayor número de taxones y estados, esta es una herramienta útil en el análisis de interacciones relativamente complejas.

Uno de este tipo de interacciones, relativamente compleja, son las polillas del género *Choristoneura* Lederer 1859 (Lepidoptera: Tortricidae) y sus plantas hospedero. Este género contiene algunos de los insectos herbívoros más estudiados en Norteamérica, especialmente los taxones que componen el complejo del gusano del abeto, el “spruce budworm complex” (SBW) por sus siglas en inglés (Dupuis *et al.*, 2016). Especies de estos insectos alcanzan tamaños poblacionales extraordinarios que de manera cíclica “renuevan” los árboles del bosque Boreal al causar un abrupto incremento en la mortalidad de los bosques afectados (Nealis, 2016). Dada su importancia como plagas forestales, existe información confiable y relativamente bien documentada de sus plantas hospedero, que ha sido compilada en trabajos recientes (Brown *et al.*, 2008) y Robinson *et al.* (2010). Adicionalmente, una filogenia datada del género fue establecida recientemente (Fagua *et al.*, 2019). En consecuencia, y aprovechando estas fuentes recientes de información, este trabajo reconstruye el hospedero ancestral de especies del género *Choristoneura* utilizando un análisis de ancestría del tipo utilizado en biogeografía como una propuesta para analizar relaciones relativamente complejas de herbivoría.

Métodos

Para el presente trabajo se utilizó como árbol de referencia la filogenia datada para especies de *Choristoneura* propuesta por Fagua *et al.* (2019), excluyendo la mayoría del grupo externo salvo los clados más cercanos y que tenían buen soporte. Para la definición de especies de plantas hospedero se utilizaron los reportes disponibles en bases de datos y literatura de plantas hospedero de especies de *Choristoneura* recopilados por Brown *et al.* (2008) y Robinson *et al.* (2010). Dado el muy alto número de especies, géneros, familias y órdenes vegetales encontrados como hospederos, se decidió trabajar con los clados más inclusivos siguiendo la propuesta filogenética del Angiosperm Phylogeny Group (APG IV 2016) más el orden Pinales para coníferas (Pinophyta). Estos clados se tomaron como equivalentes de áreas dentro de análisis biogeográficos. Los clados resultantes fueron codificados usando las siguientes siglas en las matrices de datos y se mantienen para las tablas y figuras de este estudio: AUS = Austrobaileyales;

MAG = “Magnólidos”; SAX = Saxifragales; CAR= Caryophyllales; ROS = Rósidos; SAN = Santales; AST = Astéridos; LIL= Liliales; COM = “Commélidos”; y PIN = Pinales. Para establecer los hospederos ancestrales se utilizaron modelos basados en procesos de la evolución del rango ancestral según lo modelado por Dispersión – Extinción – Cladogenesis (DEC; Ree *et al.*, 2005) e implementado en el paquete R BioGeoBEARS 0.2.1 (Matzke, 2014). Se compararon tres modelos principales: (i) el modelo DEC (Ree & Smith, 2008); (ii) una implementación de probabilidad de análisis de dispersión-vicarianza (similar a DIVA; Ronquist, 1997); y una implementación de probabilidad Bayesiana de Área ancestral (similar a BayArea; Landis *et al.*, 2013). Cada modelo incluyó, o no, la activación de eventos fundador (también conocido como el parámetro de dispersión de salto, indicado como +*J*), para completar seis modelos a contrastar sobre la filogenia datada. Para esto se construyó una matriz de presencia-ausencia de registros de herbivoría de especies de *Choristoneura* por clado de plantas hospedero (Tabla 1) codificando la presencia (1) o ausencia (0) de registros en los 10 clados vegetales mencionados. La matriz se contrastó contra un modelo estratificado en el tiempo basado en los cambios en la distribución de hospederos coincidentes con los últimos cinco intervalos de tiempo definidos en las épocas geológicas (Pleistoceno medio, Calabriano+Gelasiano, Plioceno, Mioceno, Oligoceno): 0-0.781, 0.782-2.28, 2.29-5.33, 5.34-23.03, 23.04-33.9 Ma (límites geológicos sensu Cohen *et al.*, 2013). Estos tiempos fueron parte de los integrados en la filogenia datada existente (Fagua *et al.*, 2019). Se construyeron matrices de conectividad asumiendo posibilidades totales de conectividad a través del tiempo; de esta manera se asume que un ancestro de los insectos podía colonizar cualquier clado vegetal con igual probabilidad (=1; Tabla 2 Matriz 1). Este es un aspecto muy interesante de trabajo con BioGeoBEARS ya que este tipo de matrices, con posibilidad de penalizar los eventos de colonización, puede ser modificada de acuerdo con la probabilidad de colonización entre clados variando la posibilidad entre 0 y 1.0 (Tabla 2 Matriz 2) por ejemplo de acuerdo con la fitoquímica o el hábito del hospedero. El número máximo permitido de hospederos vegetales (clados) para todos los análisis y modelos fue de 10. Se compararon modelos con dos parámetros (con el parámetro *J* inactivado) y modelos con tres parámetros (con el parámetro *J* activado). La selección del modelo de mejor ajuste utilizó el Criterio de información de Akaike corregido (AICc) para identificar el posible hospedero ancestral (Matzke, 2014).

Resultados y Discusión

Se obtuvieron registros de herbivoría en 26 especies de *Choristoneura* sobre especies de 85 géneros de plantas pertenecientes a 39 familias y 22 órdenes vegetales según lo encontrado en Brown *et al.* (2008) y Robinson *et al.* (2010). Básicamente, el género tiene herbívoros en la mayoría de los grupos de espermatofitos. Debido a que el número de órdenes vegetales superaba la capacidad computacional del programa se optó por reducirlo a clados cada vez más grandes de manera inclusiva hasta obtener un número manejable. Este finalmente se definió como los 10 clados detallados en Métodos (Tabla 1). De acuerdo con los registros de hospederos, las especies de *Choristoneura* utilizan con mayor frecuencia especies de Pinales, Rósidos y Astéridos, en su

orden. Los otros clados han sido registrados como hospederos de solo una especie de estos lepidópteros (Tabla 1). La mayoría de las especies de *Choristoneura* están registrados en un solo clado o Pinales o Rósidos; cuando están registrados en dos, estos generalmente son Rósidos+Astéridos, con excepción de *Choristoneura albaniana*, la especie de divergencia más ancestral que está registrada como huésped de Pinales+Astéridos (Tabla 1). El carácter de polífago va generalmente de la mano de la inclusión de Pinales en la dieta de angiospermas y solo *Choristoneura longicellana*, *C. paralella* y *C. rosaceana* son generalistas amplios de clados de angiospermas, es decir Rósidos+Astéridos y otro clado de angiospermas (Tabla 1).

El análisis de ancestría fue contrario a lo mencionado en la teoría clásica de herbivoría del género (Dang 1992, Powell & De Benedictis, 1995), que propone a Pinaceae como el probable hospedero ancestral de *Choristoneura*. En contraste, el análisis indica que los hospederos ancestrales serían angiospermas de los clados Rósidos y Astéridos y que por tanto el ancestro probable del género sería un herbívoro generalista de angiospermas, que utilizaría con preferencia Astéridos y Rósidos (Fig. 1), no Pinaceae. Sin embargo, este es posiblemente descendiente de un generalista más amplio, es decir, uno con posibilidad de consumir angiospermas y coníferas como lo son las especies “continentales” del grupo externo, *Xenotemna pallorana*, *Archips occidentalis* y *Cacoecimorpha pronubana*. Estas especies, todas registradas como plagas de varios cultivos (Brown *et al* 2008), son originalmente de distribución mediterránea o tropical (Brown, 2005). Este ancestro hipotético del género *Choristoneura* sería un herbívoro bastante versátil en un ambiente como el del Mioceno temprano (hace 23 millones de años), su tiempo de divergencia (Figura 1), cuando el clima global era más cálido y húmedo que el actual y el bosque Boreotropical ocupaba la mayor parte de la masa continental del hemisferio norte (Pound *et al.*, 2012). Con el inicio del enfriamiento paulatino del planeta, este tipo de vegetación boreotropical, más diversa y dominada por angiospermas que la actual, fue reemplazada paulatinamente por los bosques actuales (Taggard & Cross, 2009) dominados por tres clados: Pinales, dominantes en el bosque boreal, Rósidos, dominantes de bosques temperados y Astéridos, un grupo muy frecuente de los estratos herbáceos y arbustivos de ambos ecosistemas. El análisis de ancestría parece reflejar ese patrón, en donde un clado de herbívoros generalistas de angiospermas parece especializarse paulatinamente ante la oferta de plantas que son muy abundantes (Fig. 1), las pináceas, después de su expansión desde las montañas a la actual Taiga, un evento que ocurrió hace diez-once millones de años (Taggard & Cross, 2009). La especialización de varias especies de *Choristoneura* en ser herbívoros de pináceas resulta ser un evento reciente, incrementado durante el Plioceno cuando varias especies radiaron, entre estas las componentes del SBW.

La implementación de la reconstrucción de hospederos ancestrales utilizando programas tipo análisis biogeográfico se presenta como un análisis preliminar. Los resultados obtenidos se deben contrastar con otros métodos de reconstrucción de estados ancestrales para probar su validez, pero las posibilidades de uso de este tipo de programas en análisis de herbivoría o de otros tipos de

interacciones interespecíficas como polinización, dispersión o parasitismo son prometedoras. La posibilidad de manejar matrices más complejas de interacciones tróficas es, definitivamente, una extensión posible del uso de programas como BioGEOBEARS (Matzke, 2014).

Tabla 1. Registro por presencia ausencia de eventos de herbivoría por parte de especies de *Choristoneura* en clados de plantas.

	AUS	MAG	SAX	CAR	ROS	SAN	AST	LIL	COM	PIN	Total de clados vegetales por especie
<i>Choristoneura</i>											
<i>C. argentifasciata</i> Heppner	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1
<i>C. carnana</i> (Barnes & Busck)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1
<i>C. houstonana</i> (Grote)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1
<i>C. jezoensis</i> Yasuda & Suzuki	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1
<i>C. lambertiana</i> (Busck)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1
<i>C. murinana</i> (Hübner, 1799)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1
<i>C. occidentalis</i> Freeman	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1
<i>C. pinus</i> (Harris)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1
<i>C. retiniana</i> (Walsingham)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1
<i>C. orae</i> (Freeman)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1
<i>C. fractivittana</i> (Clemens)	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1
<i>C. luticostana</i> (Christoph)	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1
<i>C. albaniana</i> (Walker)	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	2
<i>C. diversana</i> (Hübner)	0	0	0	0	1	0	1	0	0	0	2
<i>C. hebenstreitella</i> (Muller)	0	0	0	0	1	0	1	0	0	0	2
<i>C. zapulata</i> (Robinson)	0	0	0	0	1	0	1	0	0	0	2
<i>C. conflictana</i> (Walker)	0	0	0	0	1	0	1	0	0	1	3
<i>C. fumiferana</i> (Clemens)	0	0	0	0	1	0	1	0	0	1	3
<i>C. paralela</i> (Robinson)	0	0	0	0	1	0	1	1	0	0	3
<i>C. longicellana</i> (Walsingham)	0	0	1	0	1	0	1	0	0	0	3
<i>C. evanidana</i> (Kennel)	1	0	0	0	1	0	1	0	0	1	4
<i>C. rosaceana</i> (Harris)	0	1	0	1	1	1	1	0	1	0	6
Total especies <i>Choristoneura</i>	1	1	1	1	11	1	10	1	1	14	
Grupo externo (parte)											
<i>Pandemis Simonyi</i> (Rebel)	0	0	0	0	1	0	1	0	0	0	2
<i>Xenotemma pallorana</i> (Robi.)	0	0	0	0	1	1	1	0	0	1	4
<i>Archips occidentalis</i> (Walsin.)	0	0	0	0	1	0	1	1	0	1	4
<i>Cacoecimorpha pronubana</i> (Hübner)	0	1	0	1	1	0	1	1	0	1	6
Total de especies registradas de polillas por clado	1	2	1	2	15	2	14	3	1	17	

MAG = Magnólidos; SAX = Saxifragales; CAR= Caryophyllales; ROS = Rósidos; SAN = Santales; AST = Astéridos; LIL= Liliales; COM = Commélicos; y PIN = Pinales.

Tabla 2. Modelos de matriz de conectividad entre clados de plantas hospedero de especies de *Choristoneura*.

Matriz 1

AUS	MAG	LIL	COM	SAX	ROS	SAN	CAR	AST	PIN
AUS	1	1	1	1	1	1	1	1	1
MAG	1	1	1	1	1	1	1	1	1
LIL	1	1	1	1	1	1	1	1	1
COM	1	1	1	1	1	1	1	1	1
SAX	1	1	1	1	1	1	1	1	1
ROS	1	1	1	1	1	1	1	1	1
SAN	1	1	1	1	1	1	1	1	1
CAR	1	1	1	1	1	1	1	1	1
AST	1	1	1	1	1	1	1	1	1
PIN	1	1	1	1	1	1	1	1	1

Matriz 2

AUS	MAG	LIL	COM	SAX	ROS	SAN	CAR	AST	PIN
AUS	1	0.5	0.5	0.5	0.5	0.5	0.5	0.5	0.5
MAG	0.5	1	0.5	0.5	0.5	0.5	0.5	0.5	0.5
LIL	0.5	0.5	1	0.5	0.5	0.5	0.5	0.5	0.5
COM	0.5	0.5	0.5	1	0.5	0.5	0.5	0.5	0.5
SAX	0.5	0.5	0.5	0.5	1	0.5	0.5	0.5	0.5
ROS	0.5	0.5	0.5	0.5	0.5	1	0.5	0.5	0.75
SAN	0.5	0.5	0.5	0.5	0.5	0.5	1	0.5	0.5
CAR	0.5	0.5	0.5	0.5	0.5	0.5	0.5	1	0.5
AST	0.5	0.5	0.5	0.5	0.5	0.75	0.5	0.5	1
PIN	0.1	0.1	0.1	0.1	0.1	0.1	0.1	0.1	1

El valor, teóricamente entre 0 y 1, indica la posibilidad de cambio de hospedero de los ancestros de los insectos entre uno y otro clado vegetal en la matriz. En la *Matriz 1* se presenta un caso en donde se da una posibilidad total e igual de cambio entre uno y todos los otros cladros, que fue el utilizado en este estudio. La *Matriz 2* presenta un ejemplo en donde se da una baja posibilidad, igual a 0.1, a la transición entre coníferas (Pinales) y angiospermas (los otros cladros) y una mayor posibilidad al cambio entre Rósidos a Astéridos, igual a 0.75; por su parte, cambios entre otros cladros de angiospermas tienen posibilidad igual a 0.5. Siglas: MAG = Magnólidos; SAX = Saxifragales; CAR= Caryophyllales; ROS = Rósidos; SAN = Santales; AST = Astéridos; LIL= Liliales; COM = Comméridos; y PIN = Pinales.

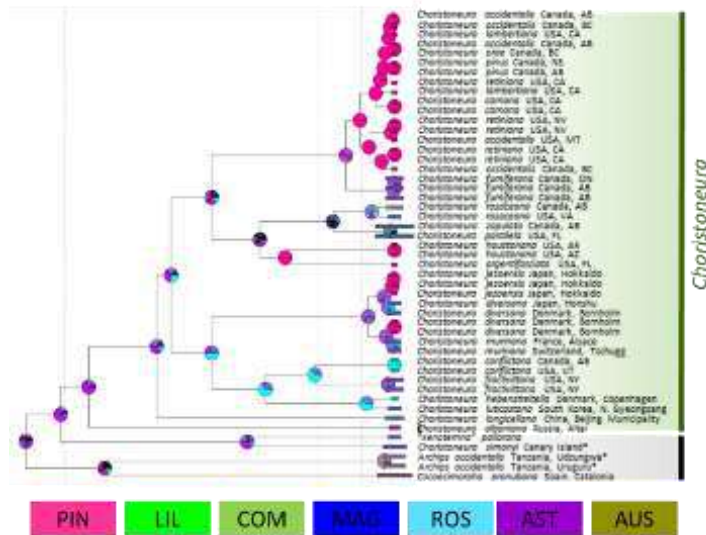


Figura 1. Reconstrucción del hospedero ancestral de polillas del género *Choristoneura*. Los pies de colores representan la probabilidad del clado vegetal ancestral en cada nodo. PIN = Pinales; LIL= Liliales; COM = Comméridos; MAG = Magnólidos; ROS = Rósidos; AST = Astéridos y AUS = Austrobaileales. Otros colores representan posibilidades conjuntas. Modelo DEC. LnL: -190.6255; d: 0.0151; e: 2.69x10⁻⁸; j: 0.

Agradecimientos

El financiamiento de este trabajo fue proporcionado por la Vicerrectoría Académica de la Pontificia Universidad Javeriana-Bogotá (Proyectos ID 03099, 08302 y el Acuerdo DJE-012-2011) y por el Departamento Administrativo de Ciencia, Tecnología e Innovación de Colombia (COLCIENCIAS, APCC-80-134).

Referencias

APG IV Angiosperm Phylogeny Group (2016). An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG IV. *Botanical Journal of the Linnean Society*, 181: 1–20, doi:10.1111/boj.12385

Brown JW (2005). *World catalogue of insects. Volume 5: Tortricidae (Lepidoptera)*. Apollo Books, Stenstrup, Denmark. 741 pp

Brown JW, Robinson G, Powell JA (2008). Food plant database of the leafrollers of the world (Lepidoptera: Tortricidae) (Version 1.0). <http://www.tortricid.net/foodplants.asp> (accessed 17.02.03)

Cohen KM, Finney SC, Gibbard PL, Fan JX (2013). The ICS International Chronostratigraphic Chart. *Episodes* 36: 199–204

Dang PT (1992). Morphological study of male genitalia with phylogenetic inference of *Choristoneura* Lederer (Lepidoptera: Tortricidae). *Can Ent* 124: 7–48

Dupuis JR, Brunet BMT, Bird HM, Lumley LM, Fagua G, Boyle R, Levesque RC, Cusson M, Powell JA, Sperling FAH (2017). Genome-wide SNPs resolve phylogenetic relationships in the North American spruce budworm (*Choristoneura fumiferana*) species complex. *Mol. Phylogenet. Evol.* 111 (2): 158–168

Fagua G, Condamine FL, Brunet BMT, Clamens AL, Laroche J, Levesque RC, Cusson M, Sperling FAH (2018). Convergent herbivory on Pinaceae by *Choristoneura* moths after boreal forest formation. *Mol Phylogenet Evol* 123: 35–43

Fagua G, Condamine FL, Dombroskie JJ, Byun BK, de Prins J, Simonsen TJ, Baez M, Brunet BMT, Sperling FAH (2019). Genus delimitation, biogeography and diversification of *Choristoneura* Lederer (Lepidoptera: Tortricidae) based on molecular evidence. *Systematic Entomology* 44: 19–48

Joy JB, Liang RH, McCloskey RM, Nguyen T, Poon AFY (2016). Ancestral Reconstruction. *PLoS Comput Biol* 12: e1004763. doi:10.1371/journal.pcbi.1004763

Landis M, Matzke NJ, Moore BR, Huelsenbeck JP (2013). Bayesian analysis of biogeography when the number of areas is large. *Syst Biol* 62: 789–804

Matzke NJ (2014). Probabilistic historical biogeography: new models for founder-event speciation, imperfect detection, and fossils allow improved accuracy and model-testing. *Front Biogeogr* 5: 242–248

Nealis VG (2016). Comparative ecology of conifer-feeding spruce budworms (Lepidoptera: Tortricidae).. *Canadian Entomologist* 148: S33–S57

Pound, M.J: Haywood, A.M: Salzmann, U: Riding, J.B: 2012. Global vegetation dynamics and latitudinal temperature gradients during the Mid to Late Miocene (15.97–5.33 Ma). *Earth-Sci. Rev.* 112, 1–22

Ree RH, Smith SA (2008). Maximum-likelihood inference of geographic range evolution by dispersal, local extinction, and cladogenesis. *Syst Biol* 57: 4–14

Ree RH (2005). Detecting the historical signature of key innovations using stochastic models of character evolution and cladogenesis. *Evolution* 59: 257–265

Robinson GS, Ackery PR, Kitching IJ, Beccaloni GW, Hernández LM (2010). HOSTS - A Database of the World's Lepidopteran Hostplants. Natural History Museum, London. <http://www.nhm.ac.uk/hosts> (accessed 17.05.05).

Ronquist F (1997). Dispersal-vicariance analysis: A new approach to the quantification of historical biogeography. *Syst Biol* 46: 195–203

Taggart RE, Cross AT (2009). Global greenhouse to icehouse and back again: The origin and future of the Boreal Forest biome. *Glob Planet Change* 65: 115–121

Deforestation after the post-conflict; a threat to the biodiversity of Coccoomorpha (Hemiptera: Sternorrhyncha) in Colombia

Takumasa Kondo¹

¹ AGROSAVIA. Centro de Investigación Palmira – Palmira, Valle, Colombia.

[<tkondo@corpoica.org.co>](mailto:tkondo@corpoica.org.co)

Abstract

In Colombia there are reported about 250 species of scale insects in 14 families (Hemiptera: Coccoomorpha). There is a high endemism with 56 species (23%) only known from this country. In the last 20 years, 27 new species have been described, equivalent to approximately 1.4 new species of scale insects described each year in the last 20 years. After de Colombian peace agreement was signed between the Colombian government and the Revolutionary Armed Forces of Colombia (FARC–EP) in 2016, deforestation has increased at an alarmingly high pace in Colombia, becoming a threat to the biodiversity of many organisms, including Coccoomorpha (Hemiptera: Sternorrhyncha). The accelerated deforestation since 2015 threatens the existence of many of these insects. Mitigation strategies should be implemented in order to protect biodiversity in Colombia.

Keywords: Coccoidea, coextinction, fauna, habitat loss, scale insects

Introduction

In Colombia, 104,951 ha of land were lost due to deforestation during the period 2005-2015; this increased at an alarming pace to 178,597 ha in the period 2015-2016; and 219,973 ha between 2016 and 2017 (IDEAM, 2017, 2018). Among the causes of deforestation are the expansion of the agricultural frontier, cultivation of plant crops for the extraction of alkaloids, wood extraction, road transport infrastructure, and illegal mining (IDEAM, 2017, 2018). A recent study in the wet tropical forests of Chocó, in the Pacific Coast of Colombia, indicates that forest degradation has caused the loss of more than 115 million tons of dry biomass (Meyer *et al.*, 2019). The planet is experiencing the sixth major extinction event in the history of life, which has been triggered by humans who have altered the global environment, causing widespread changes in the global distribution of organisms, affecting negatively the services that humans receive from ecosystems (Chapin III *et al.*, 2000; Sánchez-Bayo & Wyckhuys, 2019).

Deforestation in Colombia is concentrated in western Amazonia (Caquetá, Guaviare and Meta), Catatumbo (North of Santander), the Paramillo region (Córdoba) and the Chocó region (IDEAM, 2017, 2018); areas with high species diversity of flora and fauna, where at least 2,697 (503 animals and 2194 plants) species have been recorded (Instituto Humboldt, 2017). Although the real biodiversity at risk from deforestation is unknown due to lack of studies; the greatest concern lies

in the high proportion of endemic and threatened species that inhabit these ecosystems (Instituto Humboldt, 2017).

For example, *Neotoumeyella caliensis* Kondo & Williams, 2009, a soft scale species collected on *Nectandra* sp. along the Pance river in the municipality of Cali, Colombia, has not been collected since it was collected in August 2000. The author went to the tree on which the type specimens were collected, but the tree had been cut down and the scale population was not found again. Interactions between insect herbivores and their hosts are among the most fundamental biological associations (Lin *et al.*, 2010). Considering that about 80% of herbivorous insects feed only on a single host-plant family (Schoonhoven *et al.*, 2005) and the high endemism of plant species in deforested areas in Colombia (Instituto Humboldt, 2017), deforestation is expected to have a direct impact on plant herbivores that feed on these endangered plants.

Currently there are 8340 valid scale insect (Hemiptera: Coccoomorpha) species names distributed in 53 (34 extant + 19 extinct) families (Garcia Morales *et al.*, 2019). With the exception of a couple of ensign scales (Hemiptera: Ortheziidae), the majority of scale insects feed on angiosperms (flowering plants) on phloem-sap or directly on the contents of parenchymatic cells (Kondo *et al.*, 2008). Scales can be found on various parts of their host plants, i.e: on leaves, branches, roots and twigs, and even inside plant domatia (Kondo *et al.*, 2008). Because of the obligate association of scale insects and their plant hosts, the extinction of a plant could result also in the extinction of the scale insect species that feed on that plant species, as well as their specialized parasitoids and endosymbionts. The loss of dependent species due to a change in their host population, such as the reduction in host abundance or the removal of individual hosts from the wild is known as coextinction (Moir *et al.*, 2010). Coextinction occurs when species go extinct when the host on which they depend on for living becomes extinct (Pimm, 1986).

The soft scale insects (Hemiptera: Coccidae), the third most species-rich scale insect family with about 1100 described species (Garcia Morales *et al.*, 2019), like most other insect groups, also show high host specialization with ca. 64% of species recorded from only a single plant family, with a positive correlation between host-plant species richness per angiosperm plant family and soft scale species richness (Lin *et al.*, 2010). Based on our current understanding of monophagy in scale insects, it can be said that deforestation in these forest hotspots with a high percentage of endemism is having a direct impact in the diversity of scale insects. The purpose of this paper is to emphasize the importance of conducting faunistic surveys and taxonomic studies in biodiversity hotspots in Colombia before they disappear by deforestation.

Materials and methods

The present paper is based mainly on a literature review. Most baseline information on Coccoomorpha was taken from the scale insect database ScaleNet (Garcia Morales *et al.*, 2019). Additional information comes from personal observations by the author who has studied scale

insects in Colombia for more than 20 years, since the time the author was conducting his doctorate thesis on a revision of the subfamily Myzolecaniinae (Hemiptera: Coccidae) at Auburn University (1997-2003). Since then, he has worked on the taxonomy of various scale insect families as a postdoctoral researcher at the University of California, Davis, in collaboration with Dr. Penny Gullan (2003-2007), during which time the author often visited Colombia. In the last 10 years (2008-present), the author has worked as an entomologist at the Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria [Colombian Corporation for Agricultural Research]- Agrosavia, on different research projects in the area of integrated pest management of different agricultural crops, including: avocado, *Persea americana* (Lauraceae), *Citrus* spp. (Rutaceae), mango, *Mangifera indica* (Anacardiaceae), palms (Arecaceae), soursop, *Annona muricata* (Annonaceae), pineapple *Ananas comosus* (Bromeliaceae), pitaya fruit, *Selenicereus megalanthus* (Cactaceae), yellow passionfruit *Passiflora edulis* forma *flavicarpa* (Passifloraceae), among other crops. Further, the author is often consulted on scale insects sent to him for identification from many parts of Colombia. This paper thus combines published information and personal observations in order try to explain the importance of protecting the species-rich and precious tropical forests of Colombia.

Results and discussion

In Colombia there are reported 249 species of scale insects in 14 families (Hemiptera: Coccoomorpha) (Garcia Morales *et al.*, 2019). There is a high endemism with 56 species (23%) only known from this country (Table 1). In the last 20 years, 27 new species have been described, equivalent to approximately 1.4 new species of scale insects described each year in the last 20 years. Some described species have not been collected since they were described, either because of lack of taxonomic studies and/or because of habitat destruction due to deforestation.

Table 1. Endemic scale insects recorded from Colombia and not known from anywhere else.

Species	Family
<i>Asterolecanium multioctoporosum</i> Stumpf & Lambdin, 2006	Asterolecaniidae
<i>Akermes colombiensis</i> Kondo & Williams (ML), 2004	Coccidae
<i>Bombacoccus aguacatae</i> Kondo, 2010	
<i>Ceroplastes boyacensis</i> Mosquera, 1979	
<i>Ceroplastes cundinamarcensis</i> Mosquera, 1979	
<i>Ceroplastes martinae</i> Mosquera, 1979	
<i>Ceroplastes mosquerei</i> Ben-Dov, 1993	
<i>Ceroplastes ocreus</i> Mosquera, 1984	
<i>Ceroplastes trochezi</i> Mosquera, 1979	
<i>Coccus caudatus</i> Walker, 1852	
<i>Cryptinglisia ica</i> Montes Kondo, 2018	
<i>Cryptinglisia corpoica</i> Kondo & Montes, 2018	
<i>Cryptostigma philwardi</i> Kondo, 2010	
<i>Foldilecanium multisetosum</i> (Kondo, 2011)	
<i>Hemilecanium guanabana</i> Kondo & Hodgson, 2013	
<i>Neotoumeyella caliensis</i> Kondo & Williams (ML), 2009	
<i>Pulvinaria caballerosamosae</i> Tanaka & Kondo, 2015	
<i>Tillancoccus koreguajae</i> Caballero & Ramos, 2017	

Continuación Tabla 1...

Species	Family
<i>Toumeyella coffeae</i> Kondo, 2013	
<i>Acutaspis arbelaenzi</i> Balachowsky, 1959	Diaspididae
<i>Aonidomytilus leovalenciae</i> Balachowsky, 1959	
<i>Melanaspis bolivari</i> Balachowsky, 1959	
<i>Palinaspis elisabethae</i> Balachowsky, 1959	
<i>Pseudoparlatoria anthurium</i> Wolff, 2001	
<i>Pseudoparlatoria cauae</i> Balachowsky, 1959	
<i>Pseudoparlatoria subcircularis</i> Balachowsky, 1959	
<i>Pseudoparlatoria suelda</i> Wolff, 2001	
<i>Acanthococcus popayanensis</i> (Balachowsky, 1959)	Eriococcidae
<i>Acanthococcus tucurinae</i> (Laing, 1929)	
<i>Austrotachardiella colombiana</i> Kondo & Gullan, 2005	Kerriidae
<i>Eurhizococcus colombianus</i> Jakubski, 1965	Margarodidae
<i>Crypticerya multicolor</i> (Kondo & Unruh, 2009)	Monophlebidae
<i>Laurencella colombiana</i> Foldi & Watson, 2001	
<i>Paramoandesia colombiensis</i> Foldi, 2009	
<i>Colombiacoccus paramosarum</i> (Balachowsky, 1959)	
<i>Dysmicoccus cacao</i> Granara de Willink, 2009	Pseudococcidae
<i>Dysmicoccus caribensis</i> Granara de Willink, 2009	
<i>Dysmicoccus fusagasugae</i> Granara de Willink, 2009	
<i>Dysmicoccus vescus</i> (Granara de Willink, 2009)	
<i>Ferrisia colombiana</i> Kaydan & Gullan, 2012	
<i>Ferrisia kondoii</i> Kaydan & Gullan, 2012	
<i>Ferrisia williamsi</i> Kaydan & Gullan, 2012	
<i>Leptococcus rodmani</i> Kondo, 2008	
<i>Mammicoccus murilloi</i> Balachowsky, 1959	
<i>Nipaecoccus kuduyaricus</i> Williams & Granara de Willink, 1992	
<i>Nipaecoccus mituensis</i> Williams & Granara de Willink, 1992	
<i>Paraputo colombiensis</i> (Williams & Granara de Willink, 1992)	
<i>Paraputo taylori</i> (Williams & Granara de Willink, 1992)	
<i>Paraputo theobromicola</i> (Williams & Granara de Willink, 1992)	
<i>Pseudococcus espeletiae</i> Williams & Granara de Willink, 1992	
<i>Pseudococcus peregrinabundus</i> Borchsenius, 1947	
<i>Puto antioquiensis</i> (Murillo, 1931)	Putoidae
<i>Coccidella poensis</i> (Hambleton, 1946)	Rhizoecidae
<i>Pseudorhizoecus bari</i> Caballero & Ramos, 2018	
<i>Rhizoecus compotor</i> Williams & Granara de Willink, 1992	
<i>Ripersiella andensis</i> (Hambleton, 1946)	

Scale insects have been studied in Colombia sporadically since 1852 by various authors (Kondo, 2001). Among the first researchers who studied scale insects in Colombia is the French coccidologist Alfred Serge Balachowsky (1957, 1959a, 1959b) who described new species of eriococcids and reported many other species of scale insects; the Colombian entomologist Luis Felipe Mosquera (1979, 1984) who contributed to the study of the genus *Ceroplastes* in Colombia; and Douglas J. Williams and Maria Cristina Granara de Willink (1992) who contributed greatly to the knowledge of the families Pseudococcidae and Putoidae in Colombia and the Neotropical region. Particularly, there has been a substantial increase in the number of described species in

Colombia by South American coccidologists in the last two decades, namely Alejandro Caballero, Andrea Amalia Ramos Portilla, Maria Cristina Granara de Willink (Argentina) and Takumasa Kondo (Colombia). These contributions can be visualized as peaks in the graph shown in Figure 1. For the name and family of the described species see Table 1.

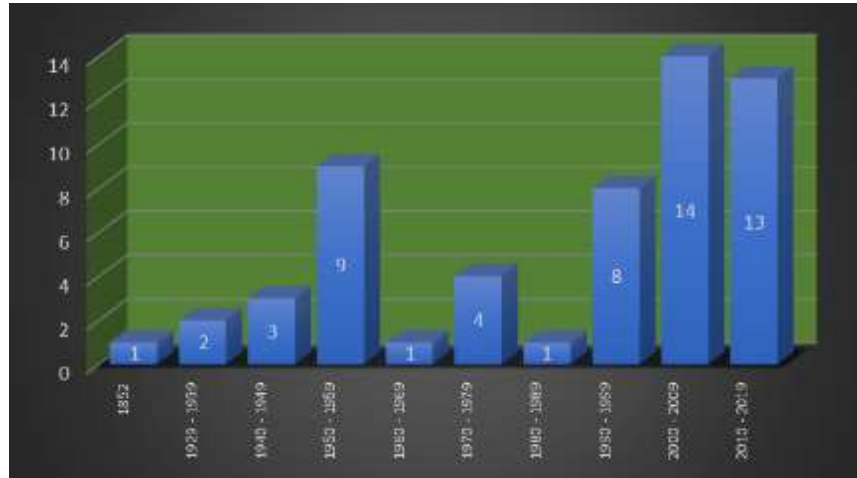


Figure 1. Number of Colombian endemic species described since 1852, that are only known from Colombia.

Most scale insect taxonomic studies in Colombia have been conducted on agricultural pests. Some recently described scales include the following: the highly polyphagous Colombian fluted scale *Crypticerya multicatrices* Kondo & Unruh, 2009 (Figure 2A), which attacks various plants of economic importance such as avocado, various palms and leguminous trees and soursop; the giant mealybug *Laurencella colombiana* Foldi & Watson, 2001 (Monophlebidae), known as a pest of avocados; the Colombian lac scale *Austrotachardiella colombiana* Kondo & Gullan, 2005 (Kerriidae) (Figure 2B), a pest of guava, *Psidium guajava*; the soft scale *Akermes colombiensis* Kondo & Williams, 2004 (Figure 2C), which attacks avocados, *Citrus* spp and guava; the cottony avocado scale, *Bombacoccus aguacatae* Kondo, 2010 (Figure 2D), which is an avocado pest; Corpoica's rosemary scale, *Cryptinglisia corpoica* Kondo & Montes, 2018, and Ica's rosemary scale, *Cryptinglisia ica* Montes & Kondo, 2018, are pests of rosemary, *Rosmarinus officinalis*; the multisetose soft scale, *Foldilecanium multisetosum* (Kondo, 2011) (Figure 2E) has been found on cananga tree, *Cananga odorata*, inside ant cartons of *Azteca* sp. ants; *Hemilecanium guanabana* Kondo & Hodgson, 2013 (Figure 2F), a local pest of soursop can cause dieback of branches of heavily infested trees; the Sabanero fig cottony scale, *Pulvinaria caballerosamosae* Tanaka & Kondo, 2015, a pest of street trees *Ficus soatensis*; the coffee-root scale *Toumeyella coffeae* Kondo, 2013 (Coccidae), a pest of coffee in Colombia and Venezuela; *Ferrisia colombiana* Kaydan & Gullan, 2012, *Ferrisia kondoi* Kaydan & Gullan 2012 and *Ferrisia williamsi* Kaydan & Gullan, 2012 (Pseudococcidae), which attack different plant crops, among others.

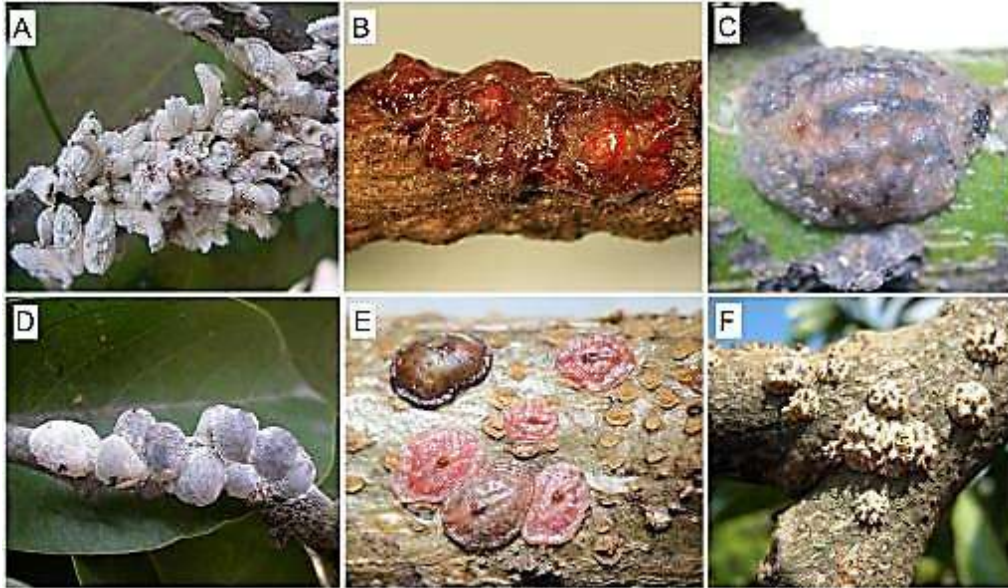


Figure 2. Some endemic scale insects of Colombia. **A.** *Crypticerya multicatrices*. **B.** *Austrotachardiella colombiana*. **C.** *Akermes colombiensis*. **D.** *Bombacoccus aguacatae*. **E.** *Foldilecanium multisetosum*. **F.** *Hemilecanium guanabanae* (Coccidae). Photographs taken by T. Kondo.

If we look at the number of endemic species that are known only from Colombia, by families, the greatest number of described species are in the Coccidae (18 spp.), followed by the families Pseudococcidae (16 spp.), Diaspididae (8 spp.), Monophlebidae (3 spp.), Rhizoecidae (3 spp.), Eriococcidae (2 spp.), Asterolecaniidae (1 sp.), Kerriidae (1 sp.), Margarodidae (1 sp.) and Putoidae (1 sp.) (Figure 3, Table 1).

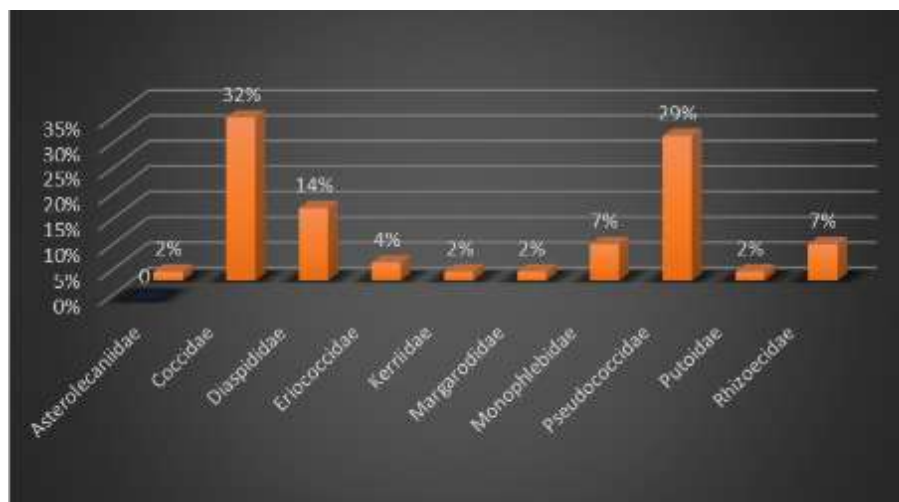


Figure 3. Percentage of Colombian endemic species described since 1852 that are only known from Colombia, arranged by family.

This trend partially reflects in the scale insect groups on which the taxonomists specialize on. Worldwide, the Diaspididae is the most species-rich family (Garcia Morales, 2019), thus, there is a great potential that many more armored scales should be discovered in the future. However, there are many obstacles and barriers to conduct inventories and studies on the biodiversity of Colombia. Compared to most countries that have few or simple laws to facilitate biotic inventories and regulate the export of flora and fauna for scientific research, the Colombian government and its respective agencies have created a complicated set of rules, resolutions and provisions that discourage researchers, national and foreign, to study its biodiversity (Fernandez, 2011). Colombia should make a greater effort to protect its biodiversity-rich tropical forests and make it easier for researchers to study its undiscovered fauna and flora.

Conclusions

Most scale insect species described from Colombia have been reported from disturbed areas and agricultural lands. Thus, it should be expected that many undescribed species remain undiscovered. The known scale insect fauna of Colombia represents just a fraction of its actual biodiversity (Kondo, 2001). More studies should be carried out to study the scale insect fauna in natural forests. On the other hand, the Colombian government should do more to mitigate the loss of biodiversity through deforestation and give more support to taxonomic and ecological studies.

Acknowledgements

Many thanks to the organizers of the 46th Colombian Congress of Entomology for inviting the author as a Symposium speaker. Many thanks to Dr. Penny Gullan (The Australian National University) for reviewing the manuscript and to Rubilma Tarazona (Agrosavia, Palmira Research Station) for the preparation of bar graphs (Figures 1 and 2). To Agrosavia for financial support.

References

- Balachowsky AS (1957). Sur un nouveau genre aberrant de cochenille radicole myrmecophile nuisible au cafeier en Colombie. *Rev Pathol Veget Entomol Agric France* 36:157–164
- Balachowsky AS (1959a). Nuevas cochinillas de Colombia. *Rev Acad Colomb Cienc Exactas Fis Nat* 10:337–361
- Balachowsky AS (1959b). Otras cochinillas nuevas de Colombia. *Rev Acad Colomb Cienc Exactas Fis Nat* 10:362–366
- Chapin III FS, Zavaleta ES, Eviner VT, Naylor RL, Vitousek PM, Reynolds HL, ... Díaz S (2000). Consequences of changing biodiversity. *Nature* 405(6783):234–242

El Tiempo (2016). "Colombia decide el próximo 2 de octubre en referéndum si avala el acuerdo de paz con las FARC". July 18, 2016. Accessed 25 Aug 2019

Figueroa Potes A. (1946). Catalogación inicial de las cochinillas del Valle del Cauca [Homoptera: Coccoidea]. Rev Fac Nac Agron Medellín 6(23):196–220

Figueroa Potes A (1952). Catálogos de los artrópodos de las clases Arachnida e Insecta encontrados en el hombre, los animales y las plantas de la República de Colombia – II. Acta Agron Colomb 2:199–223

Fernández F (2011). The greatest impediment to the study of biodiversity in Colombia. Caldasia 32(2):2–5

Foldi I, Watson GW (2001). A new pest scale insect on avocado trees in Colombia, *Laurencella colombiana*, sp n. (Hemiptera: Coccoidea: Margarodidae). Ann Soc Entomol Fr 37(3):367–374

García Morales M, Denno BD, Miller DR, Miller GL, Ben-Dov Y, Hardy NB (2016). ScaleNet: a literature-based model of scale insect biology and systematics. Database. <https://doi.org/10.1093/database/bav118>

IDEAM (2017). Resultados monitoreo de la deforestación. http://documentacion.ideam.gov.co/openbiblio/bvirtual/023835/Resultados_Monitoreo_Deforestacion_2017.pdf

IDEAM (2018). Recomendaciones de medidas y acciones territoriales para la reducción de la deforestación y la gestión de los bosques en el Pacífico colombiano. http://documentacion.ideam.gov.co/openbiblio/bvirtual/023830/Recomendaciones_Medidas.pdf

Instituto Humboldt (2017). Noticias. Estas serían las especies de flora y fauna colombianas amenazadas por deforestación. Bogotá, D. C. 11 de julio de 2017. <http://www.humboldt.org.co/en/noticias-2/press/item/1055-flora-fauna-amenazadas-deforestacion>

Kaydan MB, Gullan PJ (2012). A taxonomic revision of the mealybug genus *Ferrisia* Fullaway (Hemiptera: Pseudococcidae), with descriptions of eight new species and a new genus. Zootaxa 3543:1–65

Kondo T (2001). Las cochinillas de Colombia (Hemiptera: Coccoidea). [The scale insects of Colombia (Hemiptera: Coccoidea). Biota Colombiana 2(1):31–48

Kondo T (2010). Description of a new coccid (Hemiptera, Coccidae) on avocado (*Persea americana* Mill.) from Colombia, South America. ZooKeys 42:37–45. doi: 10.3897/zookeys.42.377

- Kondo T (2011). Transfer of the myrmecophilous soft scale insect *Neolecanium amazonensis* Foldi to *Foldilecanium* gen. nov. (Hemiptera: Coccidae), with description of a new species from Colombia. *Insecta Mundi* 0167:1–10
- Kondo T (2013). A new species of *Toumeyella* Cockerell (Hemiptera: Coccoidea: Coccidae) on coffee roots, *Coffea arabica* L. (Rubiaceae), from Colombia and Venezuela. *Corpoica – Cienc Tecnol Agropecuaria* 14(1):39–51
- Kondo T, Gullan PJ (2005). A new lac insect from Colombia, with revised keys to lac insect genera and to species of *Austrotachardiella* Chamberlin on guava in Colombia (Hemiptera: Coccoidea: Kerriidae). *Neotrop Entomol* 34(3):395–401
- Kondo T, Gullan PJ, Williams DJ (2008). Coccidology. The study of scale insects (Hemiptera: Sternorrhyncha: Coccoidea). *Corpoica – Cienc Tecnol Agropecuaria* 9(2):55–61
- Kondo T, Hodgson C (2013). A third species of *Hemilecanium* Newstead (Hemiptera: Coccoidea: Coccidae) from the New World, with keys to species in the genus. *Neotrop Entomol* 42(5):508–520. doi: 10.1007/s13744-013-0151-3
- Kondo T, Montes Rodríguez JM, Díaz F, Dix Luna O, Goenaga EP (2018). Description of two new species of *Cryptinglisia* Cockerell (Hemiptera: Coccomorpha: Coccidae) associated with rosemary, *Rosmarinus officinalis* L. (Lamiaceae) in Colombia. *Zootaxa* 4420(3):379–390
- Kondo T, Unruh C (2009). A new species of *Crypticerya* Cockerell (Hemiptera: Monophlebidae) from Colombia, with a key to species of the tribe Iceryini found in South America. *Neotrop Entomol* 38(1):92–100
- Kondo T, Williams ML (2004). A new species of myrmecophilous soft scale insect from Colombia in the genus *Akermes* Cockerell (Hemiptera: Coccoidea: Coccidae). *Rev Colomb Entomol* 30(2):137–141
- Kondo T, Williams ML (2009). Redescriptions of *Neolecanium leucaenae* Ckll: *Toumeyella cerifera* Ferris and *T. sonorensis* Ckll. & Parrott and their transfer to *Neotoumeyella* gen. nov. (Hemiptera: Coccidae), with descriptions of two new species from the southeastern U.S.A. and Colombia, South America. *Int J Insect Sci* 2:11–27
- Lin Y-P, Gullan PJ, & Cook LG (2010). Species richness and host-plant diversity are positively correlated in Coccidae. *Entomol Hell* 19:90–98
- Moir ML, Vesk PA, Brennan KEC, Keith DA, Hughes L, McCarthy MA (2010). "Current constraints and future directions in estimating coextinction". *Conserv Biol* 24(3):682–690. doi:10.1111/j.1523-1739.2009.01398.x

- Mosquera LF (1979). El género *Ceroplastes* (Homoptera: Coccidae). en Colombia. *Caldasia* 12(60):595–627
- Mosquera LF (1984). El género *Ceroplastes* (Homoptera: Coccidae). en Colombia, II. *Caldasia* 14(66):125–147
- Meyer V, Saatchi S, Ferraz A, Xu L, Duque A, García M, Chave J (2019). Forest degradation and biomass loss along the Chocó region of Colombia. *Carbon Balance Manag* 14(1):1–15
- Pimm SL (1986). Community stability and structure. In: Soule ME (ed). *Conservation biology: the science of scarcity and diversity*. Sinauer Associates, Sunderland, Massachusetts, pp 309–329
- Sánchez-Bayo F, Wyckhuys KA (2019). Worldwide decline of the entomofauna: A review of its drivers. *Biol Cons* 232:8–27
- Tanaka H, Kondo T (2015). Description of a new soft scale insect of the genus *Pulvinaria* Targioni Tozzetti (Hemiptera, Coccoidea, Coccidae) from Bogotá, Colombia. *Zookeys* 484:111–120
- Walker F (1852). List of the specimens of homopterous insects in the collection of the British Museum, Part IV. British Museum (Natural History). London, p 1188
- Williams DJ, Granara de Willink MC (1992). *Mealybugs of Central and South America*. CAB International, Wallingford, p 635

EXPLORACIONES BIO

Bota Caucana BIOdiversa: aportes al conocimiento de la entomofauna

María Cristina Gallego-Ropero¹, Yamid Arley Mera Velasco¹, Clara Milena Concha Losada², Vianny Lizeth Plaza³ Viviana Prieto³,

¹Departamento de Biología, Universidad del Cauca. ²Coporación Universitaria Autónoma del Cauca.

³Universidad del Valle. <mgallego@unicauca.edu.co>

La región del Piedemonte Andino-Amazónico correspondiente al departamento del Cauca, se caracteriza por presentar eco-regiones estratégicas que comparten límites departamentales con Caquetá y Putumayo, alcanzando una extensión aproximada de 444.000 ha y representan el 15% del área total de la cuenca del río Caquetá. La eco-región de la Bota Caucana ha sido considerada un área de interés para la conservación nacional y global, debido a que representa un punto de convergencia de unidades biogeográficas como el Valle del Magdalena, las cordilleras Central y Oriental y la región amazónica (Donegan y Salaman, 1999; Mittermeier *et al.*, 2011); a su vez, presenta un gradiente altitudinal entre los 300 y 3200 msnm y bajo su delimitación, contiene hábitats y endemismos que representan una extraordinaria diversidad de organismos provenientes de la vegetación de tierras bajas y bosques andinos (Hernández y Naranjo, 2007). En este contexto, el proyecto Colombia-BIO Cauca, financiado por Colciencias, ha venido estudiando cuatro grupos de insectos hormigas, abejas, estafilínidos y mariposas en áreas poco exploradas de la Bota Caucana. Con métodos de colecta para estos grupos taxonómicos, han sido muestreadas diferentes áreas durante 2017-2018. Hasta el momento los resultados obtenidos reportan la presencia de 254 spp. de abejas silvestres, de 30 géneros y 4 familias Halictidae, Colletidae, Megachillidae y Apidae; 589 spp de estafilínidos de 14 subfamilias: Aleocharinae, Euaesthetinae, Leptotyphlinae, Megalopsidiinae, Osoriinae, Oxytelinae, Paederinae, Piestinae, Pselaphinae, Scaphidiinae, Scydmaeninae, Staphylininae, Steninae y Tachyporinae; 255 spp. de mariposas de 5 familias Nymphalidae, Hesperidae, Pieridae, Papilionidae, Riodinidae y 15 subfamilias; y 320 spp. de hormigas de 64 géneros y 11 subfamilias Amblyoponinae, Dolichoderinae, Dorylinae, Ectatomminae, Formicinae, Heteroponerinae, Myrmicinae, Paraponerinae, Ponerinae, Proceratiinae, Pseudomyrmecinae.

Palabras clave: Biodiversidad, Endemismos, Insectos.

ECOLOGÍA QUÍMICA DE INSECTOS: ACTUALIDAD Y FRONTERAS

Estudio de las interacciones entre la planta de café *Coffea arabica* y la broca del café *Hypothenemus hampei* (Ferrari) y sus implicaciones para el control del insecto

Carmenza E. Góngora B*¹, Johanna Tapias¹, Jorge Jaramillo¹, Ana María Castro¹, Herley Casanova² & Pablo Benavides¹

*¹Disciplina de Entomología. Cenicafé. Manizales. Caldas. ²Grupo de Coloides, Universidad de Antioquia, Medellín, Colombia. <carmenza.gongora@cafedecolombia.com>

Introducción

La broca del café *Hypothenemus hampei* (Ferrari) (Coleoptera: Curculionidae: Scolytinae), es la plaga más importante de la caficultura colombiana. Desde su llegada a Colombia en 1988 Cenicafe (Centro Nacional de Investigaciones de Café) y Federacafé (Federación Nacional de Cafeteros de Colombia) han realizado grandes esfuerzos en la implementación de un programa de Manejo integrado del insecto (Benavides *et al.*, 2012), el cual incluye múltiples componentes de control, entre ellos el control cultural que consiste en la recolección periódica y oportuna de los granos maduros de café y que es fundamental para control de la plaga.

Esta estrategia de control radica también contribuye a interrumpir la comunicación entre la planta de café específicamente el fruto y el insecto, de tal manera que los frutos de café maduros que son los órganos en la planta que emiten las señales que más atraen al insecto son retirados. Giordanengo *et al.* (1993) demostraron que las hembras de *H. hampei* son capaces de diferenciar entre granos de café de diferentes estados de maduración siendo más atraídos a los granos maduros.

Uso de olfatómetro en Y para determinar las preferencias olfativas de la broca del café

Los estudios realizados empleando olfatómetría han sido de utilidad en el entendimiento del comportamiento del insecto. Adicionalmente se han desarrollado nuevos diseños experimentales y se ha corroborado la atracción que ejercen los frutos maduros de café sobre las hembras de la broca. Los datos de la figura 1 muestran la respuesta de la broca empleando un olfatómetro con tubo de vidrio en forma de Y. de ¼ de pulgada, al cual se le conecta una manguera de teflón que se ajusta a un sistema de liberación de aire. Por los dos extremos superiores del tubo en Y entra el aire limpio y por el otro se recoge formando un sistema cerrado. La velocidad del aire se controla por medio de reguladores de presión con flujo constante a 100 mL/s (Sengonca y Kranz, 2001). Al final de las dos entradas, el aire pasa a través de dos compartimentos elaborados con bolsas de Nalophan inodoras. Cada compartimento contiene frutos de café maduros de 200 a 220 días de desarrollo, recién recogidos de árboles en campo.

En estos experimentos el entendimiento del ritmo circadiano del insecto es fundamental para su desarrollo. Es así como las evaluaciones deben realizarse entre la 1:00 y 5:00 pm momento en el cual bajo condiciones naturales de campo la broca es más activa. Las evaluaciones que se han realizados para determinar el efecto de plantas o volátiles atractivos o repelentes se han hecho en bioensayo independiente, con 4 poblaciones de 50 brocas hembras cada una en días diferentes, la evaluación de los insectos se realiza con insectos individuales, anotando el número de visitas a cada uno de los brazos y con esto se estima el porcentaje de preferencia del insecto. Se emplean brocas hembras adultas recién emergidas de frutos de café. Cada broca responde al estímulo una vez escoge uno de los brazos del tubo en Y y realiza el recorrido hasta llegar a la bolsa que contienen los frutos.

Como controles se usa 1. Frutos de café solo en ambos compartimientos del olfatómetro, que corresponden al control absoluto del experimento, 2. Frutos de café vs frutos de café con acetona al 0,13% como testigo relativo (la acetona se usa para diluir los volátiles evaluados), 3. Frutos de café vs frutos de café con una mezcla de metanol: etanol en proporción 3:1 (Barrera *et al.*, 2006), este corresponde al control positivo de atracción. Los tratamientos consisten en colocar en alguno de los compartimientos junto con los frutos los tratamientos que liberan los volátiles a evaluar.

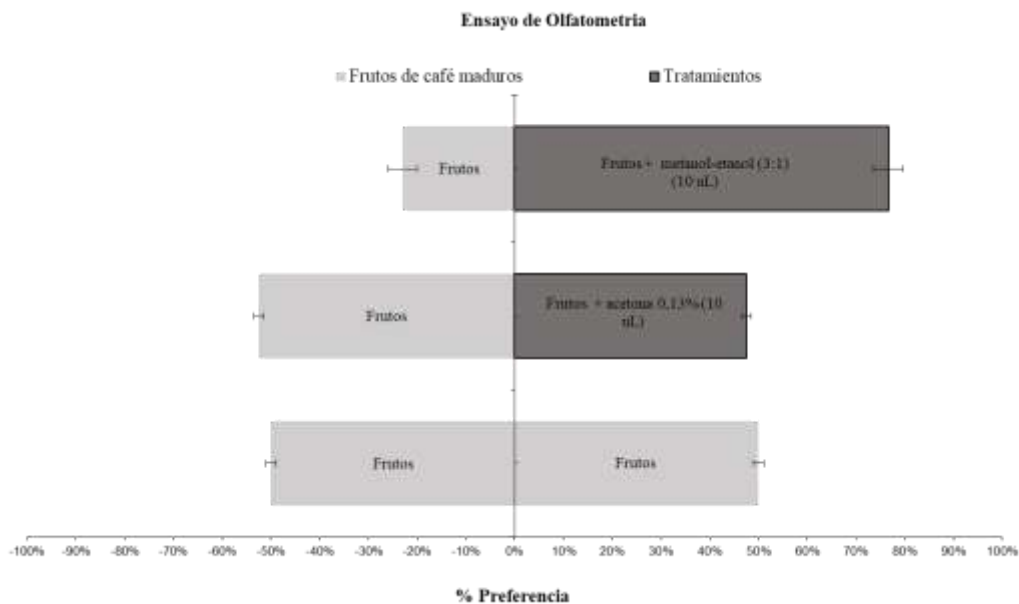


Figura 1 Porcentaje de respuesta de *Hypothenemus hampei* (Promedio \pm EE; n = 200 por cada volátil) cuando selecciona entre dos fuentes de olor en un olfatómetro de tubo en Y: frutos de café vs. frutos de café; frutos de café vs. frutos de café + disolvente control (acetona 0,13%); frutos de café vs. café y un control atrayente (mezcla de metanol –etanol 3:1).

El compartimiento con únicamente frutos de café maduros como control absoluto, muestra siempre que la preferencia de la broca en cada uno de los compartimentos es del 50%, esto evidencia que

no existe sesgo de orientación. En la evaluación de frutos de café vs frutos de café-acetona al 0,13%, tampoco se observa preferencia por ningún brazo, siendo comparable con el control (frutos vs frutos), la elección de la broca siempre ha sido 50:50. Con la mezcla de café vs café-alcoholes, el 74% de las brocas escogen el brazo que contenía los alcoholes, siendo diferente significativamente a 50%. El control positivo confirma la atracción de la mezcla de alcoholes.

Identificación de Compuestos repelentes de la broca del café

Nuestro objetivo ha sido el de identificar sustancias repelentes a la broca del café que puedan ser usadas como parte de la estrategia de control del insecto. Inicialmente Castro *et al.* (2017 y 2018) identificaron plantas presentes en la zona cafetera y que la literatura indicaba que interactúan con el insecto. Fue así como se evaluó en olfatometro la preferencia de la broca a frutos de café maduros acompañados de estas plantas. Los resultados mostraron que Emilia sonchifolia atrajo las hembras de la broca del café, con una preferencia del 64%, difiriendo estadísticamente del control absoluto. *Nicotiana tabacum*, *Lantana camara*, *Crotalaria micans*, *Calendula officinalis*, *Artemisia vulgaris* y *Stevia rebaudiana* mostraron ser repelentes a la broca, los frutos de café acompañados por estas plantas fueron escogidos por las brocas entre un 20 y 30% de las veces. No se encontraron diferencias significativas entre los siete tratamientos de plantas repelentes, pero todos los tratamientos se diferenciaron estadísticamente del control absoluto.

Luego, algunas de estas especies fueron evaluadas en condiciones de campo para lo cual se seleccionaron cuatro plantas adultas de café (3 a 4 años de edad) con frutos, continuas y equidistantes, formando un rectángulo, en medio de dos de las plantas de café se sembró la planta acompañante a evaluar, las otras dos plantas de café del arreglo no tuvieron planta acompañante y correspondieron a las plantas de referencia. Se evaluaron *N. tabacum*, *L. camara* y *E. sonchifolia*. 20 repeticiones/ tratamiento. Cada unidad experimental se encerro con una estructura de tul y varas de guadua. Se identificaron al menos dos plantas con efecto repelente: *N. tabacum* y *L. cámara* (Castro *et al.*, 2017).

El siguiente paso fue identificar la composición de los compuestos volátiles emitidos por las plantas. La identificación se realizó por micro extracción en fase sólida (SPME). Se obtuvieron hojas y flores de las plantas en su estado adulto sembradas en campo. El material vegetal se encerró en un recipiente de vidrio de 500 ml, se equilibraron por 45 min a temperatura ambiente y los compuestos se atraparon con la fibra de extracción carboxenpolidimetilxiloxano (Supelco, USA) durante 40 min a temperatura ambiente. La detección de los compuestos se realizó por medio de una cromatografía de gases acoplada a espectrofotometría de masas (GC-MS) con una columna de 50 m x 320 μm x 1 μm , DBWAX. Para la identificación de los compuestos volátiles se utilizaron las librerías NIST 98 y Wiley 275. Para todos los compuestos la similaridad con respecto a las librerías fue de >90%.

Entre los compuestos identificados se encontraron α -terpineno, (R)- (+) farneseno mezcla de isómero y β - cariofileno, así que se evaluó la preferencia de la broca a granos de café maduros en presencia de estos volátiles (10 μ l de cada compuesto fueron puestos en $\frac{1}{4}$ de papel filtro de 25 mm diámetro Whatman N1), empleando nuevamente el olfatómetro con la metodología indicada anteriormente. Los tratamientos consistieron en la evaluación de concentraciones entre 25 a 200 ppm de α -terpineno, (R), farneseno mezcla de isómeros y β - cariofileno.

Con α -terpineno no existe preferencia por debajo de 1000 ppm. Con el farneseno a las concentraciones evaluadas no hubo preferencia por ninguno de los brazos, siendo igual al control.

El β -cariofileno mostró repelencia significativa.

Evaluación de repelencia de broca en árboles en campo

La prueba de campo se realizó en una plantación comercial de café variedad Castillo® de 3 años de edad después del zoqueo. En el lote se seleccionaron parejas de árboles (unidades experimentales) ubicados uno en frente del otro en el surco adyacente. Previo al establecimiento de los tratamientos se retiraron los frutos brocados de cada árbol y se determinó el número total de frutos sanos presentes.

En un primer ensayo: Las dos plantas no fueron encerradas. En un segundo ensayo las dos plantas fueron encerradas usando una jaula entomológica de tul y tubos de pvc. Para los dos ensayos se tuvieron dos tratamientos con 20 repeticiones (parejas de árboles) cada uno, los cuales fueron asignados aleatoriamente. En el primer tratamiento, en uno de los dos árboles que conformaba la pareja, se colgaron 3 trozos de geles de β -cariofileno microencapsulado. Los geles fueron suministrados por Nexentia S.A.S y fueron envueltos en papel vinipel® para evitar la desecación y luego distribuidos sobre las ramas productivas de uno de los dos árboles; al otro árbol de la pareja no se le colgó nada (árbol de referencia). En el segundo tratamiento, ninguno de los árboles que conformaban la unidad experimental tenía los geles de β -cariofileno (testigo absoluto).

Luego de establecer los tratamientos, se depositó sobre el suelo en medio de cada pareja de árboles, frutos secos previamente infestados con adultos de broca en una proporción 4:1. La cantidad de frutos secos depositados en el suelo por cada unidad experimental, se estimó en relación a la cantidad total de frutos que tenían los árboles. Se esperaba que, de estos frutos secos, salieran brocas adultas para lograr 12% de infestación en los frutos de los árboles.

La cuantificación de frutos totales infestados en cada pareja de árboles; de ambos tratamientos, se realizaron a los 5, 14 y 25 días después de dejar los frutos secos, registrando el número total de frutos brocados en cada uno de los árboles que conformaron la unidad experimental. En los dos experimentos se evidenció un mayor porcentaje de escape de los adultos de broca y menor

porcentaje de brocas infestando en los frutos en presencia del β -cariofileno según prueba LSD al 5%.

En el experimento 1, el número de brocas que se alejan de los frutos en el control fue de 34% mientras que en presencia del terpeno fue del 51%, mostrando que un 20% de las brocas fueron repelidas. Los porcentajes de perforación fueron de 52% en el control vs 32% en presencia del volátil, esto concuerda con un 20% de escape de brocas (Figura 2). Las diferencias estadísticas fueron significativas entre el control y el tratamiento en cuanto a las dos variables, indicando el efecto repelente del β -cariofileno.

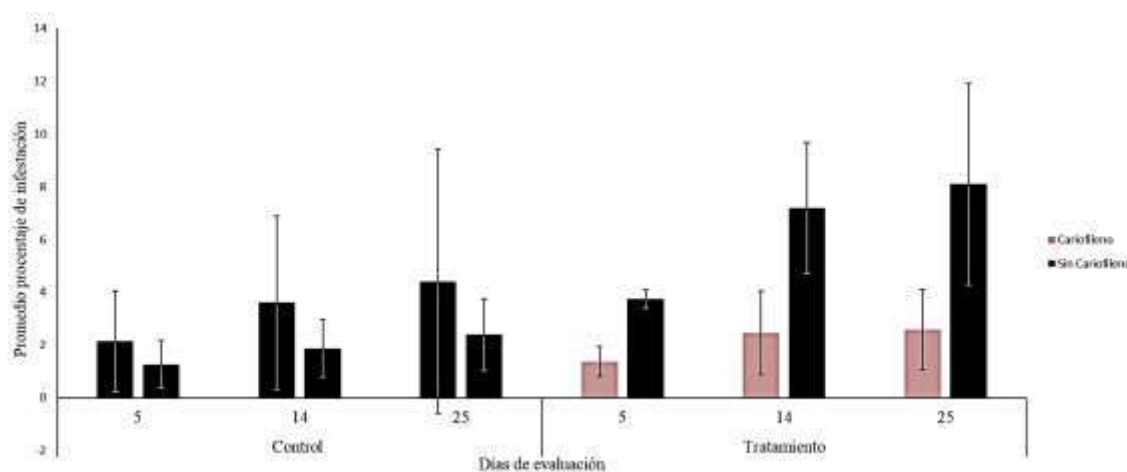


Figura 2. Porcentaje de infestación por broca en los árboles de café.

Conclusiones y perspectivas

Hemos desarrollado metodologías que permiten conocer la respuesta del insecto a diferentes volátiles en condiciones de laboratorio y campo.

Tanto en laboratorio como en condiciones de campo es posible demostrar el efecto de repelencia de un compuesto sobre la broca del café al comparar una planta con y una sin el repelente. El uso de las jaulas entomológicas permite hacer las comparaciones respectivas y sin la intervención de un compuesto atrayente como son las trampas de metanol: etanol. El rango de emisión del β -cariofileno es aún desconocido y es necesario realizar nuevos experimentos que permitan conocer este rango de acción con el fin de poder usarlo efectivamente dentro de una estrategia de manejo integrado.

Existe preocupación por el efecto en el medio ambiente del uso de insecticidas de síntesis química junto con la problemática de la resistencia de los insectos a este tipo de insecticidas. El efecto en

la salud humana ha incrementado el interés en el uso de otro tipo de compuestos para el control de insectos. El volátil aquí identificado, β -cariofileno, es promisorio para ser usado en campo como una alternativa fácil y práctica de instalar en los árboles de café. No obstante, se debe determinar el radio de acción de este volátil y evaluar otros emisores solos o en combinación con el β -cariofileno.

Referencias

Barrera J, Herrera J, Villacorta A, García AE, Cruz L (2006). Trampas de metanol-etanol para detección, monitoreo y control de la broca del café *Hypothenemus hampei*. In: Barrera JF, Montoya P (eds). Simposio sobre trampas y atrayentes en detección, monitoreo y control de plagas de importancia económica, Colima, México, pp 71-83

Benavides P, Góngora C, Bustillo A (2012). IPM program to control coffee berry borer *Hypothenemus hampei*, with emphasis on highly pathogenic mixed strains of *Beauveria bassiana*, to overcome insecticide resistance in Colombia. In *Insecticides-Advances in Integrated Pest Management*. IntechOpen.

Castro AM, Tapias J, Ortiz A, Benavides P, Góngora CE (2017). Identification of attractant and repellent plants to coffee berry borer, *Hypothenemus hampei*. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 164(2): 120-130.

Castro AM, Benavides P, Góngora CE (2018). Push-pull strategy for handling the coffee berry borer. *Trends in Entomology*. 14: 5-61

Giordanengo P, Brun LO, Frerot B (1993). Evidence for allelochemical attraction of the coffee berry borer, *Hypothenemus hampei*, by coffee berries. *Journal of Chemical Ecology* 19(4): 763-769.

Sengonca C, Kranz A (2001). A modified, four-armed olfactometer for determining olfactory reactions of beneficial arthropods. *Journal of Pest Science* 74: 127-132.

Big data in the study of insect chemical ecology

Joel Ljunggren¹, **Felipe Borrero-Echeverry**^{2,3}, Amrita Chakraborty², Tobias U. Lindblom⁴,
Maria Karlsson⁵, Peter Witzgall², Marie Bengtsson²

¹ Department of Natural Sciences, Mid Sweden University, Sundsvall, Sweden. ² Department of Plant Protection Biology, Swedish University of Agricultural Sciences, Alnarp, Sweden. ³ Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria -AGROSAVIA, Centro de Investigación Tibaitatá, Mosquera, Colombia. ⁴ Department of Crop Production Ecology, Swedish University of Agricultural Sciences, Ultuna, Sweden. ⁵ Department of Horticulture, Swedish University of Agricultural Sciences, Alnarp, Sweden. <fborrero@agrosavia.co>

Insects live in a chemical world. Although they use a wide array of sensorial systems olfaction and taste are essential in their interactions with their surroundings. During the last 70 years, an enormous amount of research has been carried out in the study of insect chemical ecology, particularly in pheromone research and plant-insect interactions. However, more complex systems, such as microbe-plant-insect interactions have been far less studied, in part, due to the difficulties in characterizing and interpreting the complexity of chemical signals.

The digital age has provided tools that may be used to help resolve these difficulties. The ease of access to research, the creation of open semiochemical databases such as the Pherobase (El-Sayed, 2018 and mVOC (Lemfack, Gohlke, Toguem, Preissner, Piechulla and Preissner, 2018), the availability of open source software, chemical libraries such as NIST, virtually unlimited processing power and new statistical methods have drastically changed our ability to understand the complexity of chemical communication. The main challenge researchers now face is how to plan their studies to best utilize these tools. In this talk we will explore these tools through an example in our studies to better understand the communication between microbes and insects.

Microorganisms broadcast a rich bouquet of volatile metabolites to mediate communication with other microorganisms, plants and associated animals (Leach *et al.*, 2017, Carthey *et al.*, 2018). Although plants are well known to release volatile compounds in abundance, there is mounting evidence of abundant volatile production by bacteria (Schulz and Dickschat, 2007), fungi (Kramer and Abraham 2012) and yeasts (Hernandez-Orte *et al.*, 2008, Dzialo *et al.*, 2017). The wide overlap in compounds released by plants (Knudsen *et al.*, 1993) and microbes (Lemfack *et al.*, 2018) suggests that what was previously thought to be plant headspace might also include volatiles produced by epiphytic and endophytic microbes. For example, floral scent is strongly shaped by yeasts which metabolize pollen and nectar, releasing distinctive volatile signatures (Raguso, 2014, Sobhy *et al.*, 2018).

Yeasts are widely associated with insects since they require vectors for dispersal and outbreeding. On the other hand, yeasts may be a source of nutritional to insects (Blackwell, 2017a, b). Yeast-insect interactions are facilitated by yeast-produced volatiles that affect insect behavior.

Consequently, yeast volatiles together with plant volatiles, play a part in host-plant and food finding in insect herbivores, including flies and moths (Becher *et al.*, 2012, Witzgall *et al.*, 2012).

The current lack of environmentally friendly, efficient control methods for pest insects is an increasingly pressing issue in times of global change and increasing food insecurity (Onyutha *et al.*, 2018). Since yeasts attract both adults and larvae for feeding (Choi *et al.*, 2011, Davis and Landolt, 2013) live yeast cultures, or yeast metabolites can be exploited for population control of herbivores (El-Sayed *et al.*, 2009). However, we must first achieve a deep understanding of the chemical language used in these interactions.

Using several *Metschnikowia* and one *Cryptococcus* yeast species, isolated from insect larvae feeding on foliage (*Spodoptera littoralis*) or fruit (*Cydia pomonella*), we studied whether taxonomically related yeasts, isolated from different insects and habitats, differ with respect to their volatile metabolomes, and whether cotton leafworm larvae behave differently towards them. We have investigated the volatomes of these yeasts by gas chromatography-mass spectrometry (GC-MS) and comparative multivariate discriminant analysis, which provided unique volatile fingerprints for all species of yeast. Differential larval attraction reveals the behavioural relevance of the observed differences in yeast volatome composition.

We show how combining a robust, automated method for chromatogram alignment, combined with simple bioassays and statistic tools we are able to predict which compounds may be responsible for both larval attraction and repellency, rather than having to begin this process with time consuming electrophysiological studies and potentially endless blend bioassays.

References

Becher PG, Flick G, Rozpedowska E, Schmidt A, Hagman A, Lebreton S, Larsson MC, Hansson BS, Piskur J, Witzgall P, Bengtsson M (2012). Yeast, not fruit volatiles mediate attraction and development of the fruit fly *Drosophila melanogaster*. *Funct Ecol* 26:822-828 (doi:10.1111/j.1365-2435.2012.02006.x)

Blackwell M (2017a). Made for each other: Ascomycete Yeasts and Insects, p 945-962. In Heitman J, Howlett B, Crous P, Stukenbrock E, James T, Gow N (ed), *The fungal kingdom*. ASM Press, Washington, DC. doi: 10.1128/microbiolspec.

Blackwell M (2017b). Yeasts in Insects and other invertebrates. In: Buzzini P., Lachance MA, Yurkov A. (eds), *Yeasts in natural ecosystems: Diversity*, pp. 397-433. Springer, Cham. (doi: 10.1007/978-3-319-62683-3_13)

Carthey AJ, Gillings MR & Blumstein D T (2018). The extended genotype: microbially mediated olfactory communication. *Trends in Ecology & Evolution* 33: 885-894 (doi: 10.1016/j.tree.2018.08.010)

- Choi HS, Kim GJ and Shin HJ (2011). Biocontrol of moth pests in apple Orchards: preliminary field study of application potential for mass trapping. *Biotechnology and Bioprocess Engineering*, 16(1), pp.153-157. (doi:10.1007/s12257-010-0127-7)
- Davis TS and Landolt PJ (2013). A survey of insect assemblages responding to volatiles from a ubiquitous fungus in an agricultural landscape. *Journal of Chemical Ecology*, 39(7), pp.860-868. (doi:10.1007/s10886-013-0278-z)
- Dzialo MC, Park R, Steensels J, Lievens B & Verstrepen KJ (2017). Physiology, ecology and industrial applications of aroma formation in yeast. *FEMS Microbiology Reviews* 41, fux031, S95–S128 (doi: 10.1093/femsre/fux031)
- El-Sayed AM, Suckling DM, Byers JA, Jang EB & Wearing CH (2009). Potential of “lure and kill” in long-term pest management and eradication of invasive species. *Journal of Economic Entomology* 102, 815-835.
- El-Sayed A. (2018). The pherobase: Database of pheromones and semiochemicals. <http://www.pherobase.com>.
- Hernandez-Orte P, Cersosimo M, Loscos N, Cacho J, Garcia-Moruno E, Ferreira V (2008). The development of varietal aroma from non-floral grapes by yeasts of different genera. *Food Chem* 107:1064-1077 (doi:10.1016/j.foodchem.2007.09.032)
- Kramer R & Abraham WR (2012). Volatile sesquiterpenes from fungi: what are they good for?. *Phytochemistry Reviews*, 11(1), 15-37. (doi: 10.1007/s11101-011-9216-2)
- Leach JE, Triplett LR, Argueso CT & Trivedi P (2017). Communication in the phytobiome. *Cell*, 169(4), 587-596. (doi:10.1016/j.cell.2017.04.025)
- Lemfack MC, Gohlke B-O, Toguem Serge M T, et al. (2018). Mvoc 2.0: A database of microbial volatiles *Nucleic Acids Res* 46: D1261-D1265
- Oyutha C (2018). African crop production trends are insufficient to guarantee food security in the sub-Saharan region by 2050 owing to persistent poverty. *Food Security* 10, 1203-1219. doi: 10.1007/s12571-018-0839-7
- Raguso RA. (2004). Why are some floral nectars scented? *Ecology* 85:1486-1494
- Schulz S, Dickschat JS (2007). Bacterial volatiles: the smell of small organisms. *Nat Prod Rep* 24:814-842 (doi: 10.1039/b507392h)
- Sobhy IS, Baets D, Goelen T, Herrera-Malaver B, Bosmans L, Van den Ende W, Verstrepen KJ, Wäckers F, Jacquemyn H & Lievens B (2018). Sweet scents: nectar specialist yeasts enhance

nectar attraction of a generalist aphid parasitoid without affecting survival. *Frontiers in Plant Science*, 9, 1009. (doi:10.3389/fpls.2018.01009)

Witzgall P, Proffit M, Rozpedowska E, Becher PG, Andreadis S, Coracini M, Lindblom TUT, Ream LJ, Hagman A, Bengtsson M, Kurtzman CP, Piskur J, Knight A (2012). "This is not an apple" - yeast mutualism in codling moth. *J Chem Ecol* 38:949–957 (doi: 10.1007/s10886-012-0158-y)

Applied insect chemical ecology: a global perspective of successes and challenges

Francisco Gonzalez Fuentes¹

¹ ChemTica Internacional S.A., Santo Domingo de Heredia, Costa Rica.

<francisco_gonzalez@chemtica.com>

Human population is about to face the greatest challenge of modern history which corresponds to feed an ever increasing population in a hostile environment. It is expected that in only 4 years from now the population increase 1 billion individuals and that by the year 2050 this number exceeds the astonishing amount of 10 billion people worldwide (Dillard, 2019). The problem accentuates by considering that despite the number of individuals in the planet the geographical areas to produce our crops will stay the same while the environmental conditions will vary due to the undeniable effects of climate change. Elevated atmospheric CO₂ in addition to seasonal temperature variations, higher humidity and unstable cycles of cyclones and hurricanes correlate with the adaptation of crop pests and diseases out of their normal time periods, outbreaks of invasive species, reappearance of controlled phytosanitary problems and a myriad of negative consequences (Trebecki & Finlay, 2019). Furthermore, the solutions implemented to control phytosanitary problems during a big part of the XX Century caused several more unwanted consequences in human and environmental health, namely intoxications, chronic diseases and pollution. Finally, several chemical molecules used as single silver bullets against pests and diseases just stopped working due to the resistance generated by the selection pressure caused by those chemicals.

The indiscriminate use of pesticides to treat agricultural pests and diseases for decades led to insecticide resistance, dissatisfied markets and a societal outcry for changes in the way that crops are produced. Interestingly, during the last 50 years, slowly but increasing, the adoption of new strategies has flourished. Those strategies are part of the so-called Integrated Pests (and Diseases) Management or IPM, and are based on the balanced use of cultural, biological and chemical techniques to deal with pests and diseases that affect crops. Although the importance of IPM is clear, its adoption has followed a slow process with Europe leading the way and Developing Countries lagging behind (Penshin, *et al.*, 2009). Nevertheless, as a consequence to the challenges that IPM represents, several new technologies and hence innovative business opportunities have appeared. For instance, former chemical pesticide companies have entered in the production of biological-based products such as entomopathogenic viruses, fungi and bacteria. Other smaller companies and new ventures have developed business models which foundations lay on the study, development and commercialization of living invertebrates that feed or complete their life cycles on other organisms that represent pests in agriculture. These approaches have been particularly

successful in crops of greenhouse operations and the combination of several IPM methods are quite promising (Gonzalez *et al.*, 2016).

Among those IPM technologies, the applied use of knowledge from Insect Chemical Ecology appears as one of the most successful. The scientific work with insect pheromones goes back to 1959 (Schneider, 1999). However, the use of behavior-modifying chemicals for pest control was already obvious in those early days. It took a couple of decades for the industry to pick up those ideas and to develop new research groups, university-agreements and finally to mass produce and commercialize semiochemicals for pest control (Schneider, 1999; Witzgall *et al.*, 2010).

As it is now, there are hundreds of products developed from semiochemicals, although the market is shared between only 60 companies of medium and small size with a few exceptions. These companies have focused mainly in two types of pheromones: sexual pheromones, in which the chemicals released by one gender (generally the female) are able to attract members of the other gender of the same species, and aggregation pheromones, which are chemical compounds that attract both genders to a common area. When it comes to sexual pheromones, moth pheromones have been the most widely used successfully for monitoring. For example, devastating pests of several crops such as *Spodoptera* species are successfully monitored with pheromone-baited traps that allow to prepare and decide on corrective actions against incoming populations of these insects (Cruz, *et al.*, 2012). Additionally, sexual pheromones of moths have been vastly used to implement the technique of sexual confusion and mating disruption which is based on permeating large quantities of sexual pheromones that do not allow the males to effectively recognize the presence of females and therefore collapsing the population development. Mating disruption has been effectively used for pests of stone fruits and also successfully used against stored product moths (Ryne, *et al.*, 2006; Witzgall *et al.*, 2010). When it comes to aggregation pheromones, their use has been mainly to mass trap adults in killing stations that lead to population collapse. This technique has been especially efficient to control Coleoptera of agricultural importance such as the Red Palm weevil (RPW, *Rhynchophorus ferrugineus*), the American Palm weevil (*R. palmarum*), the banana weevil (*Cosmopolites sordidus*) and some moths such as the tomato leafminer (*Tuta absoluta*) among many others (Witzgall *et al.*, 2010).

Despite the successes, not all use of pheromones has been as straightforward. For instance, some insects are not significantly attracted to traps baited with pheromones until those pheromones are combined with relevant host compounds (also known as kairomones). This is the case of codling moth and its dependency on the combination of its pheromone (codlemone) and the compound called pear ester (Bengtsson *et al.*, 2014). Also it has become apparent in the optimum catches of the American Palm weevil, in which the pheromone by itself is not as attractive as combining with the compound ethyl acetate, and the background smell of sugarcane sticks (Rodríguez *et al.*, 2016). These extra requirements represent increasing challenges in terms of costs since they do not rely in one, but multiple components, and are generally associated to higher labour costs. Those issues

may be of minor or major importance according to the geographical area. For instance, in Southeast Asia and in Middle East, the maximum temperatures and long extensions of date palm, coconut and oil palm plantations represent serious reasons for which plantation workers are not so keen on servicing food baits of traps that aim to control RPW. For such a reason, the technology of attract and kill, in which an insecticide is mixed with a pheromone in a biodegradable matrix was evaluated. The results then showed that indeed population development can be suppressed with this methodology but more experiences are required to validate its full use (Gonzalez, 2019; Accepted). Some other times the main issue about using the pheromone technology does not have to do with the cost of the pheromone itself or the frequency of servicing, but with the costs associated to the trapping method. For instance, in Zambia, due to the costs of the Universal Moth Trap used to control the Fall Armyworm (*S. frugiperda*), we designed an attract and kill station based on a soda bottle with pheromone and a cheap insecticidal net widely available in Africa. The results showed that insects were successfully trapped and killed with the proposed method (Gilson *et al.*, 2018).

There is a diversity of challenges pending in several insect pests. For example, those pests of which the pheromones are, for one reason or another, not ideal candidates to mediate insect attraction and therefore control. In such cases, there is a need to deepen our knowledge on the meaning of the semiochemicals and their importance in insects life cycle. This is the case of the stable fly, *Stomoxys calcitrans* a problem affecting agriculture, diary and livestock production. Although the pheromone of stable fly has been known for decades, its use is precluded due to its low volatility, identity and incompatibility with any trapping method. This have made us look at the kairomones that would allow us to trap this insect. Our results have shown that visual and host-indicating compounds are the key to mass trap this insect.

The global market of pheromones is estimated to be at least \$430 million USD worldwide and it has increased 17% in the last 5 years with a prediction of keep following this trend in the upcoming years (Dunham, 2016). Without a doubt, there are many challenges to be addressed but dedicated scientific collaborations have been and will be able overcome them. Dedication, patience and positivity by regulatory policy-makers as well as growers are prerequisites for the bright future of this sector.

References

- Bengtsson JM, Gonzalez F, Cattaneo AM, Montagné N, Walker WB, Bengtsson M, Anfora G, Ignell R, Jacquin-Joly E, Witzgall P. (2014). A predicted sex pheromone receptor of codling moth *Cydia pomonella* detects the plant volatile pear ester. *Frontiers in Ecology and Evolution*, 2, 33.
- Cruz I, Figueiredo MDLC, Silva RBD, Silva IFD, Paula CD, & Foster JE (2012). Using sex pheromone traps in the decision-making process for pesticide application against fall armyworm

(*Spodoptera frugiperda* [Smith] [Lepidoptera: Noctuidae]) larvae in maize. *International Journal of Pest Management*, 58(1), 83-90.

Dunham W (2016). Semiochemicals: maybe the fastest growing segment of the biopesticide market. <http://dunhamtrimmer.com/wp-content/uploads/2017/07/Prod-Trends-2.pdf> Access on 21 May 2019.

Gilson C, Gonzalez F, Bingham GV & Matimelo M (2018). Efficacy of a pheromone trap with insecticide-treated long-lasting screen against fall armyworm (FAW), *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). *Outlooks on Pest Management*, 29(5), 215-219.

Gonzalez F, Tkaczuk C, Dinu MM, Fiedler Ĺ, Vidal S, Zchori-Fein E & Messelink GJ (2016). New opportunities for the integration of microorganisms into biological pest control systems in greenhouse crops. *Journal of Pest Science*, 89(2), 295-311.

Peshin R, Bandral RS, Zhang W, Wilson L, Dhawan AK. (2009). Integrated pest management: a global overview of history, programs and adoption. In: Peshin R., Dhawan A.K. (eds) *Integrated pest management: innovation-development process*. Springer, Dordrecht.

Rodríguez C, Oehlschlager AC & Chinchilla C M (2016). Examination of critical components of *Rhynchophorus palmarum* pheromone traps. *ASD Oil Palm Papers*, 46, 15.

Ryne C, Ekeberg M, Jonzén N, Oehlschlager C, Löfstedt C & Anderbrant O (2006). Reduction in an almond moth *Ephestia cautella* (Lepidoptera: Pyralidae) population by means of mating disruption. *Pest Management Science*, 62(10), 912-918.

Schneider D (1999). Insect pheromone research: some history and 45 years of personal recollections. *IOBC WPRS Bulletin*, 22(9), 1-8.

Trebicki P & Finlay K (2019). Pests and diseases under climate change; its threat to food security. In Yadav SS, Redden R, Hatfield J, Ebert A, Hunter D (Eds) *Food security and climate change*. Wiley Blackwell, Chinnai, India.

Witzgall P, Kirsch P & Cork A (2010). Sex pheromones and their impact on pest management. *Journal of Chemical Ecology*, 36(1), 80-100.

Feromonas: Herramienta estratégica en los programas de vigilancia de plagas de control oficial

María Fernanda Díaz Niño¹, Ángela Patricia Castro Avila¹, Fabiola Moreno Martínez²,
Emilio Arévalo Peñaranda³.

¹Dirección Técnica de Epidemiología y Vigilancia Fitosanitaria - ICA. ²Dirección Técnica de Inocuidad e Insumos Agrícolas - ICA. ³Director Técnico de Epidemiología y Vigilancia Fitosanitaria –ICA.

<emilio.arevalo@ica.gov.co>

1. Introducción:

Durante décadas, los insectos han sido los principales vectores de la propagación de enfermedades infecciosas devastadoras, tanto para humanos como en sistemas de producción pecuaria y agrícola alrededor del mundo. Además, son responsables de daños directos en cultivos y actores fundamentales del debilitamiento de la resiliencia ambiental de los ecosistemas, frente a otros disturbios (Bradshaw *et al.*, 2016).

Las amenazas planteadas por la presencia de nuevas plagas en sistemas productivos agrícolas y forestales son cada vez mayores (Baker *et al.*, 2005; Bradshaw *et al.*, 2016). Las causas asociadas incluyen el incremento en los volúmenes de productos vegetales comercializados, así como el establecimiento de nuevos cultivos en áreas diferentes de sus centros de origen y el impacto del cambio climático sobre la dispersión, distribución y establecimiento de organismos plaga (Augustin *et al.*, 2012; Quilici *et al.*, 2012; Mironova *et al.*, 2013; Poland & Rassati 2019). Se estima que entre el 30 y 45% de los artrópodos plaga en sistemas productivos agrícolas y silviculturales, corresponden a organismos exóticos (Pimentel, 2002).

Según lo descrito por Kenis & Branco (2010), la cuantificación aproximada de pérdidas anuales, por causa de la introducción de plagas exóticas en la Unión Europea, es cercana a los 10 mil millones de euros; no obstante, esta cifra no incluye los costos asociados al control, erradicación, establecimiento de cuarentenas o costos relacionados con el impacto en el acceso a mercados internacionales (Kenis & Branco 2010). Así mismo, en Estados Unidos, el Servicio de Inspección de Sanidad Animal y Vegetal (APHIS) aumentó su gasto anual para la implementación de programas de emergencia en más de 20 veces durante la década de 1990, pasando de 8,2 millones de EUR a 184 millones invertidos en el 2000 (Augustin *et al.*, 2012). Por lo anterior, han sido catalogados como el grupo animal más costoso para la sociedad humana (Bradshaw *et al.*, 2016).

De acuerdo con Bradshaw y colaboradores (2016), la polilla dorso de diamante *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae), es considerada la especie más costosa en el mundo, puesto que los programas de control de esta especie a nivel mundial se estiman en cerca de US\$ 4.6 billones por

año; sin embargo, se podrían lograr ahorros sustanciales mediante el fortalecimiento de los programas de vigilancia, control y sensibilización de la población (Bradshaw *et al.*, 2016).

Se considera que prevenir la llegada de nuevas especies es el método menos costoso y más efectivo para supervisar plagas exóticas invasoras (Kennedy 1981; Brockerhoff *et al.*, 2006). Los programas de cuarentena vegetal son diseñados para prevenir la entrada, establecimiento y dispersión de plagas exóticas y para evitar brotes futuros de plagas endémicas. Dentro de las actividades de estos programas se incluyen la vigilancia y la erradicación de plagas reglamentadas (Kennedy, 1981). Por lo anterior, las técnicas de vigilancia para estos organismos han sido revisadas recientemente, colocando especial atención a los atrayentes y sistemas de trampeo (Quilici *et al.*, 2012); no obstante, si se tiene en cuenta el número de especies exóticas que conforman el grupo de organismos sujetos a vigilancia oficial, muy pocos son monitoreados a través del establecimiento de redes de captura para la detección temprana.

2. Los semioquímicos como estrategia para la vigilancia y control de plagas

Las sustancias químicas externas al organismo que actúan sobre su comportamiento, se conocen como semioquímicos (del griego semeion = señal); en sí son químicos emitidos por las plantas, animales y otros organismos que conllevan a una respuesta etológica o fisiológica en los individuos de la misma o de otra especie; estos incluyen feromonas y aleloquímicos ((Ramirez de Lucas 1996; Wertheim *et al.*, 2005). Los aleloquímicos son semioquímicos producidos por individuos de una especie que pueden modificar el comportamiento de individuos de otras especies (efecto interespecífico); este grupo incluye: alomonas, cairomonas y sinomonas (Bruce *et al.*, 2005; Gillot 2005; Wertheim *et al.*, 2005; Badii *et al.*, 2010). Las feromonas son señales químicas emitidas por un individuo que le permiten comunicarse con otros individuos de su misma especie, en oposición con los aleloquímicos que son emitidos por una especie para comunicarse con individuos de otra especie (Ramirez de Lucas 1996).

En la naturaleza existen varios tipos de feromonas: 1) sexuales, cuyo objetivo es la conformación de grupos de individuos con fines reproductivos; 2) de alimentación o hibernación; 3) de alarma o alerta, que señalan la presencia de un enemigo natural o algún componente del ecosistema que representa un riesgo con el fin de enviar un mensaje de riesgo a los congéneres; 4) de marcación, utilizadas por diferentes especies para delimitar un territorio o la utilización de un hospedante (Guillot 2005; Wertheim W 2005).

De acuerdo con lo establecido en la NIMF No. 5 “*Glosario de términos fitosanitarios*” la vigilancia es un proceso oficial para recopilar y registrar información sobre la presencia o ausencia de una plaga utilizando encuestas, monitoreo u otros procedimientos, entendiéndose como oficial que es establecido, autorizado o ejecutado por la Organización Nacional de Protección Fitosanitaria (ONPF), que para el caso de Colombia es el Instituto Colombiano Agropecuario (ICA) (CIPF, 2018).

La vigilancia es una de las actividades básicas de las ONPF. De acuerdo con lo establecido en el artículo IV de la Convención Internacional de Protección Fitosanitaria (CIPF), entre las responsabilidades de las ONPF se incluye: “la vigilancia de plantas cultivadas, flora silvestre y productos vegetales en almacenamiento y transporte, con el fin de informar oportunamente sobre la presencia de un brote y la dispersión de una plaga en un área” (CIPF, 2019).

Los sistemas de vigilancia fitosanitaria de un país deben contar con elementos de vigilancia general y específica para el levantamiento de registros de plagas (CIPF, 2019). La vigilancia general es la determinación de la condición de una plaga a través de la consulta y análisis de diferentes fuentes de información, que se encuentran disponibles o son proporcionadas para el uso de la ONPF, mientras que la vigilancia específica se conforma por procedimientos mediante los cuales las ONPF, obtienen información sobre plagas de interés en sitios específicos de un área, durante un periodo de tiempo definido (CIPF, 2019).

Uno de los componentes fundamentales de los programas de vigilancia específica, corresponde al uso de trampas provistas con semioquímicos para la captura de plagas. Dentro de este esquema de vigilancia oficial, el establecimiento de redes de captura de moscas de la fruta a nivel mundial es quizás el ejemplo más relevante de monitoreo indirecto.

2.1 Los programas de vigilancia de moscas de la fruta

Las moscas de la fruta son un grupo de plagas muy importantes para muchos países por su potencial para causar daños en frutas y restringir el acceso a los mercados internacionales de productos vegetales hospedantes de estos organismos. La alta probabilidad de introducción de moscas de la fruta relacionadas con una gran variedad de hospedantes da como resultado restricciones impuestas por parte de muchos países importadores relativas a la aceptación de frutas provenientes de áreas en donde estas plagas se han establecido (CIPF, 2015).

Durante décadas se han desarrollado y estudiado diferentes tipos de trampa y señuelos para el estudio de poblaciones de moscas de la fruta. El primer atrayente descubierto, para la captura de moscas de la fruta fue el Metileugenol (ME), el cual fue estudiado por Howlett (1912) como herramienta para la captura de machos de *Bactrocera zonata* (Saunders) (Diptera: Tephritidae), seguido del queroseno como atrayente de *Ceratitis capitata* (Wiedemann) (Diptera: Tephritidae); en 1961, Beroza y colaboradores descubrieron la paraferomona trimedlure (TML) como un compuesto altamente eficiente para la captura de machos de *C. capitata* y en 1963, Beroza y Green demostraron que la paraferomona cuelure (CUE) era un atrayente efectivo de machos de *Bactrocera cucurbitae* (Coquillett) (Diptera: Tephritidae). Además, cebos alimenticios basados en soluciones de proteína hidrolizada, azúcares fermentados, jugos de frutas y vinagre han sido utilizados desde 1918 para la captura de machos y hembras de diversas especies de moscas de la fruta (Organismo Internacional de Energía Atómica, 2005).

Actualmente la paraferomona TML se utiliza para la captura de *Ceratitis capitata* y *Ceratitis rosa*. El ME captura un gran número de especies del género *Bactrocera*, entre ellas: *B. dorsalis*, *B. zonata*, *B. carambolae*, *B. philippinensis* y *B. musae*. La paraferomona CUE captura también especies de *Bactrocera*, como: *B. cucurbitae* y *B. tryoni* y puede llegar a capturar algunas especies del género *Dacus*. Además, para la vigilancia de las especies del género *Anastrepha*, se utiliza el atrayente alimenticio a base de la proteína hidrolizada (Organismo Internacional de Energía Atómica, 2005).

En 1988, el ICA implementó el sistema de monitoreo de moscas de la fruta en Colombia, actualmente liderado por la Dirección Técnica de Epidemiología y Vigilancia Fitosanitaria a través del Plan Nacional Moscas de la Fruta y el cual tiene como objetivo la detección, control y erradicación de estas especies, con el fin de asegurar la condición fitosanitaria de la producción frutícola en Colombia y potenciar la capacidad de esta producción con destino a mercados especializados.

El sistema de vigilancia de la mosca de la fruta de Colombia está distribuido en 25 departamentos del país y se conforma por 1.632 trampas Jackson (provistas con ME, TML y CUE) y 975 trampas McPhail (provistas con proteína hidrolizada) instaladas a través de una red de monitoreo.

La finalidad del sistema de vigilancia de moscas de la fruta es conocer la distribución de las diferentes especies de moscas presentes en Colombia y detectar de manera oportuna la introducción de especies exóticas. Los resultados más importantes asociados con la implementación de la vigilancia de estas especies incluyen el establecimiento de áreas libres y de baja prevalencia y el acceso a nuevos mercados de exportación.

2.2 Avances en la implementación de trampas de feromonas para la vigilancia de otras plagas reglamentadas

En el año 2017, el ICA y APHIS, firmaron el Plan de Trabajo Operativo (PTO) para la exportación de aguacate Hass fresco de origen Colombia hacia los Estados Unidos Continentales, bajo un enfoque de sistemas. De acuerdo con el plan, las especies plagas reguladas para la exportación a este destino son: *Heilipus lauri* (Boheman), *Heilipus trifasciatus* (Fabricius) (Coleoptera: Curculionidae) y *Stenoma catenifer* Walsingham (Lepidoptera: Elachistidae). De acuerdo con el PTO, la determinación de la condición de estas plagas, tanto en los lugares de producción como en su área buffer (1 km alrededor del predio productor) se realiza mediante acciones de monitoreo directo.

En el 2009, Hoddle y colaboradores, sintetizaron y evaluaron la feromona sexual para captura de machos de *S. catenifer*. A partir de este desarrollo, se han realizado estudios sobre el uso de esta feromona como herramienta para la detección oportuna de la plaga en zonas donde la especie no ha sido reportada (Hoddle *et al.*, 2009, 2011). En Colombia, la paraferomona de *S. catenifer* ya se encuentra registrada para su uso en sistemas productivos de aguacate; por lo anterior y teniendo

en cuenta la necesidad de optimizar los procesos de vigilancia específica de esta especie cuarentenaria, el ICA se encuentra adelantando estudios para su implementación en programas de vigilancia oficial, en los departamentos productores priorizados para exportación.

2.3 Vigilancia oficial del picudo del algodón *Anthonomus grandis* Boheman (Coleoptera: Curculionidae)

A través del “Plan Nacional para el establecimiento, mantenimiento, declaración y reconocimiento de áreas libres y de baja prevalencia del picudo del algodón *Anthonomus grandis* Boheman en Colombia” (ICA, 2009), el ICA inició el programa de vigilancia oficial del picudo del algodón, teniendo en cuenta que esta especie se encuentra catalogada como “Plaga Cuarentenaria Presente”, de acuerdo con lo establecido en la Resolución ICA 3593 de 2015 “Por medio de la cual se crea el mecanismo para establecer, mantener, actualizar y divulgar el listado de plagas reglamentadas de Colombia”.

El plan tiene como objetivo mantener la vigilancia oficial del picudo y prevenir el ingreso de ecotipos de *A. grandis* ausentes para Colombia, así como de la especie *Anthonomus vestitus* Boheman, catalogada como plaga cuarentenaria ausente en nuestro país. Adicionalmente y conforme a lo dispuesto por la CIPF, conservar las áreas libres y de baja prevalencia del picudo del algodón declaradas en Colombia y reducir el impacto de la plaga en las zonas donde la plaga es catalogada como endémica (ICA, 2009).

El ICA, con el apoyo de Conalgodón y el Fondo de Fomento Algodonero, cuenta actualmente con una red de trampeo compuesta por más de 400 trampas instaladas en los departamentos productores de algodón. Las trampas de monitoreo y captura de *A. grandis* están constituidas por la feromona grandlure a una concentración de 10 mg; esta feromona corresponde a la síntesis química de la molécula emitida naturalmente por los machos después de alimentarse de botones florales o capsulas pequeñas. Grandlure es una feromona de agregación y la relación de sexos atraídos gira entorno de 1:1 (igual cantidad de machos que de hembras).

3. Algunos aspectos de normatividad internacional y nacional para el uso de feromonas

Con el fin de facilitar el desarrollo, registro y uso de feromonas y otros semioquímicos, para el monitoreo y control de plagas, la Organización para la Cooperación Económica y el Desarrollo (OECD), ha desarrollado una guía para el registro y comercialización de este tipo de productos, como herramientas para el control de plagas. En el desarrollo de un enfoque global para la producción de semioquímicos para monitoreo o control de insectos plaga, existen diferencias inherentes entre los semioquímicos y los plaguicidas químicos convencionales. Los semioquímicos actúan modificando el comportamiento de las especies plagas, sin estas morir por la acción directa del producto, son específicos para cada especie plaga, se sintetizan a concentraciones similares a las encontradas en la naturaleza y se disipan fácilmente. Por estas razones es de esperar que la mayoría de los productos

semioquímicos presenten bajo riesgo para la salud humana y el medio ambiente en comparación con los plaguicidas convencionales (OECD, 2001).

Acorde con la guía de la OECD, para la evaluación del impacto ambiental del uso de semioquímicos existe una propuesta global, en donde en caso de uso al aire libre, la emisión de la molécula química en el ambiente debe ser comparable a los niveles encontrados naturalmente. En este aspecto cabe resaltar que la formulación de los productos semioquímicos sintetizados artificialmente debe ser a concentraciones similares a las emitidas naturalmente por las especies plaga, considerando que una mayor concentración puede intervenir en la capacidad de recepción de la señal química por parte de la especie objetivo (OECD, 2001).

En Colombia, el ICA es el responsable del control técnico de las empresas que ejercen las actividades de producción, importación y comercialización de bioinsumos de uso agrícola y de establecer los requisitos para el registro de estos productos. El instituto a través de la Resolución 0698 de 2011, “por medio de la cual se establecen los requisitos para el registro de departamentos técnicos de ensayos de eficacia, productores e importadores de bioinsumos de uso agrícola y se dictan otras disposiciones”, define a las feromonas, kairomonas y alomonas dentro de la categoría de productos bioquímicos, lo que corresponde a sustancias naturales o productos sintéticos que poseen la misma estructura que su contraparte de ocurrencia natural, con un modo de acción único, no tóxico.

A través de esta resolución el ICA, además, otorga el registro a toda persona natural o jurídica que se dedique a realizar ensayos de eficacia, importar, producir, comercializar, usar y/o manejar bioinsumos de uso agrícola, así como ejercer su control legal y técnico (ICA, 2011).

Para obtener el registro de un bioinsumo de uso agrícola, se debe contar primero con el registro como importador o productor ante el ICA; posteriormente se debe solicitar el registro del bioinsumo de interés. En la actualidad se cuenta con 15 registros de semioquímicos para el monitoreo y control de plagas, entre las que se encuentran: *Anthonomus grandis*; *Ceratitis capitata*; *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae) y *Tecia solanivora* Povolný (Lepidoptera: Gelechiidae).

4. Principales limitantes para el uso de semioquímicos en programas de vigilancia de plagas

Según Baquero (2007), a través de su informe de vigilancia tecnológica en bioinsumos, la investigación sobre semioquímicos en el mundo aún es escasa. En el contexto colombiano, la principal limitante para el uso de semioquímicos en programas de vigilancia, están estrechamente relacionados con el desarrollo local de productos, así como la falta de asistencia técnica para el uso adecuado de estos productos en sistemas productivos agrícolas y forestales (Borrero-Echeverry *et al.*, 2018).

En la actualidad, el Programa de Vigilancia de Plagas de Control Oficial del ICA adelanta acciones de vigilancia específica para especies catalogadas como plagas cuarentenarias ausentes para Colombia, con el objeto de dar atención inmediata a cualquier sospecha de introducción de estas especies. Dentro de las especies sujetas a vigilancia oficial se encuentran *Cydia pomonella* L. y *Grapholita molesta* (Busck) (Lepidoptera: Tortricidae), dos especies polífagas y cosmopolitas que aún no se encuentran reportadas en nuestro país (ICA, 2015).

Estas dos especies se encuentran presentes en países de África, América, Asia, Oceanía y Europa. En los países donde se están reportadas, los programas de vigilancia y control utilizan trampas de feromonas sexuales, como estrategia para establecer la condición de *C. pomonella* y *G. molesta* y para interrumpir la cópula, en las áreas donde tienen la condición de endémicas (Fernández, 2012, SAG, 2017).

No obstante, el peligro que estas dos plagas representan para el país, en la actualidad no se dispone de feromonas para su vigilancia debido a temas administrativos que impiden la importación directa, frente a la ausencia de importadores registrados para estos productos. Para subsanar esta circunstancia el ICA adelanta gestiones para disponer de estos elementos y realiza vigilancia mediante monitoreo directo.

Referencias

Augustin S, Boonham N, De Kogel WJ, et al (2012). A review of pest surveillance techniques for detecting quarantine pests in Europe. EPPO Bull 42:515–551. doi: 10.1111/epp.2600

Badii M, Cerna E, Landeros J (2010). Enemigos naturales: Nociones etológicas (Natural Enemies: Etological Notions). 5:256–269.

Baker R, Cannon R, Bartlett P, Barker I (2005). Novel strategies for assessing and managing the risks posed by invasive alien species to global crop production and biodiversity. Ann Appl Biol 146:177–191. doi: 10.1111/j.1744-7348.2005.040071.x

Baquero I, Tobar M, Campos S, Suarez E, Rosillo, Sanchez J, Landínez, L (2007). Informe de Vigilancia Tecnológica: Bioinsumos. Instituto Colombiano para el Desarrollo de la Ciencia y la Tecnología “Francisco José de Caldas”. 157p.

Bradshaw CJA, Leroy B, Bellard C, Roiz D, Albert C, Fournier A, Barbet-Massin M, Salles J, Simard F, Courchamp F (2016). Massive yet grossly underestimated global costs of invasive insects. Nat Commun 7: doi: 10.1038/ncomms12986

Brockerhoff EG, Jones DC, Kimberley MO, Suckling M, Donaldson T (2006). Nationwide survey for invasive wood-boring and bark beetles (Coleoptera) using traps baited with pheromones and kairomones. Forest Ecology and Management 228:234–240. doi: 10.1016/j.foreco.2006.02.046

Borrero-Echeverry F, Barrero – Triana N, Aragón S, Rivera H, Oehlschlager C, Cotes A. (2018). Las feromonas en el control de insectos. En: Cotes, A. Control biológico de fitopatógenos, insectos y ácaros. Volumen 1. Agentes de control biológico. 410 - 443.

Bruce TJA, Wadhams LJ, Woodcock CM (2005), Insect host location: a volatile situation. Trends Plant Sci 10:269–74. doi: 10.1016/j.tplants.2005.04.003

CIPF (Convención Internacional de Protección Fitosanitaria). (2015). Norma Internacional para Medias Fitosanitarias (NIMF) No. 26. Establecimiento de áreas libres de plagas para moscas de la fruta (Tephritidae). 66 p.

CIPF (Convención Internacional de Protección Fitosanitaria). (2018). Norma Internacional para Medias Fitosanitarias (NIMF) No. 5. Glosario de términos fitosanitarios. 40 p.

CIPF (Convención Internacional de Protección Fitosanitaria). (2019). Norma Internacional para Medias Fitosanitarias (NIMF) No. 6. Vigilancia. 20 p.

Fernández, D (2012). *Cydia pomonella* (L.) (Lepidoptera: Tortricidae). Aspectos de su taxonomía, comportamiento y monitoreo aplicados a programas de control de grandes áreas. Univsersitat de Lleida. 262.

Gillot C (2005). Entomology, Third edition. University of Saskatchewan-Springer Netherlands, Netherlands 834 p.

Hoddle MS, Millar JG, Hoddle CD, et al (2011). Field optimization of the sex pheromone of *Stenoma catenifer* (Lepidoptera: Elachistidae): evaluation of lure types, trap height, male flight distances, and number of traps needed per avocado orchard for detection. Bull Entomol Res 101:145–152. doi: 10.1017/s0007485310000301

Hoddle MS, Millar JG, Hoddle CD, et al (2009). Synthesis and field evaluation of the sex pheromone of *Stenoma catenifer* (Lepidoptera: Elachistidae). J Econ Entomol 102:1460–1467. doi: 10.1603/029.102.0409

ICA (2009). Plan Nacional para el establecimiento, mantenimiento, declaración y reconocimiento de áreas libres y de baja prevalencia del picudo del algodónero *Anthonomus grandis* Boheman en Colombia. 23 p.

ICA (2011). Resolución 698 "Por medio de la cual se establecen los requisitos para el registro de departamentos técnicos de ensayos de eficacia, productores e importadores de bioinsumos de uso agrícola y se dictan otras disposiciones. 42 p.

ICA (2015). Resolución 3593 “Por medio de la cual se crea el mecanismo para establecer, mantener, actualizar y divulgar el listado de plagas reglamentadas de Colombia”. 38 p.

Kenis M, Branco M (2010). Impact of alien terrestrial arthropods in Europe. Chapter 5. *BioRisk* 4:51–71. doi: 10.3897/biorisk.4.42

Kennedy J (1981). Practical application of pheromones in regulatory pest management programs. In: Mitchell ER (ed) *Management of Insec Pests with Semiochemicals*. Plenum Press, New York. 1-11.

Mironova M, Magomedov U, Mazurin E (2013). Economic impact caused by quarantine pests in Russia. *Plant Health Res Pract* 4:13–17.

Organismo Internacional de Energía Atómica OIEA (2005). Guía para el trampeo en programas de control de la mosca de la fruta en áreas amplias. 48 p.

OECD (2001). Guidance for Registration requirements for pheromones and other semiochemicals used for arthropod pest control. 25 p.

Pimentel D (2002). Non-native invasive species of arthropods and plant pathogens in the British Isles. In: Pimentel D (Ed) *Biological Invasions. Economic and Environmental costs of Alien Plants, Animal and Microbe Species*. Boca Raton, USA: CRC Press, 151–155.

Poland TM, Rassati D (2019). Improved biosecurity surveillance of non-native forest insects: a review of current methods. *J Pest Sci* (2004) 92:37–49. doi: 10.1007/s10340-018-1004-y

Quilici S, Donner P, Battisti A (2012). Surveillance techniques for non-native insect pest detection. *EPPO Bull* 42:95–101. doi: 10.1111/j.1365-2338.2012.02538.x

Ramirez de Lucas P (1996) *Las feromonas de insectos y su aplicación en agricultura*. Palmas 17:27–32

SAG. (2017). Polilla oriental de la fruta. <http://microimagenes.sag.gob.cl/default.asp?idgal=220>. (Ultimo acceso: Mayo de 2019).

Wertheim B, van Baalen E-JA, Dicke M, Vet LEM (2005). Pheromone-Mediated Aggregation In Nonsocial Arthropods: An Evolutionary Ecological Perspective. *Annu Rev Entomol* 50:321–346. doi: 10.1146/annurev.ento.49.061802.123329

INTERACCIONES PATÓGENO-INSECTOS Y SUS APLICACIONES PARA EL MANEJO SOSTENIBLE DE PLAGAS Y ENFERMEDADES

Symptoms expression as a strategy for host and vector manipulation by plant viruses

Diego F. Vásquez Mendieta¹, Felipe Borrero-Echeverry¹, Andrea Paola Zuluaga¹ & Diego F. Rincón¹

¹ Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria, AGROSAVIA Centro de Investigación Tibaitatá. Mosquera, Cundinamarca, Colombia. <drincon@agrosavia.co>

Plant viruses are obligate parasites that can cause physiological damage in infected plants. Visible expressions of a disease in a given host are known as symptoms. In agronomic terms, the expression of symptoms can affect the performance or quality of the organ of interest due to poor photosynthetic performance. Disease can cause damages which can affect appearance, taste and nutritional quality of the plant (Agrios, 2010). The expression of symptoms in viral infections, differs in their intensity and are often directly related to abiotic factors such as water stress and temperature fluctuations (Munster *et al.*, 2017). Additionally, virus can manipulate plants' symptoms expression when the environmental conditions favor the vector. Symptom expression often drives horizontal transmission by manipulating vector feeding behaviors (Mauck *et al.*, 2019). Those changes in plant-insect interactions can improve viral transmission and alter epidemiological patterns.

There is a significant gap of knowledge of the virus-plant-vector interactions in semi-persistent viruses. These viruses have been classified as an intermediate point between persistent and non-persistent viruses. However, there are not many studies defining their characteristics for a good classification.

In the Andean zone we find the Potato yellow vein virus (PYVV), which is the causal agent of potato yellow vein disease (PYVD), a reemerging epidemic of potato crops in South America. PYVV infection, which may be asymptomatic, is transmitted vertically through infected seed tubers or horizontally in a semi-persistent manner by the greenhouse whitefly (GWF) *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae). Until 2014, in the Andean zone GWF was not considered a pest in potato. In fact, in this zone, potato is grown over 1500-2000 m.a.s.l. which is not compatible with GWF. However, in the last four decades, PYVV-GWF has been described as a huge problem for growers reducing up to 50% of the yield. Some research has been carried out in which the resistance of different varieties of plant material against the PYVV has been evaluated (Arciniegas and Guzman, 2003; Hernandez and Guzmán-Barney, 2012). Numerous virus identification techniques (Arciniegas and Guzman, 2003; Franco-Lara and Rodríguez, 2013);

Osorio *et al.*, 2016) and the way in which the vector (GWF) transmits it (Chávez *et al.*, 2009), points out that this is an efficient vector. However, there are no studies evaluating the preference of the insect towards diseased plants, in particular of GWF and PYVV.

This information is essential to evaluate the best control strategy on the vector, directing the application of insecticides when vector populations are high enough to generate the epidemic (Cuadros *et al.*, 2017). For these reasons, this virus is an ideal model to respond to the uncertainties raised and also to establish better integrated pest management strategies in affected potato crops.

In our research group, we carried out an experiment under controlled conditions in which it was evaluated how the development of GWF was affected by plant symptoms. We had plants that showed clear disease symptoms, asymptomatic plants and healthy plants. We evidenced how GWF had a significant increase in development time to become adults in plants infected with PYVV that showed clear symptoms of the disease with respect to the individuals evaluated in healthy plants virus-free. On the other hand, GWF individuals subjected to feeding conditions on plants infected with PYVV but without symptoms, took less time to become adults compared to both control and symptomatic plants. It seems that GWF could obtain a better source of food in asymptomatic plants, thus completing its development faster, when compared to symptomatic plants. However, virus-free plants, can defend themselves better against GWF, delaying their development when compared to GWF fed in asymptomatic plants.

We did another controlled experiment to determine whether there is a feeding preference of GWF adults. To this end, we used healthy plants, infected plants without disease symptoms and infected plants with clear symptoms. This experiment was carried out with GWF from bean plants that did not carry the virus and with GWF fed with infected potato plants during 48 hours prior to the experiment. It was evidenced that the GWF adults from plants free of the virus preferred leaves of infected plants with clear symptoms of the disease, followed by infected plants without symptoms and finally they preferred the plants free of the virus. On the other hand, those GWF individuals that came from plants infected with PYVV evidenced a clear preference for healthy plants over those that were infected. These results suggest that virus-free GWF is attracted to plants containing the virus, whereas once the flies are fed with infected plants, their behavior change, and they prefer healthy plants. This suggests a probable response of manipulation triggered by the virus. In all experiments, responses were evidenced four hours after their release.

Finally, we hypothesized that during drought years viral symptoms expression was higher than during wet years. We observed that during El Niño phenomena (drought years 2013-2014) the epidemic increased. Thus, we tested whether a combination of abiotic conditions, in particular drought and temperature were responsible for the epidemic. In an experiment under controlled temperature conditions we tested the effect of three different temperatures (16°C, 18°C and 20°C) and irrigation frequency (control and eight days of drought) in the expression of symptoms. These

effects were evaluated in plants grown from tubers that came from a plant that was infected with PYVV and with clear symptoms of the virus. At all temperatures, symptoms were evident, so it seems that the range of temperatures tested in this study do not contribute to symptoms expression. However, in those plants in which there was a drought stress, symptoms were evident three days after re-irrigation regardless of the temperature. While well-watered plants had a delayed symptoms expression, which were between 10 to 25 days after the drought-stress plants. This result suggests that water stress can be a determining factor in the expression of symptoms of PYVV in plants from tubers infected with the virus.

In conclusion, the expression of PYVV symptoms in potato plants has a direct effect on both the physiology and the behavior of their GWF vector, and these symptoms can be triggered by water stress.

References

- Agrios G (2010). Libro fitopatología. *Fitopatología* 25:30–41. doi: 10.1017/CBO9781107415324.004
- Arciniegas N, Guzman M (2003). Técnicas de diagnóstico y evaluación de resistencia al virus del amarillamiento de las nervaduras de la papa (PYVV). en accesiones de la colección central cologwfana de *Solanum phureja*. Sinab, Univ Nac Colomb
- Chávez P, Zorogastúa P, Chuquillanqui C, *et al* (2009). Assessing Potato Yellow Vein Virus (PYVV). infection using remotely sensed data. *Int J Pest Manag* 55:251–256. doi: 10.1080/09670870902862685
- Cuadros DF, Hernandez A, Torres MF, *et al* (2017). Vector Transmission Alone Fails to Explain the Potato Yellow Vein Virus Epidemic among Potato Crops in ColoGWFa. *Front Plant Sci* 8:1–8. doi: 10.3389/fpls.2017.01654
- Franco-Lara L, Rodríguez D (2013). Prevalence of potato yellow vein virus (PYVV) in Group Phureja Fields in Three States of ColoGWFa. 324–330. doi: 10.1007/s12230-013-9308-1
- Hernandez A, Guzmán-barney M (2012). Detección y cuantificación del Potato yellow vein virus (PYVV). en aislamientos de diferentes órganos de *Solanum tuberosum* Grupo Phureja
- Mauck KE, Kenney J, Chesnais Q (2019). Progress and challenges in identifying molecular mechanisms underlying host and vector manipulation by plant viruses. *Curr Opin Insect Sci* 33:7–18. doi: 10.1016/j.cois.2019.01.001
- Munster M Van, Yvon M, Vile D, *et al* (2017). Water deficit enhances the transmission of plant viruses by insect vectors. *PLoS One* 12:1–12. doi: 10.1371/journal.pone.0174398
- Osorio M, Marques A, Romay G, *et al* (2016). Adaptación de la técnica RT-PCR para el diagnóstico del virus del amarillamiento de las venas de papa en Venezuela TT - Adaptation of RT-PCR technique for the diagnosis of potato yellow vein virus in Venezuela. *Bioagro* 28:47–52

Ecology and management of vector-borne disease epidemics

Diego F. Rincón

Clare Casteel¹, Diego F. Vasquez², Diego F. Cuadros³, Diego F. Rincon⁴

¹Department of Plant Pathology, University of California, Davis (USA). ² Centro de Investigación Tibaitatá, Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA) Cundinamarca, Colombia. ³ Department of Geography and Geographic Information Science, Health Geography and Disease Modeling Laboratory, University of Cincinnati, Cincinnati (USA). ⁴ Centro de Investigación Tibaitatá, Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA) (Colombia)

Sampling plans and decision thresholds for management of vector-borne plant diseases in agricultural crops

Diego F. Rincon^{1*} and Diego F. Sánchez¹

¹Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (Agrosavia). Centro de Investigación Tibaitatá. Km 14 vía Bogotá-Mosquera, Mosquera (Cundinamarca), Colombia. <drincon@agrosavia.co>

Conventionally, the management of vector-borne diseases in agriculture has been considered one of the few important drawbacks for the Integrated Management paradigm. Such consideration is based on the difficulty of both establishing decision thresholds in terms of the number of insect vectors, and determining the status a disease epidemic in a given crop (Pedigo and Rice, 2014). As a result, Integrated Management programs for vector-borne diseases often lack decision support systems and much of the theory on sampling and decision criteria has been developed for counts of insect pests. However, developments in vector ecology and the application of concepts that emerged in economic entomology have facilitated the development of decisions support systems for the Integrated Management of vector-borne diseases (e.g., Rincon *et al.*, 2017; Rincon *et al.*, 2019).

In particular, the management of vector-borne viral diseases is often directed towards reducing - as much as possible- vector populations without considering the relationship between economic damage and costs associated with control measures. As the tolerance for vector individuals is so low, pesticides are applied at the first sign of vector or disease presence, favoring the pesticide treadmill and increasing the vulnerability of agricultural systems. However, for some systems, different degrees of tolerance could be allowed before diseases become a potential economic risk, and decision criteria could be developed based on the damage-disease intensity relationship, just as is proposed for management of insect pests. Furthermore, sampling plans for some plant diseases may become even easier and cheaper than those for many insect pests, if they are assisted by remote sensing technologies.

The development of decisions systems for vector-borne diseases imposes some additional challenges to those conventionally developed for insect pests. First, although what really modulates the economic damage caused by a given pest or disease is the level of injury, this injury is conventionally measured in terms of number of insects. For vector-borne plant viruses, injury can be exerted by the virus, the vector or both, thus it would not be easy to determine the right variable to measure economic damage. Second, many viral diseases show symptoms several days after the infection, which makes difficult to calculate the optimal time of an intervention. In addition, the globalization of markets has increased the number of factors driving the prices of agricultural products and hence reduced their predictability. Such uncertainty may reduce the precision of predefined economic thresholds, if they are estimated without considering the inherent variation of current agricultural economics.

The potato yellow vein virus (PYVV) is the causal agent of the potato yellow vein disease (PYVD), a devastating disease associated to potato crops in northern South America. Typically, symptoms are described as a yellowing of secondary veins that often begins in older leaves, but slowly progresses to most plant foliage. Symptomatic plants show early senescence, and yield reduction probably caused by disruption of plant photosynthetic capacity. PYVV is transmitted either horizontally by the greenhouse whitefly, *Trialeurodes vaporariorum* (Hemiptera: Aleyrodidae), or vertically by infected seed-tubers. Epidemics at regional scales seems to be mediated by movement of infected seed-tubers, but local virus spread is apparently driven by vector transmission (Cuadros *et al.*, 2017).

In this presentation, we review the past, current, and future efforts for the development of a decision-making system for PYVV management. First, we describe the procedure we followed to estimate the Economic Injury Level (EIL), defined as the disease intensity that causes the amount of damage that equals the cost of control. Such calculation was based on the empirical relationship between damage, disease intensity, and insect vector density. The Action Threshold (AT), defined as the practical disease intensity threshold that must be established so as to prevent a given epidemic from reaching the EIL, was proposed based on potato market behavior. We present the assumptions that may limit the application of our proposed decision thresholds.

The development of a sampling plan was based on the variance-mean relationship of diseased plants in quadrats among plots with different levels of disease intensity. We propose a couple of alternative plans, both based on counts of plants with visible PYVV infection symptoms. One of them encourages the final user to cover (walk) the entire crop and sample with variable levels of intensity a predefined (fixed) number of sample units. The alternative plan considers the traditional sequential approach using small quadrats of a prefixed size as sample units. The evaluation of the proposed plans is presented and the benefit of using each based on the local conditions are highlighted. An analysis based on computer simulations was used to estimate the sampling efficiency and precision, especially when disease intensity is close to the AT.

One potential obstacle for the application of a decision-making system is the cost (effort and resources) associated to the sampling procedure. However, some recent developments on remote sensing could be used to reduce the time, efforts and resources required to estimate the disease status of a given crop or region (Martinelli *et al.*, 2015). In particular, the use of optical sensors coupled to drones (Unmanned Aerial Vehicles) or satellites, may facilitate the capture of a wide range of wavelengths from crops reflectance. The spectral signatures of healthy and diseased plants can be analyzed and compared using artificial intelligence and machine learning techniques. Once the spectral response of crop plants to specific diseases is known, image captures at different spatial scales could assist decision-making for management of vector-borne plant diseases (Hardin and Jensen, 2011; Watts *et al.*, 2012). Of course, much research is still needed to develop the parameters and means that a sampling plan based on remote-sensing requires. However, with the appropriate knowledge on image filtering and plant spectral signatures, the huge availability of satellite imagery in the internet or easy-to-obtain image mosaics captured with drones could be used to feed local or regional-scale sampling plans.

Optimization in the use of chemical and biological inputs for pest and disease management is one of the most important challenges to meet world agricultural demands. Likewise, advances in information technologies have reduced the cost of collecting and processing data. Adaptation of agriculture to environmental uncertainty and world demands will surely require the development of procedures for the appropriate use of data to help farmers make informed pest and disease management decisions.

References

Cuadros DF, Hernandez A, Torres MF, Torres DM, Branscum AJ and Rincon DF (2017). Vector transmission alone fails to explain the Potato Yellow Vein Virus Epidemic among potato crops in Colombia. *Frontiers in Plant Science* 8, 1654.

Hardin PJ, and Jensen RR (2011). Small-scale unmanned aerial vehicles in environmental remote sensing: challenges and opportunities. *GIScience & Remote Sensing* 48, 99-111.

Martinelli F, Scalenghe R, Davino S, Panno S, Scuderi G, Ruisi P, Villa P, Stroppiana D, Boschetti, M, Goulart LR, Davis CE and Dandekar AM (2015). Advanced methods of plant disease detection. A review. *Agronomy for Sustainable Development* 35, 1-25.

Pedigo LP and Rice ME (2014). *Entomology and Pest Management: Sixth Edition*. Waveland Press.

Rincon DF, Rivera HF, Beltrán CE, Hernández AK and Torres DM (2017). "Hacia un manejo integrado del complejo PYVV-mosca blanca en cultivos de papa en Colombia," in 44° Congreso

de la Sociedad Colombiana de Entomología - Memorias y Resúmenes, eds. D.F. Rincon, Y.P. Ardila y D. Acosta. (Bogotá, Colombia: Simbiosis Ciencia y Publicidad Ltda.), 10-21.

Rincon DF, Vasquez DF, Rivera-Trujillo HF, Beltrán C and Borrero-Echeverry F (2019). Economic injury levels for the potato yellow vein disease and its vector, *Trialeurodes vaporariorum* (Hemiptera: Aleyrodidae), affecting potato crops in the Andes. *Crop Protection* 119, 52-58.

Watts AC, Ambrosia VG and Hinkley EA (2012). Unmanned aircraft systems in remote sensing and scientific research: Classification and considerations of use. *Remote Sensing* 4, 1671-1692.

Symptom expression as a strategy for host and vector manipulation by plant viruses

Diego F. Vásquez^{1*}, Felipe Borrero-Echeverry¹, Andrea P. Zuluaga¹ & Diego F. Rincon¹

¹Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA). Centro de Investigación Tibaitatá. Mosquera (Cundinamarca), Colombia. <dfvasquezm@gmail.com>

Plant viruses are obligate parasites that can cause physiological damage to infected plants. Detectable expressions of a disease in a given host are known as symptoms. In agronomic terms, the expression of symptoms can affect the performance or quality of the organ of interest through different mechanisms, which affect appearance, taste and nutritional quality of the plant (Agrios, 2010). The expression of symptoms in viral infections differs in their intensity and is often directly related to abiotic factors such as water stress and temperature fluctuations (Munster *et al.*, 2017). Additionally, virus can manipulate plants' symptom expression when environmental conditions favor the vector in order to favor horizontal transmission by manipulating vector feeding behaviors and alter epidemiological patterns (Mauck *et al.*, 2019).

The Potato yellow vein virus (PYVV), the causal agent of potato yellow vein disease (PYVD), is a reemerging epidemic of potato crops in the South American Andean region. PYVV infection, which may be asymptomatic, is transmitted vertically through infected seed tubers or horizontally by the greenhouse whitefly (GWF) *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae). Up until 2014, GWF was not considered a pest in potato in the Andean region. Moreover, in this region, potato is grown above 1500-2000 m.a.s.l. which is sub-optimal for GWF survival and development. However, over the last four decades, PYVV-GWF has become a problem for growers reducing yields by up to 50%. Although some studies have been carried out on the resistance of different varieties of plant material to PYVV (Hernandez and Guzmán-Barney 2012), numerous virus identification techniques (Franco-Lara and Rodríguez 2013; Osorio *et al.*, 2016) and the efficacy of GFW as a vector (Chávez *et al.*, 2009), there are no studies evaluating how insect-host plant preference may change when PYVV is present. Understanding vector behavior and population dynamics is essential in determining the best strategy to manage the disease limiting the application of insecticides when vector populations are high enough to generate the epidemic (Cuadros *et al.*, 2017).

We carried out an experiment under controlled conditions in which we evaluated how GWF development is affected by plant symptoms. We evaluated the effect of plants that showed clear disease symptoms, asymptomatic plants and healthy plants on GFW development and survival. GWF had a significant increase in development time when fed on plants infected with PYVV that showed clear symptoms of the disease with respect to the individuals evaluated in virus-free plants. GWF individuals fed on plants infected with PYVV but without symptom expression, took less

time to become adults compared to both control and symptomatic plants. These results suggest that GWF may be obtaining a better source of nutrition in asymptomatic plants, thus completing its development faster, when compared to symptomatic plants. However, virus-free plants, may have better against GWF, delaying their development when compared to asymptomatic plants.

We then explored whether GWF adults have preference for healthy, infected asymptomatic and symptomatic potato plants. In order to assure that behavioral manipulation was due to changes in the host plant, rather than viral manipulation of the vector, this experiment was carried out with GWF reared on bean plants that did not carry the virus. Alternately, to test the effect of PYVV on vector manipulation, GWF fed on infected potato plants during 48 hours prior to the experiment were used. PYVV-free GWF adults preferred leaves of infected plants with clear symptoms of the disease, followed by asymptomatic infected plants and finally PYVV-free plants. On the other hand, GWF individuals that came from plants infected with PYVV showed a clear preference for healthy plants over those that were infected. These results suggest that virus-free GWF is attracted to plants containing the virus, whereas once they are carrying the virus their behavior changes to prefer healthy plants. This suggests manipulation GWF behavior triggered by PYVV ingestion.

Finally, since symptom expression seems to be fundamental in manipulating vector behavior, we studied the effect of abiotic factors on symptom expression. We hypothesized that, during drought years (water stress and higher temperatures), viral symptoms expression was higher than during wet years. Since PYVD epidemics increased during the last El Niño phenomenon (drought years 2013-2014), we tested the effect of three different temperatures (16°C, 18°C and 20°C) and irrigation frequency (control and eight days of drought) on the expression of symptoms. These effects were evaluated in plants grown from tubers that came from an infected plant with clear symptoms of the disease. At all temperatures, symptoms were evident, suggesting that the range of temperatures tested in this study have no effect on symptoms expression. However, plants suffering from drought stress, showed clear symptoms three days after re-irrigation regardless of the temperature while well-watered plants showed delayed symptom expression (between 10 to 25 days after the drought-stress plants). This result suggests that water stress can be a determining factor in the expression of symptoms of PYVD and as such on vector population dynamics.

References

Agrios GN (2010). *Fitopatología*. Editorial Noriega-Limusa. México, España, Venezuela, Argentina, Colombia, Puerto Rico.

Chavez P, Zorogastua P, Chuquillanqui C, Salazar LF, Mares V and Quiroz R (2009). Assessing Potato Yellow Vein Virus (PYVV) infection using remotely sensed data. *International Journal of Pest Management* 55: 251-256.

Cuadros DF, Hernandez A, Torres MF, *et al* (2017). Vector transmission alone fails to explain the potato yellow vein virus epidemic among potato crops in Colombia. *Frontiers in Plant Science* 8:1–8. doi: 10.3389/fpls.2017.01654

Franco-Lara L, Rodríguez D and Guzmán-Barney M (2013). Prevalence of potato yellow vein virus (PYVV) in *Solanum tuberosum* Group Phureja fields in three states of Colombia. *American Journal of Potato Research* 90: 324-330.

Hernandez A, Guzmán-Barney M (2012). Detección y cuantificación del potato yellow vein virus (PYVV) en aislamientos de diferentes órganos de *Solanum tuberosum* Grupo Phureja. Trabajo de investigación presentada(o) como requisito parcial para optar al título de Magister en Bioquímica. Universidad Nacional de Colombi, sede Bogotá. 118pp.

Mauck KE, Kenney J and Chesnais Q (2019). Progress and challenges in identifying molecular mechanisms underlying host and vector manipulation by plant viruses. *Current Opinion in Insect Science* 33: 7-18.

van Munster M, Yvon M, Vile D, Dader B, Fereres A, and Blanc S. (2017). Water deficit enhances the transmission of plant viruses by insect vectors. *PLOS ONE* 12: e0174398.

Osorio M, Marques A, Romay G, *et al* (2016). Adaptación de la técnica RT-PCR para el diagnóstico del virus del amarillamiento de las venas de papa en Venezuela TT - Adaptation of RT-PCR technique for the diagnosis of potato yellow vein virus in Venezuela. *Bioagro* 28:47–52

Ethylene signaling mediates potyvirus spread by aphid vectors

Aurélie Bak¹, MacKenzie F. Patton¹, Laura M. Perilla-Henao¹, Brenna J. Aegerter² and Clare L. Casteel^{1*}

¹Department of Plant Pathology, University of California, Davis, CA, 95616, USA. ²University of California, Cooperative Extension, Stockton, CA, 95206, US. <ccasteel@ucdavis.edu>

Finding a suitable host is a crucial step in the life cycles of herbivores. Plant microbes, such as fungi, bacteria or viruses, can alter this step by making plants less or more apparent. Plant microbes can influence plant apparency to herbivores through changes in plant growth (size, phenology, life history traits) and chemical composition (coloration, volatile cues, and tactile cues) (van der Heijden *et al.*, 1998; Lau and Lennon 2011; Salvaudon and Shykoff 2013; Wagner *et al.*, 2014; Eigenbrode *et al.*, 2018). Furthermore, once a host is selected, microbe-induced changes in plant chemistry can also modify plant-insect interactions directly (Johnson *et al.*, 2003; Tack and Dicke 2013; Perilla-Henao and Casteel 2016; Shikano *et al.*, 2017). Plant microbes can influence insect fitness and behavior through changes in plant nutrient quality, defenses, or insect detoxification ability (Casteel *et al.*, 2012, 2013; Shikano *et al.*, 2017; Fernandez-Conradi *et al.*, 2018; Chisholm *et al.*, 2018).

Our published data indicates that potyvirus infection increases ethylene production in infected plants (Casteel *et al.*, 2015). Ethylene regulates many aspects of plant development, but also plays a key role in the induction of susceptibility to aphids (Mantelin *et al.*, 2009). Because of this we hypothesized that virus-induced ethylene may be mediating insect attraction to potyvirus-infected plants and could be targeted for control. To address this, we utilized two potyviruses, Potato virus Y (PVY) and Turnip mosaic virus (TuMV), and *Myzus persicae*, an excellent vector for potyviruses (Ferreles *et al.*, 1993). We measured ethylene production from and aphid settling on PVY-infected potatoes (*Solanum tuberosum*) in the lab and field. Next, we determined whether changes in ethylene were responsible for changes in insect attraction to infected potatoes by using a chemical inducer, inhibitors, and *Arabidopsis thaliana* ethylene mutants. Finally, using lab and field experiments, we examined the influence of virus-induced ethylene on vector distribution and viral spread.

Indeed, TuMV-infected *Arabidopsis* or PVY-infected potatoes both released elevated amounts of ethylene and were preferentially colonized by aphids compared to controls. When potyvirus-infected potato or *Arabidopsis* were treated with ethylene biosynthesis or perception inhibitors, aphids are no longer preferentially attracted to these infected plants compared to controls. Further, aphids were not attracted to potyvirus-infected *Arabidopsis*-mutants, compromised in downstream components of ethylene signaling, compared to non-infected wt controls. These results, in combination, suggest that ethylene signaling may mediate aspects of host selection to aphids more

generally. This is also supported by the increased aphid attraction to both hosts after induction of ethylene signaling in the absence of either virus in the lab and by reduced aphid populations in the experimental potato fields after chemical inhibition of ethylene biosynthesis.

Although numerous studies show that virus infection influences aphid contact through changes in plant hosts, to our knowledge none demonstrate that these changes actually influence transmission dynamics. To address this gap in knowledge we next measured PVY spread in arena studies in the lab and field using the ethylene inhibitors. Inhibiting ethylene biosynthesis reduced spread of PVY to uninfected potatoes by over 80% in arena experiments, however, there was no significant impact of ethylene inhibition on PVY spread in the field. Disparities observed between lab and field experiments may be due to differences in sampling dates post aphid release, plant age or the sensitivity of detection method used. While these results demonstrate ethylene signaling at least partially mediates transmission dynamics, additional factors are likely to contribute to plant-vector dynamics in complex communities and on larger scales. For instance, in the lab arena studies, plants were separated by ~10 cm while, in the mesocosm experiment, plants were separated by ~0.5 m. These differences in plant density may be important for detecting host cues and for the induction of volatile cues in neighboring plants. The impact of plant volatiles on host finding are well characterized at small to mid-sized spatial scales, though little research has been done at larger spatial scales. Overall, developing an understanding of the mechanisms of plant-virus-vector interactions at multiple scales and in complex communities is important for advancing our understandings in basic disease ecology, as well as for developing more sustainable agricultural systems.

Plant pathogens can influence host characteristics such as volatile emissions, nutrient composition or plant color, modulating vector and non-vector insect dynamics in the ecosystem. While previous research has focused on insect attraction and dispersal to infected plants, little is known about mechanisms mediating these interactions. Using laboratory experiments we go further and demonstrate virus-induced changes in ethylene mediate aspects of aphid host selection and transmission dynamics of PVY. Although ethylene inhibition had no significant impact on virus spread in field mesocosms, hemipteran populations were reduced in potato plots treated with ethylene inhibitors compared to untreated controls. Specific components of ethylene signaling may be important targets for future management of aphids and vector-borne viruses.

References

Casteel CL, De Alwis M, Bak A, et al (2015) Disruption of ethylene responses by Turnip mosaic virus mediates suppression of plant defense against the green peach aphid vector. *Plant Physiol* 169:209–218. doi: 10.1104/pp.15.00332

- Casteel CL, Hansen AK, Walling LL, Paine TD (2012) Manipulation of plant defense responses by the tomato psyllid (*Bactericerca cockerelli*) and its associated endosymbiont *Candidatus Liberibacter psyllae*. PLoS One 7: doi: 10.1371/journal.pone.0035191
- Casteel CL, Yang C, Nanduri AC, et al (2013) The NIa-Pro protein of Turnip mosaic virus improves growth and reproduction of the aphid vector, MYZUS PERSICAE (green peach aphid). Plant J 77:653–663. doi: 10.1111/tpj.12417
- Chisholm PJ, Sertsuvalkul N, Casteel CL, Crowder DW (2018) Reciprocal plant-mediated interactions between a virus and a non-vector herbivore. Ecology 0: doi: 10.1002/ecy.2449
- Eigenbrode SD, Bosque-Pérez NA, Davis TS (2018) Insect-borne plant pathogens and their vectors: Ecology, evolution, and complex interactions. Annu Rev Entomol 63:169–191. doi: 10.1146/annurev-ento-020117-043119
- Fereres A, Perez P, Gemeno C, Ponz F (1993) Transmission of spanish pepper- and potato-PVY isolates by aphid (Homoptera: Aphididae) vectors: Epidemiological implications. Environ Entomol 22:1260–1265
- Fernandez-Conradi P, Jactel H, Robin C, et al (2018) Fungi reduce preference and performance of insect herbivores on challenged plants. Ecology 99:300–311. doi: 10.1002/ecy.2044
- Johnson SN, Douglas AE, Woodward S, Hartley SE (2003) Microbial impacts on plant-herbivore interactions: the indirect effects of a birch pathogen on a birch aphid. Oecologia 134:388–396. doi: 10.1007/s00442-002-1139-6
- Lau JA, Lennon JT (2011). Evolutionary ecology of plant–microbe interactions: soil microbial structure alters selection on plant traits. New Phytol 192:215–224. doi: 10.1111/j.1469-8137.2011.03790.x
- Mantelin S, Bhattarai KK, Kaloshian I (2009). Ethylene contributes to potato aphid susceptibility in a compatible tomato host. New Phytol 183:444–456. doi: 10.1111/j.1469-8137.2009.02870.x
- Perilla-Henao LM, Casteel CL (2016) Vector-borne bacterial plant pathogens: Interactions with hemipteran insects and plants. Front Plant Sci 7: doi: 10.3389/fpls.2016.01163
- Salvaudon L, Shykoff JA (2013) Variation in *Arabidopsis* developmental responses to oomycete infection: resilience vs changes in life history traits. New Phytol 197:919–926. doi: 10.1111/nph.12073

Shikano I, Rosa C, Tan C-W, Felton GW (2017) Tritrophic interactions: microbe-mediated plant effects on insect herbivores. *Annu Rev Phytopathol* 55:313–331. doi: 10.1146/annurev-phyto-080516-035319

Tack AJM, Dicke M (2013) Plant pathogens structure arthropod communities across multiple spatial and temporal scales. *Funct Ecol* 27:633–645. doi: 10.1111/1365-2435.12087

van der Heijden MGA, Klironomos JN, Ursic M, *et al* (1998). Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. *Nature* 396:69–72. doi: 10.1038/23932

Wagner MR, Lundberg DS, Coleman-Derr D, *et al* (2014). Natural soil microbes alter flowering phenology and the intensity of selection on flowering time in a wild arabidopsis relative. *Ecol Lett* 17:717–726. doi: 10.1111/ele.12276

Atlas of vector-borne diseases in Colombia: A community ecology approach for the study and management of infectious diseases

Diego F. Cuadros^{1,2*}, Andrés M. Hernández^{1,2}, Juan D. Gutiérrez³ and Adam J. Branscum⁴

¹Department of Geography and Geographic Information Science, University of Cincinnati, Cincinnati, USA. ²Health Geography and Disease Modeling Laboratory, University of Cincinnati, Cincinnati, USA. ³Universidad de Santander, Facultad de Ingeniería, Grupo Ambiental de Investigación Aplicada-GAIA, Bucaramanga, Colombia.

⁴Department of Mathematical Sciences, University of Cincinnati, Cincinnati, USA. ⁵Department of Biostatistics, College of Public Health and Human Sciences, Oregon State University, Corvallis, USA

<diego.cuadros@uc.edu>

More than 1,400 parasite species, including viruses, bacteria, protozoa, helminths, and fungi, affect human populations (Taylor, Latham *et al.*, 2001). Among these, vector-borne diseases account for more than 17% of all infectious diseases. Although many of these diseases are preventable through already available measures, the burden of these infections is on the rise, with more than 700,000 deaths annually worldwide (2017). For example, it is estimated that more than 3.9 billion people in over 128 countries are at risk of contracting dengue, with 96 million new cases estimated per year (2018), whereas infections like malaria cause more than 400,000 deaths every year globally (2018). Other diseases such as Chagas disease, leishmaniasis and schistosomiasis affect hundreds of millions of people worldwide (Hotez, Molyneux *et al.*, 2007). In order to have a comprehensive understanding of the dynamics of infectious diseases in a country, it is essential to have broad knowledge about the current stage of the epidemic as well as the factors that facilitate the spread of the disease. Moreover, disease control has shown to be challenging, and new approaches for understanding the emergence and evolution of epidemics are long overdue. An important factor that has recently emerged is the recognition of the fact that infectious diseases are not isolated agents (Petney and Andrews, 1998). Parasites are part of an ecosystem of diseases in which interactions between them could have profound implications for disease dynamics, and ultimately for epidemic control. In human epidemiology, it is common to deal with each infectious disease as a separate entity caused by an isolated pathogen (Seabloom, Borer *et al.*, 2015). Yet, mounting evidence suggests that multiple infections affecting the same human populations simultaneously (co-infection) might influence the dynamics of the epidemic (Griffiths, Pedersen *et al.*, 2011, Johnson, De Roode *et al.*, 2015). Parasite interactions could exacerbate disease transmission as well as produce unexpected health outcomes of interventions (Johnson and Hoverman 2012, Seabloom, Borer *et al.*, 2015). Therefore, to effectively predict and control parasites and diseases it is essential to have a deep understanding of the interactions among the parasite community and not just the interactions that emerge from a single host-parasite system. However, the study of co-infections in a disease community ecology framework is in an early stage, with important challenges for the study of interactions emerging from the disease community (Johnson, De Roode

et al., 2015). Accurate quantitative data on multiple infections in humans are scarce, and little information is available either on the factors influencing the structure of the parasite community in human populations, or the interactions among these infectious agents. At the same time, the complexity of natural communities implies that comprehensive field data may prove difficult to obtain and to interpret.

Pathogens are characterized by spatial heterogeneity in distribution and transmission, and regions with particularly high prevalence (percentage of infected individuals), or transmission rates are frequently referred to as geographical “hotspots” (Paull, Song *et al.*, 2012). Hotspots may also be “source areas”, from where pathogens disperse to less infected areas across the entire landscape. These hotspots are often characterized by conditions that facilitate either elevated pathogen survival or greater transmission rates (Cuadros, Awad *et al.*, 2013). Importantly, heterogeneous transmission also occurs when host species or environmental “hotspots” contribute disproportionately to disease transmission within a community or landscape (Cuadros, Branscum *et al.*, 2014). Managers can benefit substantially from understanding the relative contribution of host groups and hotspots to transmission because recognizing heterogeneity could enable highly targeted control strategies (Meyer-Rath, McGillen *et al.*, 2018). The cost-effectiveness of targeted control, however, depends on the costs of identifying and controlling hotspots relative to the costs of broader, untargeted control.

The study of the spatial structure of major diseases is particularly important when interventions or investments for improvement are planned at a national or provincial level. Therefore, innovative approaches are needed to understand the national spatial structure of epidemiological risk factors of diseases. Consequently, spatial epidemiology is emerging as a promising approach for understanding drivers and processes underlying disease epidemics (Ostfeld, Glass *et al.*, 2005). This approach has been used to study communicable and non-communicable diseases (Beale, Abellan *et al.*, 2008). Extreme levels of spatial transmission heterogeneity might lead to environmental hotspots that are analogous to superspreaders and could be cataloged as geographical transmission foci. The identification of these transmission foci will indicate high disease burden areas where high-risk populations are located and reveal the factors that facilitate the survival and spread of the epidemics.

Aims of the study

In this study, we propose a preliminary data exploration aligned with a disease community ecology framework to (i) identify the drivers of disease heterogeneities among regions; (ii) isolate the drivers of the spatial heterogeneity that facilitate disease interactions and (iii) understand the ecological complexity of multiparasite assemblages. The central questions of our study are: 1) Are there geographical hotspots where different infectious diseases overlap 2) What are the factors influencing parasite community structure and dynamics? Our central hypothesis is that through the

spatial analysis of available heterogeneous health data we will identify patterns and processes emerging from different epidemics that collide in specific geographical locations. These locations could expose areas with high likelihood of pathogen interactions. This information will i) increase our understanding of disease community assembly and ii) identify high-risk subpopulations vulnerable to co-infections in which targeted control interventions should be implemented. To achieve this goal, we will 1) identify and integrate epidemiological, socio-economic, and demographic data from different sources into a data repository; 2) conduct a spatial analysis of these health determinants at the national level to identify areas with high burden of co-occurring infectious diseases, as well as to identify the factors that characterize these areas; and 3) create a highly-interactive web-based computational ecology platform that will be available to other researchers and the public in general to evaluate the integration of a geographical targeted approach in their specific programs and settings.

Research Setting

Colombia is located in South America, with an estimated population of 48 million people in 2016. It is the second most populous country of the subcontinent after Brazil (2017). As the fourth largest country of South America, Colombia is comprised of five natural regions: Andean, Pacific, Amazon, Orinoquía, and Caribbean. Each region has unique biomes, where heterogeneity of races, cultures, and landscapes define the country (Ministerio de Salud y Protección Social y Profamilia 2017). Despite improvements made to health care coverage and costs, the Colombian government faces important challenges to improve the quality of health services and to increase expenditure of public investment for healthcare (Colombia 2015, 2015). In particular, a gap remains in basic health care delivery, especially in rural settings where tropical diseases affect hundreds of thousands of individuals (Bailey, Mondragon-Shem *et al.*, 2017, Ministerio de Salud y Protección Social y Profamilia 2017).

Data Description

We used epidemiological data from a comprehensive nationally representative dataset, the National Notifiable Diseases Surveillance System from Colombia (SIVIGILA). SIVIGILA is a national surveillance system designed by the government of Colombia and aided by the Pan-American Health Organization to integrate public health surveillance programs and optimize data compilation, analysis, and dissemination of notifiable disease data. SIVIGILA is coordinated by the National Institute of Health (Instituto Nacional de Salud in Spanish) in Colombia at the national level. This surveillance system provides a web-based tool for the mandatory reporting of 57 diseases following a pre-defined clinical protocol. Figure 1 describes the pipeline to report disease cases within SIVIGILA, where processing of reported public health events is performed by the primary unit of data generation at the local level, which consolidates and transmits all case reports. After consolidation, a curation process occurs, with weekly data updates for public health and

research purposes. SIVIGILA includes information about infectious diseases from 2007 to 2018. Confirmed cases can be aggregated and reported at the primary or secondary administrative divisions, or by healthcare provider. Therefore, the unit of analysis can vary, thereby allowing for different levels of spatial resolution. For our proposed study, we will include the 13 vector-borne infections reported in SIVIGILA, including malaria, leishmaniasis, Chagas, chikungunya and zika among others.

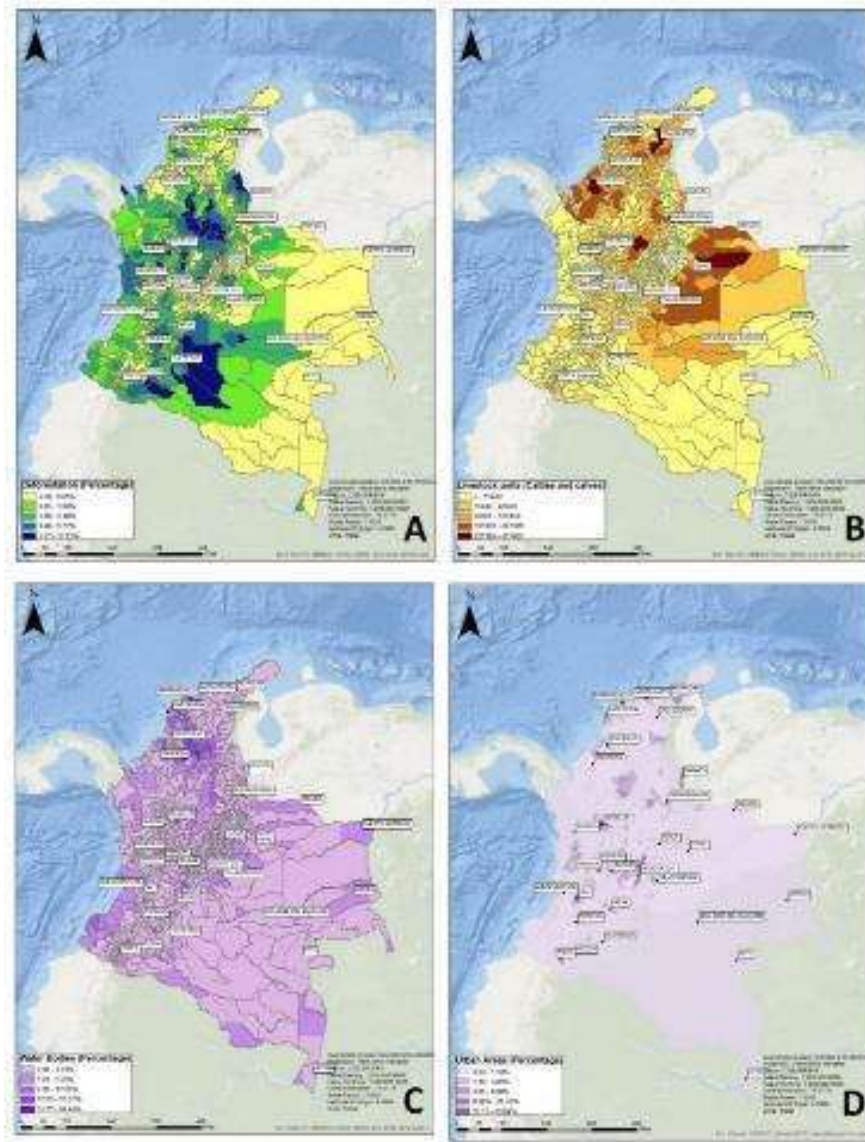


Figure 1. Spatial Distribution for potential covariates of major infectious diseases in Colombia along with clusters of cutaneous leishmaniasis. A) Deforestation (percentage); B) Livestock (percentage); C) Water bodies (percentage); D) Urban Areas (percentage)

Environmental, socio-economic and demographic measures were obtained from multiple official data sources. Average temperature and precipitation, two well-known environmental factors associated with the occurrence of most vector-borne diseases are available from meteorological stations located along the Colombian territory. Environmental factors, such as urban areas and bodies of water, are measured from satellite images at a resolution of 30 m, later reclassified using visual interpretation, and normalized by the total area of each municipality with the aid of ArcGIS 10.5 software and maps provided by both the Agustín Codazzi Geographic Institute and the Institute of Hydrology, Meteorology and Environmental Studies (IDEAM).

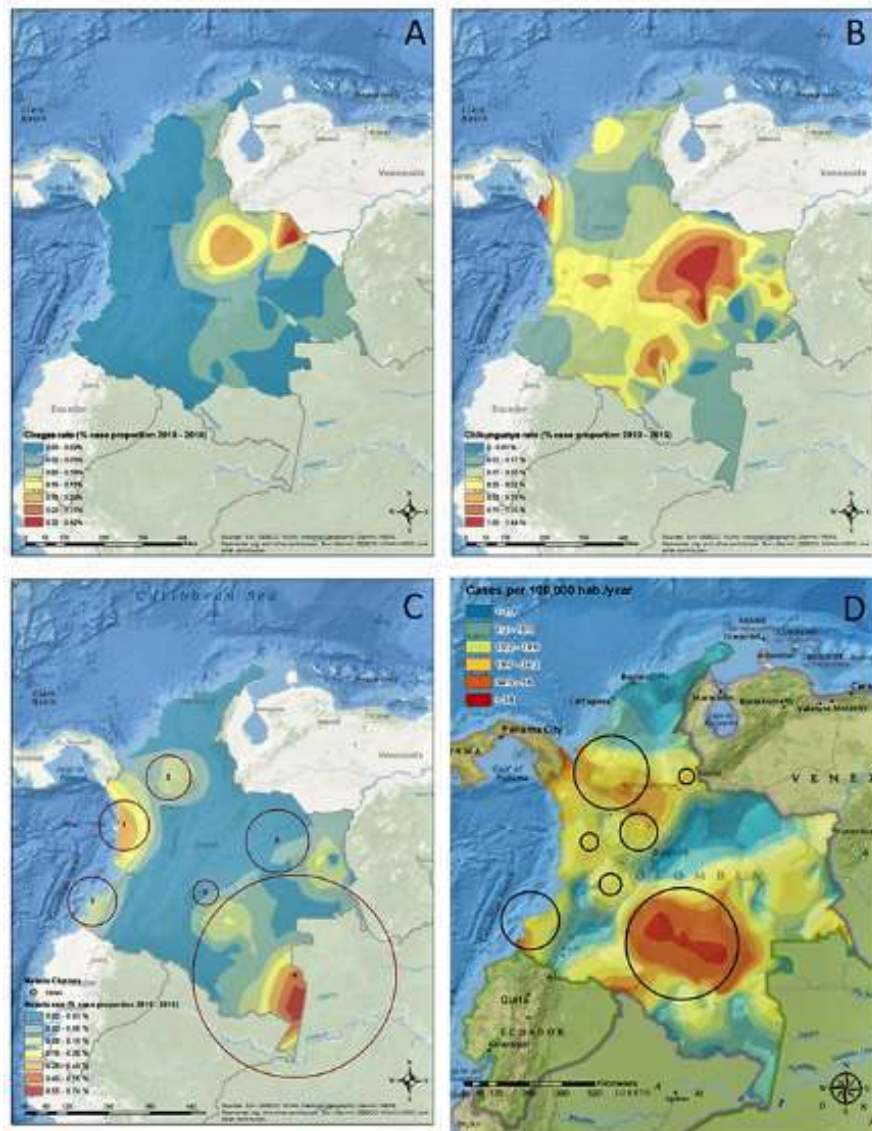


Figure 2. Spatial Distribution of A) Chikungunya; B) Chagas; C) Malaria; and D) Leishmaniasis

Deforestation values are obtained using a similar approach of visual interpretation of satellite raster, comparing changes between forest and non-forest land coverages from 2005 to 2016 and then normalized by each municipality's area. Three socio-demographic variables are available from the National Department of Planning municipality annual assessment, available from the Geographic Information System for Territorial Planning. Figure 2 shows the geographical distribution of some of the variables that will be considered in our analysis, including livestock production, water bodies, deforestation, and urban areas.

Results

Spatial analysis of some of the diseases included in our study show distinct geographical patterns with substantial spatial heterogeneity within the country. Some diseases have a similar spatial distribution, namely chikungunya (Figure 2A) and Chagas (Figure 2B) concentrated in the central-east part of Colombia. Conversely, malaria (Figure 2C) and leishmaniasis (Figure 2D) appear to be concentrated in the west and southern part of the country, with the emergence of some overlapping hotspots (clusters enclosed by red and black circles). The different spatial distributions of these infections could reflect different drivers as well as populations at different risk of these infections. Geographical discrepancies could prevent interactions between infectious agents while similar spatial distributions, e.g., for malaria and leishmaniasis, could facilitate synergistic interactions between epidemics.

Using cutaneous leishmaniasis (CL) as an example (Figure 2D), we identified seven statistically significant clusters of CL located across all Colombian biomes. Deforestation and livestock were statistically significantly associated with the spatial clustering of CL. Urbanization, time spent traveling to main cities and water bodies were other factors linked with the clustering of CL.

Conclusions

Our study found that human activities such as deforestation linked to agriculture, livestock production and mining activities are key drivers of the spatial distribution of several of the vector-borne epidemics in Colombia. The intensity of these human activities, which are projected to increase because of social and economic transformations in progress in Colombia, will potentially exacerbate the already growing vector-borne epidemics in the country.

References

Bailey F, Mondragon-Shem K, Hotez P, Ruiz-Postigo JA, Al-Salem W, Acosta-Serrano Á, Molyneux DH. (2017). A new perspective on cutaneous leishmaniasis—Implications for global prevalence and burden of disease estimates. *PLoS Neglected Tropical Diseases* 11(8): e0005739.

Beale, L, Abellan JJ, Hodgson S, and Jarup L (2008). Methodologic issues and approaches to spatial epidemiology. *Environmental health perspectives* 116(8): 1105.

Colombia, O. (2015). *Estudios económicos de la OCDE Colombia. Visión general*. Bogotá: OCDE.[Links].

Cuadros DF, Awad SF and Abu-Raddad LJ (2013). Mapping HIV clustering: a strategy for identifying populations at high risk of HIV infection in sub-Saharan Africa. *International Journal Of Health Geographics* 12(1): 28.

Cuadros DF1, Branscum AJ, Miller FD, Abu-Raddad LJ (2014). Spatial epidemiology of hepatitis C virus infection in Egypt: analyses and implications. *Hepatology* 60(4): 1150-1159.

Griffiths EC1, Pedersen AB, Fenton A, Petchey OL. (2011). The nature and consequences of coinfection in humans. *Journal of Infection* 63(3): 200-206.

Hotez PJ, Molyneux DH, Fenwick A, Kumaresan J, Sachs SE, Sachs JD and Savioli L (2007). Control of neglected tropical diseases. *New England Journal of Medicine* 357(10): 1018-1027.

Johnson PT, De Roode JC and Fenton A (2015). Why infectious disease research needs community ecology. *Science* 349(6252): 1259504.

Johnson PT and Hoverman JT (2012). Parasite diversity and coinfection determine pathogen infection success and host fitness. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 109(23): 9006-9011.

Meyer-Rath G, McGillen JB, Cuadros DF, Hallett TB, Bhatt S, Wabiri N, Tanser F, Rehle T. (2018). Targeting the right interventions to the right people and places: the role of geospatial analysis in HIV program planning. *AIDS (London, England)* 32(8): 957.

Ministerio de Salud y Protección Social y Profamilia (2017). *Colombia Encuesta Nacional de Demografía y Salud 2015*. Bogotá, Colombia, Profamilia/Colombia.

OECD (2015). *OECD, Health and health care in Colombia*.

Ostfeld RS, Glass GE and Keesing F (2005). Spatial epidemiology: an emerging (or re-emerging) discipline. *Trends in Ecology & Evolution* 20(6): 328-336.

Paull SH, Song S, McClure KM, Sackett LC, Kilpatrick AM, Johnson PT. (2012). From superspreaders to disease hotspots: linking transmission across hosts and space. *Frontiers in Ecology and the Environment* 10(2): 75-82.

Petney TN and Andrews RH (1998). Multiparasite communities in animals and humans: frequency, structure and pathogenic significance. *International Journal for Parasitology* 28(3): 377-393.

EW Seabloom, ET Borer, K Gross, AE Kendig, C Lacroix, CE Mitchell, Mordecai EA and Power AG. (2015). The community ecology of pathogens: coinfection, coexistence and community composition. *Ecology Letters* 18(4): 401-415.

Taylor LH1, Latham SM, Woolhouse ME. (2001). Risk factors for human disease emergence. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London B: Biological Sciences* 356(1411): 983-989.

UN (2017). United Nations. *The World Population Prospects: 2017 Revision*.

WHO (2017). World Health Organization. Vector-borne diseases <https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/vector-borne-diseases>.

WHO (2018). World Health Organization. Malaria <https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/malaria>.

World Health Organization (WHO) (2018). Tuberculosis.

ENTOMOLOGÍA MÉDICA (MANEJO INTEGRADO DE VECTORES Y NUEVAS ESTRATEGIAS PARA LA VIGILANCIA, PREVENCIÓN Y CONTROL DE ARBOVIROSIS)

Manejo Integrado de Vectores. Hacia un control efectivo de las enfermedades de transmisión vectorial

Gabriel Parra-Henao¹, Giovanini Coelho², Haroldo Bezerra², Nildimar Honorio³, Guillermo Rua-Uribe⁴, Karen Polson⁵, Pablo Manrique Saide⁶, Alessandre de Medeiros⁷, Dalton Pereira da Fonseca⁸, Dianelba Valdez⁹, Gustavo Sánchez Tejeda¹⁰, Job Joseph¹¹, María Elena Ogusuko¹², María Eugenia Grillet¹³, Nicolás Frutos¹⁴, Tamara Chávez Espada¹⁵, Oscar Daniel Salomón¹⁶

¹ Centro de Investigación en Salud para el Trópico (CIST-UCC), Santa Marta, Colombia. ² Organización Panamericana de la Salud, Washington, USA. ³ Fundación Oswaldo Cruz, Brasil. ⁴ Universidad de Antioquia, Colombia. ⁵ OPS/OMS, Barbados. ⁶ Universidad Autónoma de Yucatán, México. ⁷ Secretaría Municipal de Salud, Natal, Brasil. ⁸ Superintendencia de Control de Endemias, São Paulo, Brasil. ⁹ Ministerio de Salud, República Dominicana. ¹⁰ Centro Nacional de Programas Preventivos y Control de Enfermedades, México. ¹¹ OPS/OMS, Belice. ¹² Ministerio de Salud, Perú. ¹³ Universidad Central de Venezuela. ¹⁴ Consultor independiente, Argentina. ¹⁵ Consultora independiente, Bolivia. ¹⁶ Ministerio de Salud, Argentina.

gabriel.parrah@ucc.edu.co

Bajo la iniciativa y el liderazgo de la Oficina Regional de Entomología en Salud Pública de la Organización Panamericana de la Salud se dio inicio a la construcción de un documento operativo de Manejo Integrado de Vectores (MIV) con la participación de especialistas de Latinoamérica y el Caribe (citados como autores de este resumen), los cuales durante la reunión de expertos celebrada en la Ciudad de Belice en marzo del 2018 sentaron los fundamentos para el documento operativo de MIV que la OPS publicara oficialmente como documento guía para la región. En este resumen presentado para el 46° Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología, damos a conocer algunos apartes de la estrategia de MIV que se propone en dicho documento para la región:

La población de las Américas ronda los 1.000 millones de habitantes, lo que representa el 13% de la población mundial. La Región de las Américas presenta la proporción de población urbana más elevada del mundo, superior al 80% (1), porcentaje que es prácticamente igual en América del Norte (82%) y América Latina y el Caribe (80%). Además, alberga tres de las seis megalópolis del mundo (Ciudad de México, Nueva York y São Paulo), cada una con cerca de 20 millones de habitantes (Organización Mundial de la Salud, OMS, 2012).

Tanto en las regiones densamente pobladas como en las zonas periurbanas y rurales de Latinoamérica y el Caribe, son frecuentes las ETV, que son enfermedades infecciosas transmitidas por mosquitos, chinches, pulgas, moscas o garrapatas. Estos animales actúan como vectores de los diferentes patógenos, bien sean protozoos (*Trypanosoma*, *Leishmania*, *Plasmodium*), virus

(*Flavivirus*, *Alphavirus*, etc.), bacterias (*Rickettsia*, entre otras) o filarias (*Onchocerca*, *Mansonella*, *Wuchereria*, etc.).

Las ETV contribuyen de manera importante a la carga global de morbilidad y afectan muy especialmente a las comunidades de los países en desarrollo. En los países latinoamericanos y caribeños existe una alta carga de estas enfermedades, varias de las cuales se presentan de forma endemoepidémica en diferentes áreas geográficas. Producen ausentismo escolar, recrudecen la pobreza, incrementan los costos sanitarios y sobrecargan los sistemas de salud, a la vez que menoscaban la productividad económica general (OMS, 2012).

Las principales ETV que afectan a las poblaciones de Latinoamérica y el Caribe son: el dengue, el Zika, el chikungunya, la malaria o paludismo, la leishmaniasis (cutánea, mucosa y visceral), la enfermedad de Chagas, la oncocercosis y la filariasis linfática, así como, en menor medida, la fiebre amarilla y la fiebre del Nilo Occidental. La distribución e intensidad de las ETV viene determinada por una compleja y dinámica interacción de condicionantes biológicos, geográficos y ambientales, que delimitan el espacio de transmisión en el ámbito rural, periurbano o urbano. La interrelación de los procesos bioambientales con los procesos sociales, económicos, políticos y culturales define la probabilidad de transmisión y determina que dicha transmisión sea endémica, emergente, reemergente o epidémica (OMS, 2012).

El concepto de MIV se basa en las enseñanzas extraídas del manejo integrado de plagas (MIP) del sector agropecuario, en el cual se generaron metodologías como el seguimiento de poblaciones y el umbral de acción o el control mecánico, biológico y microbiológico de plagas, procurando optimizar y racionalizar el uso de recursos y de las herramientas para el control.

El MIV se define como “un proceso decisorio racional para la utilización óptima de los recursos para el control de vectores” (OMS, 2012), que procura mejorar la eficacia y la eficiencia de los programas nacionales de control de vectores, a fin de proporcionar a los países métodos de control sostenibles a largo plazo y adecuados ecológicamente que permitan reducir la dependencia de los insecticidas y proteger a la población de las ETV más prevalentes.

En particular, las ETV como el dengue siguen siendo un serio problema de salud pública en la Región, debido a las epidemias cada vez más graves (Dick *et al.*, 2012), a la aparición de arbovirosis nuevas y a la reaparición de otras arbovirosis antiguas, como la fiebre amarilla, de la que se han registrado casos en entornos urbanos por primera vez en más de 50 años (Consejo Directivo, Pan American Health Organization, 2008). Las poblaciones de *Ae. aegypti* siguen siendo una amenaza y la introducción y propagación de *Ae. albopictus* abre oportunidades para la transmisión de arbovirus.

Por este motivo, la implantación del MIV requiere adaptación institucional, marcos normativos adecuados, criterios de adopción de decisiones y procedimientos que puedan aplicarse en el nivel

operativo más bajo. También requiere aptitudes para la toma de decisiones que faciliten la acción intersectorial y el establecimiento de medidas de control de vectores sostenibles y con metas basadas en la salud (OMS, 2012).

Por otro lado, los cambios climáticos y el aumento de las inundaciones o sequías, sumados a las deficiencias en el suministro de agua mediante tuberías en muchos centros urbanos de América Latina, promueven que se almacene agua en los domicilios, con lo cual aumenta el riesgo de epidemias transmitidas por mosquitos. El aumento de las temperaturas medias locales y la mayor variación en las precipitaciones regionales facilitan la reproducción de los vectores y la transmisión de parásitos y virus que podrían alterar la distribución e incidencia temporal y espacial de las ETV (OMS, 2008).

La mayor movilidad de la población y las migraciones por la inestabilidad político-económica facilitan la propagación de las ETV, ya que se introducen enfermedades nuevas en zonas donde las poblaciones de vectores no estaban controladas, además de la incorporación masiva de población susceptible y la urbanización no planificada. Fortalecer los programas actuales de control puede ser una contribución fundamental para la protección contra estos riesgos. El MIV brinda una oportunidad de abordar estos cambios eficazmente, en un contexto intersectorial como parte de un plan más amplio de gestión de la salud pública (OMS, 2012).

El MIV se caracteriza por la toma de decisiones basada en la evidencia y puede constar de diferentes herramientas contra una sola ETV, o de una o varias herramientas de control empleadas de forma integrada contra más de una ETV.

Por todo ello, el MIV se concibe como un sistema de manejo flexible que se puede adaptar a las condiciones locales cambiantes, siguiendo procesos cíclicos con múltiples rondas de análisis situacional, planeación, diseño, ejecución, seguimiento y evaluación, entre otros elementos (figura 1).

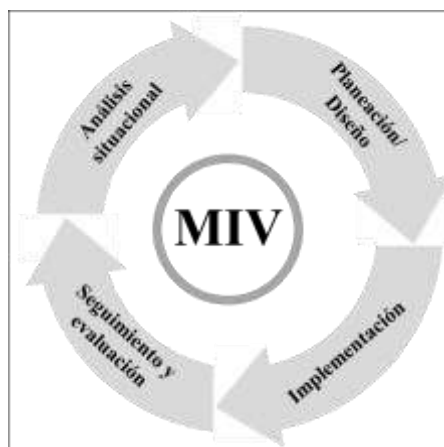


Figura 1. Flujo cíclico del MIV y algunos elementos que lo conforman.

A continuación, se detallan los procesos cíclicos del MIV.

Análisis situacional. Es necesario conocer la distribución de las ETV y de los vectores que las transmiten, para planear de forma correcta el control y priorizar los recursos. La evaluación de la enfermedad se puede hacer a dos escalas:

- 1) Análisis a escala amplia (jurisdicción nacional) y estratificación por municipalidades, provincias, departamentos o estados (según el país). En este caso el análisis consiste en la elaboración de mapas de endemidad, datos epidemiológicos a nivel de provincias y de distribución de vectores. Los programas pueden clasificar las provincias, parroquias, departamentos o estados de acuerdo a la presencia de ETV, su incidencia, las especies de vectores y su ecología.
- 2) Análisis a nivel local (barrios, urbanizaciones, veredas, etc.) y estratificación para comprender la microepidemiología de las ETV, los datos epidemiológicos y la información ambiental y de determinantes de la población. Después del análisis local, que podría considerarse una focalización de áreas de transmisión, se procede a caracterizar cada área, para luego determinar las intervenciones a realizar por área de prioridad.

Planeación y diseño. Según las intervenciones que se hayan de realizar, existen diversas herramientas para el control de vectores —químicas y no químicas— que pueden ser útiles para el control tanto de adultos como de larvas o ninfas. Es importante elegir los métodos de control de vectores atendiendo a su eficacia sobre parámetros epidemiológicos (prevalencia e incidencia de la infección o enfermedad), aunque la evidencia de la eficacia contra los vectores puede ser útil en algunas circunstancias.

Sin embargo, se deben tener en cuenta otros factores a la hora de escoger los métodos de control, ya que algunos son menos eficaces en determinados ambientes o zonas ecológicas. Dichos factores son:

- características de las especies de vectores (sitios de cría, alimentación y reposo, principal hora de actividad, resistencia a los insecticidas, etc.);
- seguridad para los humanos y el medioambiente, disponibilidad y relación costo-efectividad;
- aceptación y participación de la comunidad;
- necesidades logísticas para poner en práctica la intervención.

Otros factores que hay que tener en cuenta son, por ejemplo: el mejor momento para ejecutar la intervención, las áreas donde se llevará a cabo y las entidades que participarán en la aplicación, el seguimiento y la evaluación.

Los aspectos a considerar en las áreas de ejecución son las poblaciones objeto de la intervención, la extensión geográfica y las metas del control vectorial (control o eliminación). Por otro lado, aunque la principal responsabilidad del MIV recae en el sector de la salud, es importante involucrar a diferentes sectores (públicos y privados), así como a la comunidad.

Implementación. En primera instancia, es recomendable aplicar intervenciones cuya eficacia esté bien comprobada, que deben adecuarse a los parámetros entomológicos y socioconductuales del lugar.

Se debe realizar una vigilancia entomológica periódica y regular a lo largo del programa de MIV, aunque los objetivos y parámetros a medir pueden cambiar dependiendo del estado del programa y los vectores. El principal parámetro entomológico que se medirá es la densidad vectorial (adultos y/o estadios larvales) aunque hay otros que también son importantes, sobre todo la susceptibilidad a los insecticidas.

La vigilancia de los vectores puede recaer en el equipo de entomología o realizarse con la participación de la comunidad, previa capacitación (esta medida ha sido eficaz para la vigilancia de los triatominos). Se debe definir la unidad de intervención (manzana, vereda, etc.) y la unidad de evaluación (criadero, casa, etc.). Además, se debe contar con controles y evaluaciones previas a la intervención. Cuando se trabaja en lugares centinela (o piloto), hay que tener en cuenta factores como la endemidad de la enfermedad, las zonas ecológicas, la accesibilidad al sitio de intervención y el uso de insecticidas en el área.

Seguimiento y evaluación. Se deben establecer indicadores claros, mediante los cuales se hará un seguimiento del programa y de su éxito, midiéndolos con escalas de tiempo y fuentes de datos verificables para cada indicador. Los indicadores pueden ser específicos para la enfermedad o intervención, por ejemplo: número de toldillos o mosquiteros impregnados distribuidos y efecto en la carga de la enfermedad. Es necesario establecer un sistema de gestión de datos sólido, que permita registrar la información de los indicadores, y se deben socializar regularmente sus hallazgos. Del seguimiento y la evaluación del programa deben encargarse evaluadores externos, para evitar los conflictos de intereses; además, dicha evaluación debe contar, a ser posible, con la participación de otras instancias sociales y comunales (OMS, 2012).

- **Elementos de la estrategia del manejo integrado de vectores (MIV)**

La instrumentación del MIV no requiere incorporar nuevas estructuras, sino una integración y coordinación adecuadas de las que ya existen para aplicar la estrategia. En ese sentido, la OMS destaca cinco elementos principales de la estrategia del MIV:

- 1) aproximación integrada
- 2) toma de decisiones basadas en la evidencia

- 3) colaboración intrasectorial e intersectorial
- 4) promoción de la causa, movilización social y legislación
- 5) desarrollo de capacidades.

Referencias

Consejo Directivo – Pan American Health Organization. (2008). *Situation of Yellow Fever in the Americas; 1960-2008*. CE142 Technical Report. 2008.

Dick OB, San Martín JL, Montoya RH *et al.*, (2012). Review: The history of dengue outbreaks. *Am J Trop Med Hyg* 2012; 87 (4): 584-593. Disponible en: <http://ajtmh.org/content/journals/10.4269/ajtmh.2012.11-0770>

Organización Mundial de la Salud. (2012). *Handbook for integrated vector management*. Ginebra: OMS.

Organización Mundial de la Salud. (2012). *Monitoring & evaluation: Indicators for integrated vector management*. Ginebra: OMS.

Organización Mundial de la Salud. (2012). *Guidance on policy-making for integrated vector management*. Ginebra: OMS.

Organización Mundial de la Salud. (2012). *Core structure for training curricula on integrated vector management*. Ginebra: OMS.

Organización Mundial de la Salud. (2008). *Position Statement on Integrated Vector Management* (documento WHO/HTM/NTD/VEM/2008.2). Ginebra: OMS; Disponible en: [https:// apps.who.int/iris/bitstream/handle/10665/69745/WHO_HTM_NTD_VEM_2008.2_eng.pdf?sequence=1](https://apps.who.int/iris/bitstream/handle/10665/69745/WHO_HTM_NTD_VEM_2008.2_eng.pdf?sequence=1)

POLINIZADORES

Diversidad de visitantes florales del balsa negro *Ochroma pyramidale* (cav. ex Lam.) en cobertura natural y sistemas agroforestales en el departamento de Santander

Rocío Espinosa^{1*}, Zulma Nancy Gil P.¹ & Pablo Benavides M.¹

¹ Centro Nacional de Investigaciones del Café, CENICAFE-FNC, Manizales, Caldas, Colombia
<rocio.espinosa@cafedecolombia.com.co>

Este estudio tuvo como objetivo evaluar la diversidad de visitantes florales del balsa negro *Ochroma pyramidale* (Cav. Ex Lam.) Urb. (Malvaceae), en el departamento de Santander, Colombia. Con este fin se llevaron a cabo dos actividades: evaluación de la riqueza y abundancia de los visitantes florales del balsa bajo cobertura natural y sistemas agroforestales e identificación y cuantificación de insectos muertos en flores recolectadas del suelo; además, se registró el comportamiento de los visitantes. Se realizaron dos muestreos en los meses de febrero y diciembre de 2017, época de mayor floración; se filmaron 414 flores cada una por un tiempo de 30 minutos, durante tres periodos diurnos y tres nocturnos. También se recolectaron 533 flores del suelo para identificar y cuantificar los insectos muertos. Se registró la presencia de mamíferos, aves e insectos y se determinó que esta flor es más visitada por insectos durante la jornada diurna. La riqueza de visitantes está compuesta por 19 especies de aves, de 13 géneros y siete familias, de las cuales las más abundantes fueron Trochilidae y Thraupidae; siete géneros de mamíferos de tres órdenes, con Chiroptera como el más abundante y ocho órdenes de artrópodos, siete Insecta y uno Arachnida agrupados en 33 familias. Para los insectos, los órdenes más abundantes fueron Hymenoptera, seguido por Diptera y Coleoptera. La composición de los ensamblajes cambia de acuerdo con la cobertura, con el cafetal con sombra como el de mayor abundancia y riqueza de aves y mamíferos; su diversidad aumenta con la presencia de fragmentos de bosque y cobertura natural. El registro de individuos muertos en flores caídas mostró que el 44,3% de las flores (n=533) no presentó ningún individuo y el promedio de insectos muertos por flor fue de 3,3. Finalmente, los resultados indicaron que esta especie botánica es fuente de recurso alimenticio para diversos organismos; que los mamíferos son el grupo más eficiente en el papel de polinizadores del balsa y que la mortalidad de insectos en el balsa del cafetal con sombra, lejos de fragmentos, indica un posible desbalance ecológico e incluso una baja adaptación de las especies introducidas que se alimentan de esta especie botánica.

Polinización de cultivos en Colombia - experiencias y perspectivas

Rodolfo Ospina Torres¹

¹ Universidad Nacional de Colombia- Bogotá.

[<rospinat@unal.edu.co>](mailto:rospinat@unal.edu.co)

La tradición agrícola de nuestro país, además de sus raíces culturales, está basada en gran parte en su riqueza y diversidad de climas, suelos y ecosistemas. Durante siglos nuestra tierra ha sido casi siempre generosa en cosechas con sus habitantes. De esta manera, la disponibilidad de recursos como agua y suelos fértiles o adecuados, todo esto bajo condiciones tropicales en ausencia de estacionalidad marcada de la flora y la fauna, mantuvieron en estado de casi completo desconocimiento al servicio que prestan ciertos animales polinizando las flores que más tarde serán los frutos cosechados. Mientras tanto en los países de climas estacionales se establecía gracias a tradiciones centenarias una relación fuertemente “mutualista” entre los cultivadores de ciertas especies y los criadores de abejas dando paso a la famosa “apicultura migratoria” y a una gran fortaleza de la industria apícola en general, lo cual a su vez contribuyó a la importancia del fenómeno del “Síndrome del colapso de las colonias” (CCD) y a la consecuente ola mediática sobre la desaparición de las abejas.

Excepción hecha de las referencias estéticas o paisajísticas la relación, por ejemplo de las abejas con las flores no se asociaba en Colombia con las cosechas o con la productividad de algún cultivo. Solamente la miel u otros productos apícolas entraban en las cuentas de la economía agrícola.

Tenemos entonces que en nuestro país solo hasta hace relativamente poco tiempo se ha producido una **concientización** del fenómeno de la polinización como eslabón importante en la cadena de eventos de producción de alimentos y en general de la industria agrícola. Esto es válido tanto para los agricultores como para las autoridades ambientales y para los sectores académicos de la sociedad.

Sin embargo, hoy en día los conceptos de servicios ecosistémicos en sentido amplio y de la polinización en particular hacen parte del lenguaje común en los documentos y las entidades ambientales públicas y privadas. Recientemente se ha promulgado por parte del Instituto Humboldt del Ministerio del Medio Ambiente la política oficial y los objetivos de trabajo, reunidos en cuatro ejes, con respecto a la polinización en Colombia (Moreno *et al.*, 2018). El hecho mismo de la realización de este simposio es una muestra más de la creciente conciencia de la importancia de los polinizadores en nuestra comunidad.

Aunque en el tema concientización se ha avanzado notablemente (ejes 3y 4 del documento Humboldt), falta muchísimo trabajo en esa dirección pues apenas está empezando el trabajo específico de capacitación con agricultores, con empleados técnicos y vendedores de las casas productoras de agroquímicos, con las comunidades en general y especialmente con los niños.

Dos asignaturas más quedan pendientes, (ejes 1 y 2): Por un lado, **el estudio objetivo metodológicamente robusto** y la cuantificación del fenómeno de la polinización tanto en agro ecosistemas como en ambientes naturales y consecuentemente, la valoración de este servicio en términos económicos o de otra escala de valores. Una amplia revisión y un estado actual del arte en cuanto a la investigación en polinización en Colombia fue recopilado recientemente por la profesora Guiomar Nates fundadora del LABUN presentado en el libro “Iniciativa colombiana de polinizadores – capítulo Abejas” (Nates, 2016). Aunque, como veremos más adelante, en nuestro país se han iniciado este tipo de estudios, hace falta multiplicarlos ampliamente para obtener una buena base de conocimiento para cada cultivo con el objeto de tomar acciones y fomentar las buenas prácticas agrícolas tendientes a proteger y fomentar los polinizadores y referirlos a las diferentes regiones y aún paisajes.

Precisamente, la segunda asignatura pendiente es llevar ese conocimiento básico al **nivel operativo**, es decir plantear desde buenas prácticas agrícolas referidas a cultivos particulares hasta normas o acciones generales de fomento de la investigación, planeación agrícola o regulación de insumos potencialmente nocivos, todo esto basado en el conocimiento de los polinizadores y su relación con las plantas.

Como se dijo anteriormente, la investigación en polinización de cultivos en Colombia ha sido retrasada simplemente porque hasta hace poco tiempo no se habían evidenciado déficit evidente de polinizadores en cultivos de importancia económica. Por otra parte, al darse a conocer la desaparición de las colmenas de *Apis mellifera* en Europa y Norteamérica se amplió la atención hacia el servicio de polinización que estas abejas domésticas prestan.

En Colombia, particularmente, además de estudios de utilización de *Apis mellifera* en cultivos de algunos frutales como fresa y melón (Tello *et al.*, 2012) la atención de nuestro grupo de investigación (LABUN) se orientó hacia el papel de las abejas silvestres (no *Apis*) en la polinización de algunos cultivos gracias al hecho que ciertas plantas como las pasifloráceas, por su tamaño, o algunas solanáceas y melastomatáceas por la dehiscencia poricida de sus anteras, pueden no ser polinizadas efectivamente por la abeja melífera.

Solamente hasta la década de los 90 tuvimos noticia en nuestro laboratorio del déficit evidente de polinización entre los cultivadores de maracuyá del Huila con informaciones que daban cuenta de la utilización de polinización manual en cultivos de exportación. Esto nos llevó a iniciar una serie de investigaciones de biología floral y polinización que incluyeron la mayoría de las pasifloras cultivadas en Colombia como son: Granadilla -(Gutierrez-Chacón *et al.*, 2018), Gulupa (Angel *et al.*, 2011), Curuba, Cholupa (Rodríguez *et al.*, 2015) y maracuyá.

Posteriormente decidimos abordar el tema de la valoración económica del servicio de polinización, esta vez en tres cultivos promisorios: La guayaba Chamba, el agraz y la cholupa (Rodríguez *et al.*,

2015) y la influencia de la estructura del paisaje en el servicio de polinización en cultivos de frutales caducifolios y en frijol.

Otras líneas de acción relacionadas con la polinización de cultivos han sido desarrolladas por investigadores de otras instituciones, algunos de ellos egresados de nuestro grupo como por ejemplo en el IDEA, con trabajos sobre valoración y retribución del valor del servicio, en el Jardín Botánico de Bogotá con trabajos de diversidad y manejo de polinizadores silvestres, en la CAR con el programa de difusión del conocimiento. En Cenicafe se desarrolla actualmente un ambicioso proyecto sobre polinización en café, en La UMNG se han desarrollado valiosos trabajos sobre polinización de cultivos en invernadero utilizando abejorros y abejas nativas sin aguijón, en la U. de la Salle han desarrollado interesantes trabajos de polinización en palmas, finalmente en la UPTC en la U. Javeriana y en la U de los Andes entre otras instituciones que se me escapan involuntariamente, han iniciado trabajos relacionados con la polinización de cultivos. Este florecimiento de investigaciones en polinización tiene sin embargo un gran problema como lo es la falta o dificultad de financiación para desarrollar proyectos de investigación básica.

Referencias

Ángel-Coca C, Nates-Parra G, Ospina-Torres R, Melo CD & Amaya-Marquez M (2011). Floral and reproductive biology of the “gulupa” *Passiflora edulis* Sims f. *edulis*. *Caldasia* 33(2):433-451

Gutiérrez-Chacón C, Fornoff F, Ospina-Torres R y Klein AM (2018). Pollination of granadilla (*Passiflora ligularis*) benefits from large wild insects. *Journal of Economic Entomology*, 11(4), 1501-2001

Moreno-Villamil R, Vélez-Velandia D, Gómez-Hoyos AJ, Higuera-Diaz D, Carvajal-González J, Lopez-Vargas CM y Melo CD. (2018). Iniciativa colombiana de polinizadores. Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible, Corporación Autónoma Regional de Cundinamarca, Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Bogotá, Colombia.

Nates-Parra G. (ed) (2016). Iniciativa colombiana de polinizadores: abejas ICPA / Primera edición. Bogotá: Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Ciencias. Departamento de Biología.

Rodríguez-C A, Chamorro FJ, Calderón LV, Pinilla MS, Henao M, Ospina-Torres R y Nates-Parra GM (2015). Polinización por abejas en cultivos promisorios de Colombia: Agraz (*Vaccinium meridionale*), Chamba (*Campomanesia lineatifolia*) y Cholupa (*Passiflora maliformis*). Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ciencias, Departamento de Biología, Laboratorio de Investigaciones en Abejas-LABUN. Bogotá.

Tello JE, Ávila O, Vargas GA, Mayorquín CA y Parrado MF. (2012). Mejoramiento genético de abejas *Apis mellifera* africanizadas en Colombia. Universidad Nacional de Colombia, Bogotá

Influencia de las características del paisaje y recursos florales locales sobre rasgos funcionales de la comunidad de abejas asociada a sistemas agrícolas

Laura Pérez-Giraldo^{1*}, Alberto Alaniz ¹ & Sharon Rodríguez S.¹

¹ Fraunhofer Chile Research, Santiago de Chile, Chile. <laura.perez@fraunhofer.cl>

Introducción

La polinización de cultivos es uno de los servicios ecosistémicos de mayor importancia para la industria de los alimentos (FAO, 2014) ya que el 75% de la producción de frutales, hortalizas y semillas a nivel mundial depende de la polinización por insectos en algún grado (Bartomeus *et al.*, 2014), y en particular de abejas (Eilers *et al.*, 2011).

Estudios recientes han confirmado una estrecha relación entre la diversidad de abejas silvestres, los niveles de polinización, y el rendimiento de algunos cultivos (Graribaldi *et al.*, 2013), sugiriendo además la existencia de un valor intrínseco en la biodiversidad de polinizadores más allá de su abundancia o frecuencia de visitas. Sin embargo, solo se han estudiado algunas especies de abejas como polinizadores activos y efectivos de cultivos (Isaacs *et al.*, 2017), entre ellos el palto (Can-Alonzo, 2015), sin determinar de forma explícita, cuáles son las características y recursos a nivel de paisaje que permitirían manejar de manera sostenible los ensamblajes de polinizadores en sectores agrícolas, y que además favorezcan la convivencia entre *Apis mellifera* y las abejas nativas.

En Chile, el cultivo de palto es de gran importancia económica, lo que ha generado el desarrollo de grandes extensiones de monocultivo en regiones agrícolas de la zona central, invadiendo y restando áreas de vegetación natural alrededor de los huertos. Considerando la alta dependencia de la polinización por abejas que expresa el cultivo del palto, la presencia de flora nativa e introducida rodeando los huertos, podría beneficiar y aumentar la producción de fruta a través de la preservación de reservorios de polinizadores nativos, potencialmente mejor adaptados a los cultivos que la abeja de miel.

Según datos de ODEPA (2018) la superficie frutícola de Chile alcanza 294.000 hectáreas entre las regiones de Atacama y Los Lagos, con una producción cercana a 5 millones de toneladas anuales, de las cuales se exportan 2,6 millones como fruta fresca, generando más de USD 4.000 millones, lo que ubica a Chile como el primer exportador frutícola del hemisferio sur y el tercer país productor-exportador de palta a nivel mundial.

La flor del Palto (*Persea americana* Mill.) presenta una dicogamia protogínica sincronizada, la cual implica que las partes femeninas y masculinas de la flor maduren a destiempo, mecanismo

que promueve la polinización cruzada (Ish-Am & Lahav, 2011), por lo que el proceso de polinización se hace esencial en este tipo de cultivo. Con este fin, se utilizan colmenas de *A. mellifera* en el huerto durante el periodo de floración del palto para favorecer la producción de fruta (Salvo *et al.*, 2017).

Sin embargo, estudios recientes han demostrado que existen otros polinizadores para este tipo de cultivos. En México, especies nativas de Apoidea como *Nannotrigona perilampoides* y *Trigona nigra*, en particular debido a su tamaño, resultan muy eficientes para polinizar las flores del palto (Can-Alonzo *et al.*, 2005). En Chile, *Corynura chloris* (Hym.: Halictidae) y *Colletes seminitidus* (Hym.: Colletidae), se han descrito como visitantes florales del palto (Valdes, 2002; De la Cuadra, 2018), pero se desconoce su aporte al proceso de polinización y producción de fruta.

El uso de *A. mellifera* como polinizador podría ser importante en agroecosistemas donde existan grandes hectáreas de plantaciones, sin embargo, existen diversos problemas asociados al manejo de colmenas para polinización (por ejemplo, una baja población de abejas en las colmenas, la presencia de parásitos y enfermedades, y el deterioro de la biodiversidad, entre otros) (Folletto FCR, 2016). Esto ha llevado a que se desarrollen investigaciones del papel que cumplen las abejas nativas como complemento a la polinización de cultivos que realiza la abeja de miel (Garibaldi *et al.*, 2013).

Los polinizadores nativos podrían ser una solución para la industria frutícola y de alimentos, ya que se describen mejor adaptados a las condiciones locales de los agroecosistemas, y podrían desempeñar labores de polinización cuando las condiciones climáticas no favorezcan la actividad de *A. mellifera* (De Oliveira *et al.*, 1990). En ciertos cultivos se ha demostrado que algunas especies de abejas nativas son más o igualmente efectivas como polinizadoras que *A. mellifera*, y se ha evidenciado un efecto sinérgico entre ambos grupos de abejas (nativas y melífera) en la polinización (Can-Alonzo *et al.*, 2005). Esto sugeriría que la introducción de colmenas a los huertos debería ser evaluada en términos de diversidad de polinizadores existentes y de la oferta floral.

Se han realizado comparaciones de la eficiencia y efectividad de polinizadores en los cultivos basadas en la carga de polen, el tamaño corporal y grado de actividad, además de comparar la eficiencia en base a la capacidad de carga de polen y la frecuencia de visita, llevando estos resultados hasta la estimación del número y calidad del fruto producido (Winfrey *et al.*, 2008; Bartomeus *et al.*, 2017).

En esta investigación se realizó un análisis a escala local y de paisaje en huertos de palto de Chile central evaluando para *A. mellifera* y abejas nativas: A) las características de paisaje que influyen en las interacciones planta-abeja; B) la intensidad del uso de recursos florales (plantas introducidas

o nativas); y C) la contribución de los polinizadores al número y tamaño de los frutos de palta en la producción agrícola.

Metodología

El estudio se desarrolló en tres huertos de palta (*Persea americana*) de Chile, en la comuna de Melipilla, Región Metropolitana. Para esto se descargaron imágenes satelitales de cada uno de los huertos trabajados, generando unidades homogéneas o polígonos para la clasificación de usos y coberturas de suelo, con el fin de discretizar la información proveniente de un satélite y cuantificar las métricas de paisaje además se estimó la presencia de especies de plantas nativas e introducidas y la abundancia de abejas nativas y abejas de miel asociadas con la flora de borde (hierbas, arbustos y árboles).

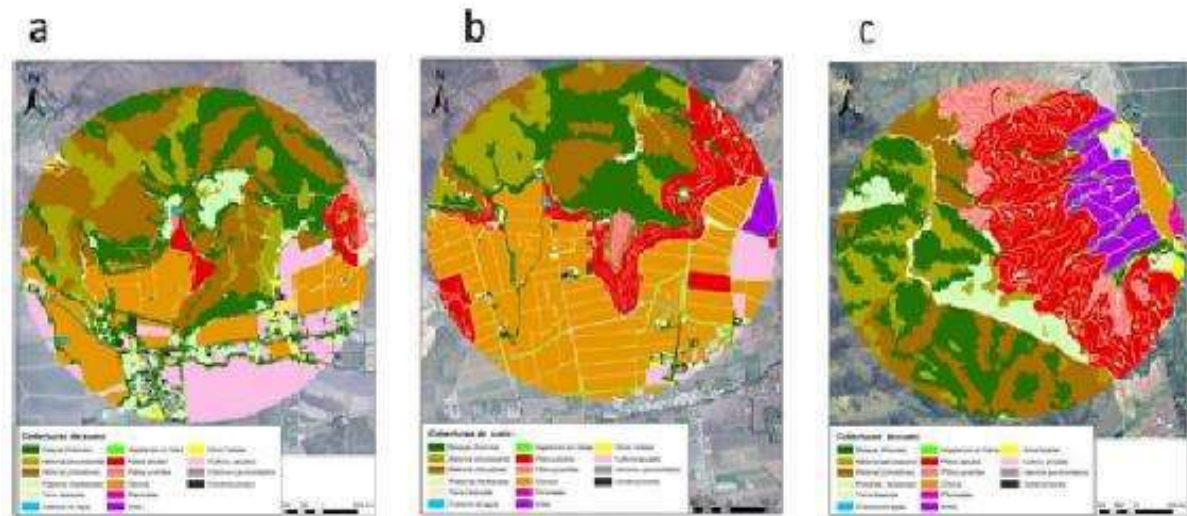


Figura 1. Tipos de cobertura de uso de suelo en los huertos analizados a partir de imágenes satelitales. **a.** Santa Sofía (Mallarauco 1); **b.** Santa Teresa (Mallarauco 2) y **c.** Santa Victoria (Cuncumen).

En cada huerto también se realizó un gradiente de distancia desde lo más cercano a la vegetación natural hasta el interior de los huertos de palta para evaluar la frecuencia de visita de las abejas como estimación del proceso de polinización. Y mediante el uso de mallas de exclusión de insectos dispuestas en los árboles de palta se midió la calidad y cantidad de los frutos producidos por la intervención de las abejas nativas y *A. mellifera*.

Resultados

A escala de paisaje se observó un efecto en la diversidad de abejas, mientras que a escala local se observó un efecto sobre las interacciones planta-abeja (abejas nativas y *A. mellifera*).

La abundancia de Apoidea difiere entre paisajes, resultado asociado tanto a factores de paisaje como a la diversidad de plantas presentes en cada huerto: Mallarauco 2 muestra el paisaje más heterogéneo y Cuncumen el menos heterogéneo, tendiendo en general a un cambio en la diversidad de abejas de acuerdo con la estructura del paisaje. El incremento de la heterogeneidad de más coberturas naturales y más tipos de cobertura de cultivos podría incrementar la biodiversidad en los sistemas (Fahrig *et al.*, 2011).

Se observa mayor densidad de forrajeo de *A. mellifera* en lugares lejanos a coberturas boscosas, lo que sugiere que probablemente éstas permanezcan en los huertos cuando los recursos alternativos son escasos. Según Gaines-Day & Gratton (2016), algunos bosques en un agroecosistema proporcionan recursos pobres para las abejas durante las temporadas de floración de los cultivos. En Chile, como práctica de manejo agro-apícola, las colmenas de *A. mellifera* son ingresadas a los huertos al inicio del ciclo de floración de los cultivos, cuando los recursos florales disponibles para las abejas son escasos en la vegetación natural aledaña. Por ejemplo, cuando ocurre el fin de la floración del tevo (*Trevoa trinervis*) y de la ortiga caballuna (*Loasa tricolor*).

La abundancia de abejas nativas se correlaciona positivamente a lugares húmedos y con cierre de dosel como bosques mixtos que ofrecerían a las abejas un ambiente más confortable cuando éstas alcanzan temperaturas corporales extremas (Potts, 2006, Papanokolaou, Kuhn, Frenzel & Schweiger, 2017), sin embargo, Andrenidae y Apidae se relacionan a eventos de perturbaciones intermedias (lugares con un mayor índice de área quemada). Asociado a hábitats de sucesiones tempranas, también favorecerían la abundancia de ciertos polinizadores, por lo tanto, puede traducirse en servicios elevados de polinización para bosques cercanos donde las abejas son generalmente escasas (Roberts, King & Milam, 2017). Estos sitios de sucesión temprana, al ser más abiertos y expuestos pueden tener una mayor cantidad de recursos florales y sitios de nidificación apropiados para las abejas solitarias. Existen pastizales secos con un gran número de plantas y potenciales sitios de nidificación para polinizadores por lo cual son identificados como ecosistemas relevantes y de mayor capacidad para ofrecer servicios de polinización (Affek, 2017).

A escala local se observa que *A. mellifera* es una especie poliléctica (especies que buscan néctar y polen en una amplia variedad de plantas), mientras especies de abejas nativas como las que se encuentran dentro de la familia Colletidae, Andrenidae y Megachilidae son oligolécticas (buscan néctar y polen en pocas especies de plantas). Esto podría generar competencia y desplazamiento en la fenología de las especies haciendo que algunas familias de abejas emerjan antes o después de la llegada de *A. mellifera* a los cultivos para encontrar más recursos florales disponibles. Halictidae mitigaría de mejor forma la llegada de *A. mellifera* al huerto ya que es la única familia que comparte con la abeja melífera un rango similar de recursos florales. En algunos casos, especies de abejas solitarias se comportan de forma poliléctica de acuerdo a las condiciones ambientales (Toro, 1986).

Un manejo adecuado del paisaje ayuda a regular el descenso de la biodiversidad de abejas nativas y al mismo tiempo incrementar el número de polinizadores en los cultivos. El ingreso de las colmenas a los cultivos afecta la disponibilidad de recursos en el sistema y por ende la diversidad de abejas nativas como potenciales polinizadores. Una mejor comprensión del agroecosistema ayudaría a tomar decisiones para aumentar la productividad de los cultivos, favoreciendo la sustentabilidad de los servicios ecosistémicos asociados al agro.

Un número creciente de estudios está abordando la complejidad y la previsibilidad de la contribución que tienen los polinizadores a la producción de los cultivos a través de sus rasgos funcionales. Sin embargo, estos enfoques aun no producen patrones consistentes a través de sistemas, mediante la identidad de especies específicas y monitoreos. Tener datos concluyentes de la contribución de las abejas nativas a la producción de fruta puede ser en la actualidad la mejor medida para predecir cambios en los servicios ecosistémicos como resultado del cambio en el uso del paisaje. Demostrar que existen especies funcionalmente dominantes y que impulsan el funcionamiento del ecosistema puede ser el mejor proxy hasta ahora para predecir los efectos de la pérdida de especies.

Referencias

Affek A (2017). Indicators of ecosystem potential for pollination and honey production. Ecological indicators. (En prensa).

Bartomeus I, Potts S, Steffan-Dewenter I, Vaissiere B, Woyciechowski M, Krewenka K, Tscheulin T, Roberts S, Szentgyorgyi H, Westphal C, Bommarco R (2014). Contribution of insect pollinators to crop yield and quality varies with agricultural intensification. Peer J. 2, e328.

Bartomeus I, Cariveau D P, Harrison T, Winfree R (2017). On the inconsistency of pollinator species traits for predicting either response to land-use change or functional contribution, (August), 1–9. doi:10.1111/oik.04507

Can-Alonzo C, Quezada-Euán J, Xiu-Ancona P, Moo-Valle H, Valdovinos-Nunes G, Medina-Peralta S (2005). Pollination of “criollo” avocados (*Persea americana*) and the behaviour of associated bees in subtropical Mexico. Apicultura Research. 44(1), 3-8.

De la cuadra S (2018, Marzo). www.portalfruticola.com/noticias/2018/03/05/manejo-de-abejas-para-polinizacion-de-paltos/?year=2018&monthnum=03&day=05

De Oliveira D, Savoie L, Vincent C (1990). Pollinators of cultivated strawberry in Québec. En: VI International Symposium on Pollination. 288, pp. 420-424.

Eilers E, Kremen C, Smith S, Garber A, Klein M (2011). Contribution of pollinator-mediated crops to nutrients in the human food supply. *Plos One*. 6 (6): e21363.

Fahrig L, Baudry J, Brotons L, Burel F, Crist T, Fuller R, Sirami C, Siriwardena G, Martin J (2011). Functional landscape heterogeneity and animal biodiversity in agricultural landscapes. *Ecology Letters* 14: 101-112.

Fraunhofer Chile (2016). Polinización y agricultura sustentable. FIC-R-RM 30194774-0.

Garibaldi L A, Steffan-Dewenter I, Winfree R, Aizen M A, Bommarco R, Cunningham S A, ... Klein A M (2013). Wild Pollinators Enhance Fruit Set of Crops Regardless of Honey Bee Abundance. *Science* 339(6127), 1608–1611. doi:10.1126/science.1230200

Gaines-Day HR, Gratton C (2016). Crop yield is correlated with honey bee hive density but not in high woodland landscapes. *Agriculture, Ecosystems, and Environment*. 218: 53-57. doi.org/10.1016/j.agee.2015.11.00

Isaacs, R, Williams N, Ellis J, Pitts-Singer T, Bommarco R, Vaughan M (2017). Integrated crop pollination: Combining strategies to ensure stable and sustainable yields of pollination-dependent crops. *Basic and Applied Ecology* 22: 44-60.

Ish-Am G, Eisikowitch D (1998). Mobility of honey bees (*Apidae*, *Apis mellifera* L.) during foraging in avocado orchards. *Apidologie*. 29, 209-219.

Oficina de estudios y políticas agrarias (ODEPA). (2018, Diciembre). <http://www.odepa.gob.cl/rubro/frutas-frescas>.

Papanikolaou A, Kühn I, Frenzel M, Schweiger O, Kleijn D (2017). Semi-natural habitats mitigate the effects of temperature rise on wild bees. *J Appl Ecol* 54: 527-536.

Potts S, Petanidou T, Roberts S, O'Toole C (2006). Plant-pollinator biodiversity and pollination services in a complex Mediterranean landscape. *Biological Conservation* 129: 519-529.

Roberts H, King D, Milam J (2017). Factors affecting bee communities in forest openings and adjacent mature forest. *Forest Ecology and Management* 394: 111-122

Salvo J, Leris L, Torrea A, Rodriguez F, Olivares N, Abarca P, Riquelme J (2017). Manual del cultivo de palto. INIA, Chile. Boletín 13, pp 117.

Toro H (1986). Problemas en la introducción y desarrollo de la apicultura en zonas áridas o semiaridas de Chile. *Boletín de la Sociedad de Biología de Concepción* 57: 81-88.

Valdés C (2002). Evaluación de la actividad de *Apis mellifera* L. y otros insectos asociados a la floración del palto (*Persea americana* Mill.) Cv. Hass en dos localidades de la V Región (Quillota y la Ligua). Universidad Católica de Valparaíso. Chile.

Winfrey R, Williams N M, Gaines H, Ascher J S, Kremen C (2008). Wild bee pollinators provide the majority of crop visitation across land-use gradients in New Jersey and Pennsylvania, USA. *Journal of Applied Ecology* 793–802. doi:10.1111/j.1365-2664.2007.01418.x

Manejo de huertos comerciales para potenciar la función de polinización de la abeja melífera y abejas nativas

Sharon Rodríguez¹, Laura Pérez¹, Isabel Acuña¹, Alan Luer²

¹ Centro de Biotecnología de Sistemas, Fraunhofer Chile Research, Chile. ² Agricultural Affairs & Sustainability, Bayer S.A: Chile. <sharon.rodriguez@fraunhofer.cl> - alan.luer@bayer.com

Introducción

La presencia de flora nativa o introducida en los márgenes de huertos provee recursos físicos y alimento a diversos grupos de himenópteros que actúan como polinizadores y enemigos naturales, por lo que el aumento de la diversidad vegetal asociada a plantaciones comerciales en la forma de arbustos, árboles y hierbas, son elementos específicos de diversidad más probables de tener un impacto positivo sobre los procesos de polinización y control biológico. Sumado a lo anterior, asociado al manejo del hábitat y a la restauración de ambientes degradados, surgen beneficios adicionales como el mejoramiento del valor escénico y valores culturales que incrementan el impacto positivo de la modificación y conservación de estas áreas de diversidad aumentada.

El diseño de huertos sustentables fortalece la biodiversidad funcional y promueve el desempeño de servicios ecosistémicos asociados, reciclando biomasa, reduciendo las perturbaciones y maximizando las funciones de procesos naturales como la polinización y el control de plagas, a través de un cambio en las prácticas de gestión de los campos agrícolas y hábitats seminaturales circundantes (Geertsema *et al.*, 2016).

Si el 40% de la superficie terrestre es utilizada para la agricultura (Foley *et al.*, 2005), tener en consideración las ventajas de una gestión sustentable de huertos y cultivos permite enfrentar de mejor forma el desafío de responder a la creciente demanda de alimentos en un ambiente de variación climática y escasez de energía. Superar estos retos requiere innovación y desarrollo, creando a su vez nuevas economías y oportunidades para agricultores, comunidades y empresas comerciales en muchas escalas (Jordan *et al.*, 2013).

Dos principios comunes guían la ejecución del diseño e implementación de un cultivo sustentable: primero, la *conservación de la biodiversidad* a escala de paisaje como a escala local para asegurar la eficiencia de los servicios ecosistémicos, y segundo, el establecimiento del *costo-beneficio de estos servicios*, evaluación que permite medir el impacto de un diseño agro-sustentable para maximizar una producción limpia y sustentable.

El manejo agronómico que se establece en los huertos comerciales tiende a impactar los parámetros de los servicios ecosistémicos, y es uno de los factores asociados a un menor rendimiento. Existe

un importante cambio de paradigma entre privados e investigación. Sectores relacionados a agricultura-medio ambiente están cambiando de un discurso centrado en el problema en las condiciones de los recursos biofísicos y sus causas a una perspectiva más amplia centrada en la oportunidad enfatizando la productividad total del agroecosistema y la captura de valor de recursos subvalorados, como la polinización y control biológico que se encuentran per se en los agroecosistemas. Este cambio de perspectiva parece estar creando nuevos caminos para el uso de la tierra y cambios en la gestión que pueden producir un progreso significativo en retos biofísicos complejos (Jordan *et al.*, 2013).

Este estudio plantea la necesidad de establecer como eje de la investigación asociada a la producción sustentable de frutas, hortalizas y semillas, el diseño de un modelo de huerto e implementación de medidas de manejo que tiendan a impactar positivamente sobre la biodiversidad asociada y que finalmente derive en un mejor funcionamiento de los servicios ecosistémicos, y por ende, en producción. Esto obliga a reenfocar y redirigir los esfuerzos de investigación con una perspectiva más amplia centrada en la productividad y sustentabilidad total del agroecosistema y la captura de valor de recursos subestimados como la polinización y control biológico.

Objetivos

Objetivo general. Caracterizar el hábitat de borde implementado en un huerto comercial y estimar su impacto sobre familias de Hymenoptera asociadas a los servicios ecosistémicos de polinización y control biológico.

Objetivos específicos

Estimar abundancia y riqueza de especies de abejas (nativas e introducidas) y parasitoides presentes en un gradiente desde el borde al interior del huerto comercial estudiado y valorar el servicio ecosistémico de polinización.

Estimar abundancia y riqueza de especies de abejas (nativas e introducidas) y parasitoides asociados a la estructura de borde implementada, colindante al huerto comercial y valorar el servicio ecosistémico de Control Biológico.

Metodología. El trabajo se desarrolló en el Fundo Santa Inés ubicado en la Comuna de Calera de Tango, Región Metropolitana. En el fundo Santa Inés se encuentra implementado el proyecto ForwardFarming de Bayer (Fig. 1).

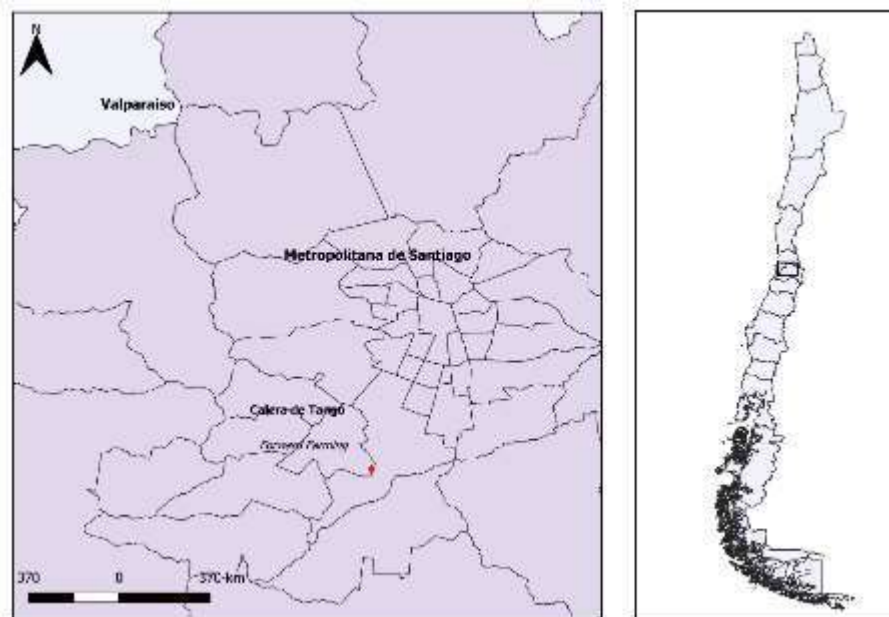


Figura 1. Fundo Santa Inés en Calera de Tango (Región Metropolitana), localización del proyecto Forward Farming de Bayer

Los muestreos y monitoreo de abejas y enemigos naturales se llevaron a cabo en huerto de durazno (orgánico) y ciruelo. Se utilizaron imágenes de alta resolución desde Google Earth (WorldView 2, Geoeye y Spot 5) para seleccionar 30 puntos de muestreo aleatorio en cada huerto asociado al borde dentro del área de estudio. Cada punto tiene una distancia mínima de 5m entre punto y punto. Este proceso fue realizado a través de Qgis 3.0.

En cada uno de los puntos se seleccionó un árbol frutal (durazno y ciruelo) al azar, el que fue marcado para el monitoreo y muestreo de abejas, plagas y parasitoides. Los monitoreos se realizaron mensualmente entre septiembre 2018 y febrero 2019, entre 10 y 14h. En cada visita se registró el número de individuos (abejas y parasitoides) presente en los huertos de durazno y ciruelo y borde floral, y se tomaron muestras para identificar los visitantes florales y parasitoides presentes.

En huerto y borde, para la colecta de abejas y parasitoides se utilizaron redes entomológicas y frascos con acetato de etilo para la conservación de los individuos capturados. Además, se colectaron pulgones parasitados desde durazneros y ciruelos seleccionados, para la emergencia de parasitoides en condiciones de laboratorio.

En campo, las abejas colectadas se depositaron en sobres de papel mantequilla rotulados con la siguiente información: hora de captura, nombre del huerto, fecha, lugar donde se realizó la colecta. En laboratorio, los individuos colectados fueron identificados mediante uso de claves taxonómicas y observación en lupa y microscopio. Los parasitoides fueron mantenidos en frascos con alcohol

rotulados con la información de colecta, e identificados con apoyo de claves (Havelka *et al.*, 2012; Yefremova *et al.*, 2014; Noyes, 2017; Zamora y Hanson, 2017).

Se analizó la variable ‘riqueza de especies’ antes y después de la incorporación del borde floral, utilizando Chao 1, un estimador no paramétrico de riqueza mediante el paquete Biodiversity del programa estadístico R.

Se estimó la diversidad y abundancia de parasitoides y abejas por separado, antes y después de la incorporación del borde floral. Se midió la diversidad de parasitoides y abejas calculando el índice de Shannon (Shannon, 1948), que incorpora la riqueza y la abundancia relativa de cada especie colectada, siguiendo la fórmula:

$$H = - \sum_{i=1}^s p_i \cdot \ln p_i$$

Donde s es la riqueza de especies antes y después de la incorporación del borde floral y p_i es la proporción de s compuesto por la especie i . Se calculó p_i usando la abundancia de cada especie.

Resultados y discusión

1. Abejas (Hymenoptera: Apoidea) asociadas a la estructura de borde y cultivos

a) Identificación de abejas nativas e introducidas

Se colectó un total de 99 abejas distribuidas en cuatro de las cinco familias existentes en Chile: Andrenidae, Apidae, Halictidae y Megachilidae. Las principales especies de abejas nativas e introducidas registradas asociadas a borde floral se describen en Tabla 1.

Tabla 1. Abejas nativas e introducidas asociadas a flora de borde en huertos frutales. Huerto modelo Forward Farming de Bayer, ubicado en el Fundo Santa Inés, Calera de Tango, Región Metropolitana, Chile.

Superfamilia	Familia	Especies
Apoidea	Apidae	<i>Xylocopa splendidula</i>
		<i>Xylocopa augusti</i>
		<i>Bombus terrestris</i>
		<i>Diadasia chilensis</i>
	Megachilidae	<i>Megachile pollinosa</i>
	Andrenide	<i>Acamptopoeum submetallicum</i>
	Halictidae	<i>Lasioglossum</i> sp. <i>Pseudagapostemon citricornis</i>

Los registros de monitoreo en huerto y borde floral indicaron que, al incorporar esta estructura, se establecieron nidos de abejas nativas y se generó un ambiente adecuado para la reproducción, observándose numerosas parejas de abejas en cópula, lo que confirma lo descrito por Potts *et al.* (2005), quienes indican que mejorar y crear nuevos sitios de nidificación apropiados para las abejas aumenta su abundancia, además de fomentar el crecimiento y persistencia de las especies en el lugar (Fig. 2).



Figura 2. Abejas nativas e introducidas visitando flores de la estructura de borde establecida en huerto modelo ForwardFarming de Bayer (Fundo Santa Inés, Calera de Tango, Región Metropolitana, Chile).

b) Abundancia y riqueza de especies de abejas

Los meses siguientes a la floración del borde se observó un aumento en la diversidad de abejas nativas, lo que puede deberse a la conformación de los primeros ensambles de abejas en el sistema (Mallinger *et al.*, 2019), indicando la presencia de una sucesión de especies a medida que se establecen las plantas del borde y aumenta la disponibilidad de recursos en el ambiente (Rollin *et al.*, 2013), lo que sostiene una mayor diversidad de insectos benéficos asociados a los agroecosistemas.

Disponer de recursos florales complementarios en los sistemas agrícolas aumentaría la ventana temporal de los visitantes florales y potenciales polinizadores (Rollin *et al.*, 2013; Isbell *et al.*, 2017; Mallinger *et al.*, 2019). En términos económicos esto significaría un aumento en la producción de fruta, tal como lo describe Garibaldi *et al.* (2014).

La diversidad de abejas nativas aumentó después de la incorporación del borde floral, lo que concuerda con los resultados descritos por Isbell *et al.* (2017), quienes plantean que la mantención de un paisaje heterogéneo aumenta la diversidad de polinizadores en los agroecosistemas por existir mayor disponibilidad de recursos para los polinizadores (forrajeo, nidificación y refugio).

Se observó diferencias en la diversidad de abejas presentes antes de la incorporación del borde floral ($H=0,25$) y después ($H=1,91$) (Fig. 3), y un aumento temporal de la diversidad de abejas nativas después de la incorporación del borde floral en el cultivo en los meses de diciembre ($H=0,69$), enero ($H=1,27$) y febrero ($H=1,46$) (Fig. 4).

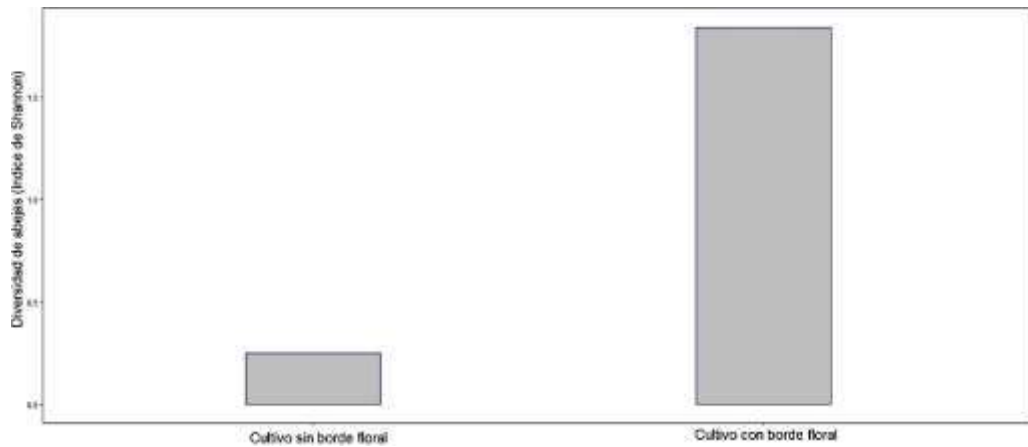


Figura 3. Diversidad de especies de abejas (Índice de Shannon) antes y después de la incorporación del borde floral en el huerto

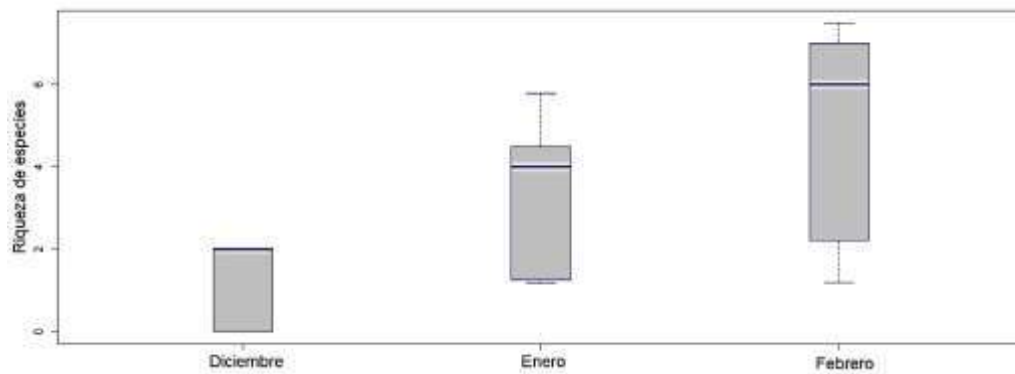


Figura 4. Diferencia en la riqueza de especies de abejas presentes en el borde floral durante los tres meses de monitoreo. Índices de riqueza de especies obtenidos para cada mes: diciembre 2018, Índice Chao=2,0; enero 2019, Índice Chao=4,5; febrero 2019, Índice Chao=7,0

Se registró diferencia entre la abundancia de abejas nativas e introducidas antes y después de la incorporación del borde floral (Fig. 5).

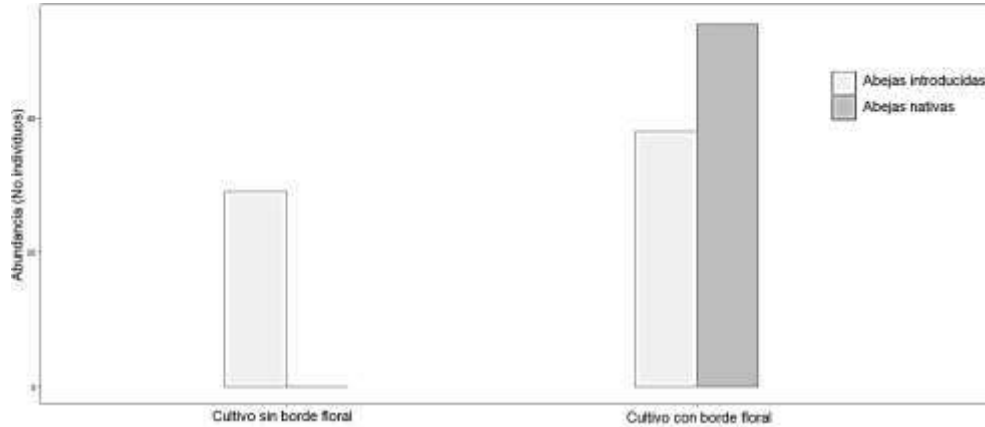


Figura 5. Abundancia de abejas nativas e introducidas antes y después de la incorporación del borde floral en el huerto.

2. Himenópteros parasitoides asociados a la estructura de borde y cultivos

a. Identificación de familias y especies de parasitoides

En general, las familias de parasitoides registradas están asociadas a las plagas de pulgones presentes en el huerto, y se ubican taxonómicamente dentro de la superfamilia Chalcidoidea, la que incluye parasitoides primarios registrados como los enemigos naturales de uso frecuente en programas de Control Biológico que han resultado exitosos en el mundo (Noyes y Hayat, 1994; Van Driesche *et al.*, 2007; Charles 2011; Zuparko *et al.*, 2011).

Fueron identificadas algunas especies clasificadas como hiperparasitoides (Fig. 6), los que se desarrollan a partir de un parasitoide primario. Acheampong *et al.* (2012), plantean que aun existe poca información sobre la diversidad específica e impacto ecológico de los hiperparasitoides, y que para estudiar el colapso del Control Biológico mediado por hiperparasitismo, es esencial conocer la identidad de las especies involucradas.

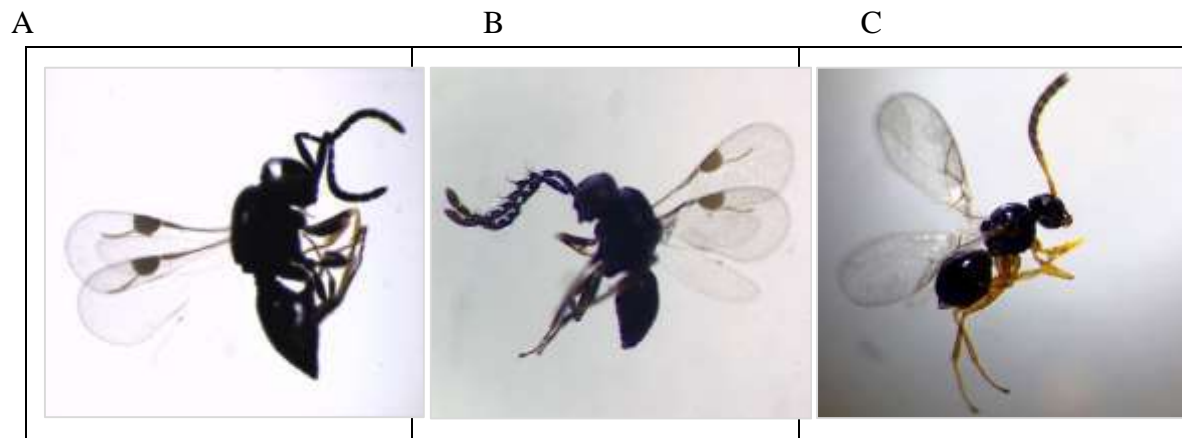


Figura 6. Hiperparasitoides: *Dendrocerus* sp. (Fam. Megaspilidae), hembra y macho (A, B), y *Alloxysta* sp. (Fam. Figitidae) (C)

Las principales superfamilias, familias y géneros identificadas en las muestras colectadas en huerto y borde floral se describen en Tabla 2.

Tabla 2. Identificación y clasificación de parasitoides (Hymenoptera: Parasitica) colectados en huertos (duraznero y ciruelo) y flora de borde. Huerto modelo ForwardFarming de Bayer, ubicado en el Fundo Santa Inés, Calera de Tango, Región Metropolitana, Chile.

Sitio de colecta	Superfamilia	Familia	Géneros más representativos	Clasificación	
Huertos de durazno y ciruelo	Ceraphronoidea	Megaspilidae	<i>Dendrocerus</i>	Hiperparasitoide	
		Chalcidoidea	Pteromalidae	<i>Pachyneuron</i>	Hiperparasitoide
			Eulophidae		Parasitoide primario
	Cynipoidea	Figitidae	<i>Alloxysta</i>	Hiperparasitoide	
		Ichneumonidea	Braconidae	<i>Aphidius</i>	Parasitoide primario
				<i>Lysiphlebus</i>	Parasitoide primario
				<i>Apanteles</i>	Parasitoide primario
Flora de borde	Chalcidoidea	Encyrtidae	<i>Syrphophagus</i>	Hiperparasitoide	
		Mymaridae	<i>Polynema</i>	Parasitoide primario	
			Aphelinidae	<i>Aphelinus</i>	Parasitoide primario
				<i>Encarsia</i>	Parasitoide primario
		Eulophidae	<i>Tamarixia</i>	Parasitoide primario	
			Pteromalidae	<i>Pachyneuron</i>	Hiperparasitoide
		Torymidae			Parasitoide primario
		Platygastroidea	Scelionidae		Parasitoide primario

b. Abundancia de parasitoides

Se colectó un total de 69 individuos parasitoides distribuidos en 10 familias: Braconidae, Figitidae, Megaspilidae, Pteromalidae, Eulophidae, Mymaridae, Aphelinidae, Torymidae, Encyrtidae y Scelionidae. Seis de estas familias corresponden a la superfamilia Chalcidoidea, cuyos componentes están asociados estrechamente a plagas de importancia agrícola.

Se presentaron diferencias en la riqueza de familias presentes en el borde floral y en los cultivos (Fig. 7).

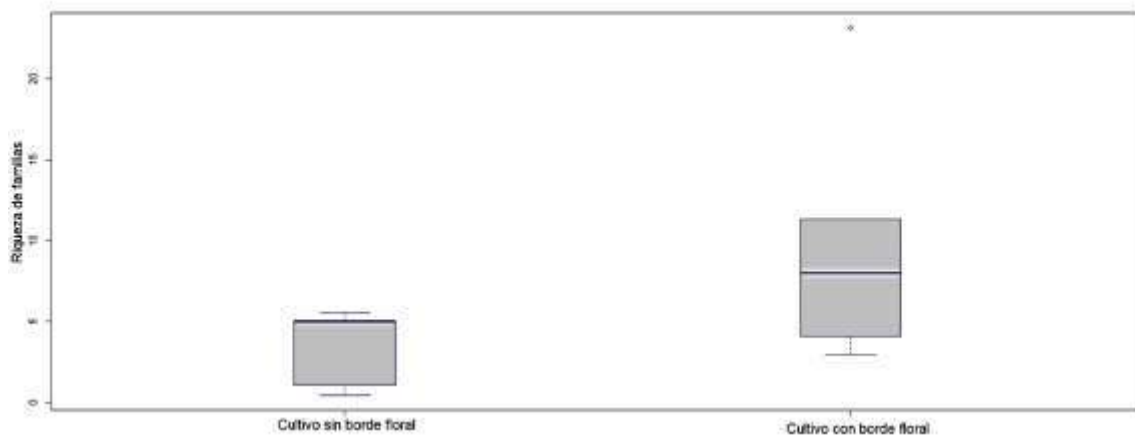


Figura 7. Riqueza de familias de parasitoides presentes en borde floral y cultivos (índice de riqueza de familias obtenido en cultivo y borde floral para parasitoides: cultivos Índice Chao=5,0; Borde floral Índice Chao=11,33)

Se registraron 27 individuos que corresponden a los géneros *Dendrocerus*, *Pachyneuron*, *Alloxysta*, *Syrphophagus* y *Pachyneuron*, cuyos representantes son hiperparasitoides (Zamora-Mejías y Hanson 2017). Al analizar los datos no se encontraron diferencias en la abundancia de hiperparasitoides y parasitoides primarios presentes en el huerto.

Referencias

Acheampong S, Gillespie DR, Quiring DJM (2012). Survey of parasitoids and hyperparasitoids (Hymenoptera) of the Green peach aphid, *Myzus persicae* and the foxglove aphid, *Aulacorthum solani* (Hemiptera: aphididae) in British Columbia. J. Entomol. Soc. Brit. Columbia. Canadá

Charles JG (2011). Using parasitoids to infer a native range for the obscure mealybug, *Pseudococcus viburni*, in South America. Biological Control 56: 155-161.

Foley JA *et al.* (2005). Global Consequences of Land Use. Science 309: 570-574 <http://dx.doi.org/10.1126/science.1111772>

Garibaldi LA, Carvalheiro LG, Leonhardt SD, Aizen MA, Blaauw BR, Isaacs R, Kuhlmann M, Kleijn D, Klein AM, Kremen C *et al.* (2014). From research to action: Enhancing crop yield through wild pollinators. Front. Ecol. Environ. 12: 439-447.

Geertsema W, Rossing WAH, Landis DA, Bianchi FJJA, van Rijn PCJ, Schaminée JHJ, *et al.* (2016). Actionable knowledge for ecological intensification of agriculture. Frontiers in Ecology and the Environment 14: 209-216.

Havelka J, Tomanovic Z, Kavallieratos N, Rakhshani E, Pons X, Petrovic A, Pike K, Stary P (2012). Review and key to the world parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) of *Aphis ruborum* (Hemiptera: Aphididae) and its role as host reservoir. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 105(3): 386-394.

Isbell F, Adler PR, Eisenhauer N, Fornara D, Kimmel K, Kremen C, Polley HW (2017). Benefits of increasing plant diversity in sustainable agroecosystems. *Journal of Ecology* 273: 107-116.

Jordan N, Schulte L, Williams C, Mulla D, Pitt D, Slotter-Back C (2013). Landlabs: An integrated approach to creating agricultural enterprises that meet the triple bottom line. *Journal of Higher Education Outreach and Engagement* 17: 175-200.

Mallinger R, Franco J, Prischmann-Voldseth D, Prasifka J (2019). Annual cover crops for managed and wild bees: Optimal plant mixtures depend on pollinator enhancement goals. *Agriculture, Ecosystems & Environment* 273: 107-116.

Noyes JS, Hayat M (1994). Oriental mealybug parasitoids of the Anagyrini (Hymenoptera: Encyrtidae). CAB International 11-15.

Noyes JS (2017). Universal Chalcidoidea Database. World Wide Web electronic publication. <http://www.nhm.ac.uk/chalcidoids>

Potts SG, Vulliamy B, Roberts S, O'Toole C, Dafni A, Ne'eman G, Wilmer R (2005). Role of nesting resources in organising diverse bee communities in a Mediterranean landscape. *Ecological Entomology* 30: 78-85.

Rollin O, Bretagnolle V, Decourtye A, Aptel J, Michel N, Vaissière BE, Henry M (2013). Differences of floral resource use between honey bees and wild bees in an intensive farming system. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 179: 78-86.

Van Driesche R, Hoddle M, Center M (2007). *Control de Plagas y Malezas por Enemigos Naturales*. USDA. 751 pp.

Yefremova Z, González G, Lomeli JR, Bautista N (2014). A new species of *Tamarixia* Mercet (Hymenoptera: Eulophidae): parasitoid of *Trioza aguacate* Hollis y Martin (Hemiptera: Triozidae) in México. *ZooKeys* 368: 23-35.

Zamora D, Hanson P (2017). Clave dicotómica para especies parasitoides e hiperparasitoides (Hymenoptera) de áfidos (Hemiptera: Aphididae) de Costa Rica. *Agron. Mesoam* 28(3): 565-575.

Zuparko R, Queiroz D, Salle J (2011). Two new species of *Tamarixia* (Hymenoptera: Eulophidae) from Chile and Australia, established as biological control agent of invasive psyllids (Hemiptera: Calophyidae, Triozidae) in California. *Zootaxa* 2921: 13-27.

Importancia de la salud apícola para maximizar el servicio de polinización en la agricultura

Ulianova Vidal Gómez^{1,2}, Marnix Doorn¹ & Mayda Verde Jiménez¹

¹ Fraunhofer Chile Research, Santiago, Chile, ²Corporación Universitaria Comfacauca, Popayán, Colombia.

<uvidalq@gmail.com>

Palabras clave: Polinización, *Apis mellifera*, Salud Apícola.

El aumento de la demanda alimentaria y la consecuente intensificación agrícola, hace que la humanidad dependa cada vez más de la actividad de los polinizadores (Aizen *et al.*, 2008; Aizen *et al.*, 2009, Potts *et al.*, 2016, Isaacs *et al.*, 2017). Estos organismos son piezas claves en los ecosistemas al mantener su balance y favorecer la formación de frutos y semillas que eventualmente se convierten en productos agrícolas fundamentales para el consumo humano (Lautenbach *et al.*, 2012, Klein *et al.*, 2018). Aunque es difícil cuantificar el impacto de los polinizadores en los sistemas productivos, se calcula que son los responsables de una tercera parte de la producción agrícola mundial –75% de los cultivos predominantes en el planeta- (Klein *et al.*, 2007, Lautenbach *et al.*, 2012, Brittain *et al.*, 2012, IPBES 2017). No obstante, esta cifra tiende a elevarse teniendo en cuenta que en las últimas décadas el aumento de los cultivos dependientes de polinizadores ha sido desproporcionado (Aizen, *et al.*, 2008; Aizen *et al.*, 2009). Si la tendencia continua, será cada vez más urgente la necesidad de suplir la demanda de polinizadores para garantizar así sus servicios y obtener un mayor rendimiento en las cosechas (Aizen *et al.*, 2008; Aizen *et al.*, 2009, Isaacs *et al.*, 2017).

Las abejas son los polinizadores primarios de la mayoría de los cultivos, siendo *Apis mellifera* la especie con más notoriedad debido a que ha sido manejada por el hombre desde hace siglos (Moritz *et al.*, 2005, Pirk *et al.*, 2017). Además, gracias a su variabilidad, adaptabilidad y a que puede ser criada en colmenas y confinada en contenedores que permiten su traslado y comercialización, se ha distribuido por todo el planeta (Moritz *et al.*, 2005). Estas características hacen que no solo sea un recurso valioso para la producción de miel, sino también para satisfacer la demanda de polinizadores (Aizen *et al.*, 2008; Aizen *et al.*, 2009, Potts *et al.*, 2010a, Klatt *et al.*, 2014, Isaacs 2017, Pirk *et al.*, 2017).

Aunque el número de colmenas va en aumento (Potts *et al.*, 2010a), cada día crece la evidencia que indica que las poblaciones de *A. mellifera* están disminuyendo drásticamente (Klein *et al.*, 2007, Potts *et al.*, 2010b, IPBES, 2016). En Estados Unidos, por ejemplo, entre 1947 y 2005 se registró una pérdida de colmenas del 59% (Natural Research Council 2006), mientras en Europa, entre 1985 y 2005, la pérdida llegó a ser del 25% (Potts *et al.*, 2010b). Latinoamérica por su parte, no es ajena a esta problemática (Vandame y Palacio, 2010). Aunque los estudios que documentan

la crisis de las poblaciones de abejas son escasos, se han reportado casos de muertes masivas en varios países de la parte sur del continente (*e.g.*, Maggi *et al.*, 2016). Pero más allá de estas cifras, que por lo general se enfocan en la muerte o desaparición de las colmenas -no de las poblaciones- (Steinhauer *et al.*, 2018), poco se habla de la salud apícola. Esto es el conjunto de condiciones que hacen que las abejas manejadas sean productivas, cumplan con su función ecológica de manera sostenible, y a su vez, hagan frente a factores ambientales adversos.

La literatura científica reciente indica que la reducción de las poblaciones de abejas tiene un origen multifactorial y muy probablemente sinérgico, en el cual sobresalen: 1. La pérdida del hábitat (Lazaro y Tur, 2018); 2. La presencia de parásitos y enfermedades (Potts *et al.*, 2010a); 3. La sobreexposición a sustancias químicas (Goulson *et al.*, 2015); 4. Los efectos del cambio climático (Bartomeus *et al.*, 2011); 5. La introducción de especies exóticas (Cameron *et al.*, 2011); y 6. Las malas prácticas de manejo e insuficiente profesionalización de los apicultores (Isaacs *et al.*, 2017). A continuación, se consideran los factores que deben ser abordados prioritariamente desde la perspectiva de la salud de la colmena y su ambiente próximo, para mejorar y probablemente, a largo plazo, maximizar los servicios de polinización en los sistemas agrícolas tropicales.

Parásitos y enfermedades

Una de las amenazas más fuertes para la apicultura moderna ha sido el ácaro *Varroa destructor* Anderson y Trueman 2000 (Potts *et al.*, 2010a, Spivak *et al.*, 2017). Este es un ectoparásito obligado que pasa su vida en el interior de la colmena, donde se alimenta de las pupas o de los adultos, lo que provoca, en la mayoría de los casos, mortalidad prematura (Nazzi y Le Conte, 2016). Miles de colonias han sucumbido al ataque de este parásito, haciendo que su impacto sea evidente y de gran magnitud (Nazzi y Le Conte, 2016, Rinkevich *et al.*, 2017). Su sola presencia (tasas de infestación bajas y moderadas) hace que las abejas alteren su comportamiento, reduzcan la respuesta inmune, interrumpen la producción de proteínas anti-microbiales y sean más susceptibles a infecciones virales (*e.g.* Siede *et al.*, 2008). Altas tasas de infestación impactan negativamente procesos vitales como la reproducción, el forrajeo y el mantenimiento de la colonia, lo que la conduce a la muerte (Duay *et al.*, 2001).

El control químico (acaricidas) y algunos productos orgánicos son la alternativa más común para controlar infestaciones por *V. destructor*. Sin embargo, los ácaros han desarrollado resistencia a varios compuestos (Gregorc *et al.*, 2018). En algunos de estos casos, la escasa sensibilidad a estas sustancias lleva a que se apliquen excesivamente, propiciando así la contaminación de las colmenas y sus productos (Rinkevich *et al.*, 2017). De otra parte, se ha demostrado que la interacción acaricida-plaguicida puede actuar sinérgicamente en la colmena (véase Johnson *et al.*, 2013). Estas circunstancias ponen de manifiesto que el control con productos sintéticos tal vez no sea la mejor opción para contrarrestar estos parásitos. De ahí que sea necesario adoptar alternativas que se acerquen al fortalecimiento de un sistema de control sanitario y de gestión pública que incluya capacitaciones, censos y registros, entre otras actividades (Isaacs *et al.*, 2017). El

desarrollo e implementación de nuevas alternativas de control como el fortalecimiento de las defensas naturales de las poblaciones de abejas, el control mecánico o la implementación de técnicas moleculares también deben incluirse en los planes de manejo sanitario, sin embargo, algunas de estas estrategias hasta ahora están comenzando a ser exploradas (Spivak *et al.*, 2017).

Las poblaciones de abejas también están expuestas a otra clase de ácaros y enfermedades, que al igual que *V. destructor*, pueden propagarse entre colmenas, lo que se conoce como “transmisión horizontal” (Spivak *et al.*, 2017). La transmisión horizontal constante y prolongada hace que los parásitos y patógenos sean cada vez más virulentos y las colonias más débiles y vulnerables, especialmente en regiones donde hay mayor concentración de colmenas (Seeley y Smith, 2015). Con el propósito de interrumpir este proceso para evitar la propagación de agentes nocivos y minimizar su impacto, es necesario adoptar estrategias de monitoreo y control. Identificar las señales que alertan sobre su presencia, propiciar un diagnóstico oportuno y tomar medidas que contrarresten sus efectos, puede reducir y eventualmente revertir las afectaciones a la salud de la colonia, garantizando así la polinización y la inocuidad de los productos derivados de la colmena (véase Gregorc *et al.*, 2016).

Recursos

Una buena nutrición es la base para el crecimiento y bienestar de la colonia. Ésta a su vez depende de las plantas del entorno, las cuales proporcionan néctar y polen (Haydak, 1970). El néctar se transforma en miel, principal fuente de carbohidratos, y el polen por su parte, proporciona los demás nutrientes necesarios para el desarrollo de larvas y adultos (Brodschneider y Crailsheim, 2010, Di Pasquale *et al.*, 2013). Ahora bien, no todas las plantas producen la misma cantidad de néctar o polen y tampoco proporcionan la misma calidad nutricional (Di Pasquale *et al.*, 2013). Sin embargo, estudios recientes indican que una dieta diversa mejora la resistencia a los patógenos y aumenta la probabilidad de supervivencia de la colmena (Dolezal *et al.*, 2016). Por el contrario, una dieta deficiente, agrava los procesos infecciosos y permite que los parásitos y patógenos comunes a la colmena afecten su fisiología nutricional, comprometiendo así su supervivencia (Corby-Harris *et al.*, 2019, Dolezal y Toht, 2018).

Los ciclos de desarrollo y crecimiento de las colonias están en armonía con los ciclos florales y esto permite anticipar periodos de cosecha y periodos de escasez (Corby-Harris *et al.*, 2019). También pone en evidencia la estrecha relación entre las colonias y la disponibilidad de nutrientes a su alrededor (Di Pasquale *et al.*, 2013). Una abeja puede forrajear a más de 8.4 kilómetros en busca de alimento -aunque se ha estimado que el radio de vuelo promedio y eficiente a partir de la colmena es de 3.2 Kilómetros-. Esta cantidad corresponde aproximadamente a 32450 hectáreas (Donkersley *et al.*, 2014, Spivak *et al.*, 2017). En este contexto, es posible pronosticar que un cambio en la composición floral en esta área puede afectar negativamente la salud de la colmena (Brodschneider y Crailsheim, 2010, Di Pasquale *et al.*, 2013, Dolezal *et al.*, 2016). En los últimos años, el territorio que rodea las colmenas ha experimentado un cambio significativo debido a la

intensificación de los sistemas agrícolas (Winfree *et al.*, 2009). Esto, ha provocado el desplazamiento y la fragmentación del paisaje, limitando cada vez más el acceso de las poblaciones de abejas a los recursos necesarios para su supervivencia (Winfree *et al.*, 2009, Decourtye *et al.*, 2010, Dolezal *et al.*, 2010).

Para revertir esta tendencia e implementar sistemas apícolas saludables y sostenibles, es necesario direccionar la gestión pública para efectuar acciones concretas de planeación, restauración y conservación (Lazaro y Tur, 2018). Una acción prioritaria es planificar el establecimiento de las poblaciones de abejas de acuerdo a la capacidad de carga del sistema. Esto es, estimar el número y la distribución de colmenas en un área determinada, considerando los recursos florales a disposición. Esta información debe incluirse en un plan de ordenamiento territorial que incluya los radios de vuelo, el tamaño y uso de los predios, el relieve y las fuentes de agua, entre otros aspectos (Verde *et al.*, 2016). Otras acciones que favorecen el aumento y la retención de polinizadores comprenden el cuidado y la conservación de la vegetación ruderal, de áreas semi-naturales y naturales alrededor de los cultivos (Lazaro y Tur, 2008, Winfree *et al.*, 2009), y el establecimiento de bordes con especies funcionales (Potts *et al.*, 2010a, Hass *et al.*, 2018).

De otra parte, es importante señalar que las colonias deben tener a disposición fuentes de alimentación suplementaria para garantizar el flujo constante de alimentos. Sin embargo, esta estrategia nunca sustituirá los beneficios del alimento proporcionado por las flores y en ningún caso podrá remplazarlas (Smart *et al.*, 2016).

Exposición a plaguicidas

El efecto de los plaguicidas y su impacto en las poblaciones de abejas ha sido uno de los temas más controversiales de la última década. Aunque estos compuestos prestan un servicio importante a los sistemas agrícolas -contribuyendo con el manejo y control de plagas y enfermedades-, su uso desinformado y desproporcionado también puede causar serias afectaciones a organismos benéficos como los polinizadores (Goulson *et al.*, 2015).

En un intento por disminuir los riesgos y los efectos derivados de la aplicación de estos compuestos, se desarrolló una nueva clase de moléculas: los neonicotinoides (Brittain y Potts, 2011, Goulson *et al.*, 2015). Estos, son insecticidas sistémicos que pueden aplicarse directamente a las semillas, el follaje o el suelo alrededor de la planta, y a su vez, pueden desplazarse a través de su sistema vascular (Brittain y Potts, 2011). Una vez puestos en el mercado, fueron adoptados por los productores gracias a su baja toxicidad para los vertebrados y a que persisten por meses en el ambiente, actuando por mucho más tiempo que otros compuestos (Krupke *et al.*, 2012). No obstante, algunos estudios han documentado que este grupo de insecticidas impactan negativamente las poblaciones de insectos benéficos, y además, pueden comprometer las defensas y la fisiología del cultivo (Douglas y Tooker, 2016, Tooker *et al.*, 2017). No solo los insecticidas (incluyendo los neonicotinoides, que han sido ampliamente estudiados), sino también los

fungicidas y los herbicidas pueden tener un efecto negativo sobre los polinizadores al afectar sus asociaciones simbióticas o reducir significativamente los recursos florales a que tienen acceso (Goulson *et al.*, 2015, Motta *et al.*, 2018).

Se ha demostrado que las abejas, particularmente *A. mellifera*, se exponen a estos y otros compuestos en el mismo momento de su aplicación o al entrar en contacto con polen, néctar, exudados de plantas o residuos contaminados con estas sustancias (Brittain y Potts, 2011, Brittain *et al.*, 2012, Krupke *et al.*, 2012, Long y Krupke, 2016). Una vez iniciado el contacto, se puede causar la muerte repentina o inmediata, o también generar una serie de trastornos fisiológicos y de comportamiento, que a largo plazo, también pueden causar la muerte de los individuos y posteriormente, de las colmenas. Este contacto afecta especialmente a colmenas débiles a causa de infestaciones por *V. destructor*, deficiencia nutricional u otra clase de enfermedades (Brittain y Potts, 2011, Spivak *et al.*, 2017).

Acciones concretas para minimizar el impacto del uso de plaguicidas incluyen: 1. Fortalecer la regulación sobre fabricación, uso y distribución de estas sustancias; 2. Facilitar la aplicación cuando las condiciones ambientales limiten la dispersión de las moléculas; 3. Llevar registros sobre el uso de estos compuestos y los incidentes que se pueden presentar a causa de los mismos; 4. Ampliar las pruebas de toxicidad y las evaluaciones de riesgo a las combinaciones de estos productos, debido a que estas pueden actuar sinérgicamente y aumentar los niveles de toxicidad en el ambiente; 5. Invertir en investigación para buscar moléculas alternativas, encontrar mejores formas de dosificarlas, formularlas, aplicarlas, y capacitar a los usuarios sobre estos asuntos; y 6. Armonizar las prácticas agrícolas con las prácticas apícolas para minimizar el impacto de las aplicaciones (véase Spivak *et al.*, 2017).

Para avanzar en este sentido es necesario generar toda clase de espacios donde las partes interesadas: agricultores, apicultores, academia, gobierno, industria, casas comerciales y público en general discutan y se informen sobre el uso adecuado de estos productos. Sólo de esta manera será posible construir un escenario que permita entender la responsabilidad de todas las partes en la protección de las abejas y los servicios que prestan a los ecosistemas.

Buenas prácticas apícolas

En Latinoamérica, la modernización de la apicultura, aún en fase inicial, ocurre sin la profesionalización de los apicultores, quienes establecen sus colmenas de manera artesanal y de acuerdo con sus creencias, criterios e intereses, propiciando importantes brechas sanitarias en la actividad (Verde *et al.*, 2016). La apicultura en general, no es vista como un renglón importante de la economía, lo que hace que sea excluida de la estructura administrativa y gubernamental en varias localidades e incluso países de la región. Además, es poca la información disponible que dé cuenta de los avances y limitaciones del sector (Vandame y Palacio, 2010, Verde *et al.*, 2016).

La falta de programas de capacitación que informen sobre la gestión apícola limita el desarrollo técnico de esta actividad. Esto, dificulta la implementación de medidas sanitarias que beneficien la colmena, garanticen la trazabilidad e inocuidad de los productos y aseguren el servicio de polinización (Spivak *et al.*, 2017, Potts *et al.*, 2016, Isaacs *et al.*, 2017). A esto se suma la falta de profesionales especializados en el área, debido a que en muchos casos, esta asignatura no está incluida en el currículo o la oferta académica de los ingenieros agrónomos, médicos veterinarios o zootecnistas. Esto hace que aficionados, tecnólogos o profesionales provenientes de otras áreas, se encarguen de establecer los lineamientos sobre los cuales se rige esta importante actividad productiva (Verde *et al.*, 2016).

La implementación de protocolos de manejo sanitario, los programas de mejoramiento genético – a partir de los cuales se establecen crías de reinas, entre otros- y la certificación de los insumos apícolas, son apenas algunas de las necesidades latentes que hacen que la apicultura tenga que ser reconocida y tenida en cuenta en los programas de desarrollo y producción agropecuaria. No obstante, para evaluar los efectos benéficos o adversos derivados de la adopción de cualquier plan o programa, y a partir de ahí, tomar decisiones informadas y oportunas, es necesario implementar estudios de análisis de riesgo (EFSA, 2013). Estos, permitirán detectar los niveles de afectación de cada factor involucrado en el proceso productivo y sentarán las bases para la formulación de políticas públicas que guíen y fortalezcan la gestión de los apicultores (*e.g.* Pollinator Risk Assessment Guidance, EPA, 2019).

Es así como el gobierno, la empresa privada, los agricultores y apicultores, entre otros estamentos, deben comenzar a diseñar un plan estratégico que designe la salud apícola como una prioridad. Lo anterior, con el fin de conocer el impacto económico y social real de *A. mellifera*, sus contribuciones al mantenimiento de la diversidad en los sistemas productivos y la manera en la cual se puede maximizar su función como agente polinizador.

Conclusión

La proliferación de plagas y enfermedades, la contaminación ambiental por el uso de pesticidas (entre otras sustancias), el déficit nutricional a causa de las transformaciones del paisaje y la falta de profesionalización del sector apícola, son algunos de los factores que amenazan el bienestar de las poblaciones de abejas manejadas. Abordar estos aspectos desde una perspectiva holística por parte de un conjunto de expertos debe ser una tarea inmediata. Más aun en Latinoamérica, donde se carece de registros y/o información actualizada que permita proyectar la gestión sanitaria sobre bases científicas. Fortalecer estructuras que permitan compartir esta información y diseñar estrategias colaborativas que impacten todos los sectores de la cadena productiva, es el camino a seguir para proteger los polinizadores y garantizar sus servicios.

Referencias

Aizen MA, Garibaldi, LA, Cunningham SA, Klein AM (2008) Long-term global trends in crop yield and production reveal no current pollination shortage but increasing pollinator dependency. *Current Biology* 18:1572–1575

Aizen MA, Garibaldi LA, Cunningham, SA, Klein AM (2009). How much does agriculture depend on pollinators? Lessons from long-term trends in crop production. *Annals of Botany* 103:1579–1588

Bartomeus I, Ascher J, Wagner D, Danforth B, Colla S, Kornbluth S, Winfree R (2011). Climate-associated phenological advances in bee pollinators and bee pollinated plants. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 108:20645-20649

Brittain C, Potts SG (2011). The potential impacts of insecticides on the life-history traits of bees and the consequences for pollination. *Basic and Applied Ecology* 12:321–331

Brittain C, Williams NM, Kremen C, Klein AM (2012). Subject collections synergistic effects of non-*Apis* bees and honey bees for pollination services. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* 280

Brodshneider R, Crailsheim K (2010). Nutrition and health in honey bees. *Apidologie* 41:278-294

Cameron S, Lozier J, Strange J, Koch J, Corde N, Solter L, Griswold T (2011). Patterns of widespread decline in North American bumble bees. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 108:662-667

Corby-Harris V, Bowsher JH, Carr-Markell M, Carroll MJ, Centrella M, Cook SC, Couvillon M, DeGrandi-Hoffman G, Dolezal A, Jones J, Mogren C, Otto C, Lau P, Rangel J, Schurch R, St. Clair A (2019). Emerging themes from the ESA symposium entitled “Pollinator nutrition: lessons from bees at individual to landscape levels.” *Bee World* 96:3–9

Decourtye A, Mader E, Desneux N (2010). Landscape enhancement of floral resources for honey bees in agro-ecosystems. *Apidologie* 41:264–277

Di Pasquale G, Salignon M, Le Conte Y, Belzunces LP, Decourtye A, Kretzschmar A, Suchail S, Brunet, JL, Alaux C (2013). Influence of pollen nutrition on honey bee health: Do pollen quality and diversity matter? *PLoS ONE* 8:1–13

Dolezal AG, Carrillo-Tripp J, Allen MW, Bonning BC, Toth AL (2016). Intensively cultivated landscape and varroa mite infestation are associated with reduced honey bee nutritional state. *PLoS ONE* 11:1–13.

Dolezal AG, Toth AL (2018). Feedbacks between nutrition and disease in honey bee health. *Current Opinion in Insect Science* 26:114–119

Donkersley P, Rhodes G, Pickup R, Jones K, Wilson K (2014). Honeybee nutrition is linked to landscape composition. *Ecology and Evolution* 4:4195-4206

Douglas MR, Tooker JF (2016). Meta-analysis reveals that seed-applied neonicotinoids and pyrethroids have similar negative effects on abundance of arthropod natural enemies. *PeerJ* 4:e2776

Duay P, De Jong D, Engels W (2003). Weight loss in drone pupae (*Apis mellifera*) multiply infested by *Varroa destructor* mites. *Apidologie* 34:61-65

EFSA - European Food Safety Authority (2103). Guidance document on the risk assessment of plant protection products on honey bees (*Apis mellifera*, *Bombus spp.* and solitary bees). Parma, Italia

Goulson D, Nicholls E, Botias C, Rotheray E (2015). Combined stress from parasites, pesticides and lack of flowers drives bee declines. *Science* 347:6229

Gregorc A, Alburaki M, Sampson B, Knight PR, Adamczyk J (2018). Toxicity of selected acaricides to honey bees (*Apis mellifera*) and varroa (*Varroa destructor* Anderson and Trueman) and their use in controlling varroa within honey bee colonies. *Insects* 9:55

IPBES 2016. Resumen para los responsables de formular políticas del informe de evaluación de la plataforma intergubernamental científico-normativa sobre diversidad biológica y servicios de los ecosistemas sobre polinizadores, polinización y producción de alimentos. Potts S, Imperatriz-Fonseca V, Ngo H, Biesmeijer J, Breeze T, Dicks L, Garibaldi L, Hill R, Settele J, Vanbergen A, Cunningham S, Eardley C, Freitas B, Gallai N, Kevan P, Kovacs-Hostyanszki A, Kwapong P, Li J, Li X, Martins D, Nates-Parra G, Pettis R, Viana B. (Eds.) 3-31

Isaacs R, Williams N, Ellis J, Pitts-Singer TL, Bommarco R, Vaughan M (2017). Integrated Crop Pollination: Combining strategies to ensure stable and sustainable yields of pollination-dependent crops. *Basic and Applied Ecology* 22:44–60

Johnson RM, Dahlgren L, Siegfried BD, Ellis MD (2013). Acaricide, fungicide and drug interactions in honey bees (*Apis mellifera*). *PLoS ONE* 8:e54092

Klatt B, Andrea H, Catrin W, Yann C, Inga S, Elke P, Teja T (2014). Bee pollination improves crop quality, shelf life and commercial value. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* 281:20132440

- Klein AM, Vaissière BE, Cane JH, Steffan-Dewenter I, Cunningham SA, Kremen C, Tscharntke T (2007). Importance of pollinators in changing landscapes for world crops. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 274:303–313
- Klein, AM, Boreux V, Fornoff F, Mupepele AC, Pufal G (2018). Relevance of wild and managed bees for human well-being. *Current Opinion in Insect Science* 26:82–88
- Krupke CH, Hunt GJ, Eitzer BD, Andino G, Given K (2012). Multiple routes of pesticide exposure for honey bees living near agricultural fields. *PLoS ONE*, 7:e29268
- Long EY, Krupke CH (2016). Non-cultivated plants present a season-long route of pesticide exposure for honey bees. *Nature Communications* 7:1–12
- Lautenbach S, Seppelt R, Liebscher J, Dormann CF (2012). Spatial and temporal trends of global pollination benefit. *PLoS ONE*, 7:e35954
- Lazaro A, Tur C (2018). Los cambios del uso del suelo como responsables del declive de polinizadores. *Ecosistemas*, 27:23-33
- Long EY, Krupke CH (2016). Non-cultivated plants present a season-long route of pesticide exposure for honey bees. *Nature Communications*, 7:1–12
- Moritz RFA, Härtel S, Neumann P (2005). Global invasions of the western honeybee (*Apis mellifera*) and the consequences for biodiversity. *Écoscience* 12:289–301
- Maggi M, Antunez K, Invernizzi C, Aldea P, Vargas M, Negri P, Braseco C, De Jong D, Message D, Texeira E, Principal J, Barrios C, Ruffinengo S, Da Silva R, Eguaras M. Honeybee health in South America. *Apidologie* 47:835-854
- Motta EVS, Raymann K, Moran NA (2018). Glyphosate perturbs the gut microbiota of honey bees. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 115:10305–10310
- Nazzi F, Le Conte Y (2016). Ecology of *Varroa destructor*, the major ectoparasite of the western honey Bee, *Apis mellifera*. *Annual Review of Entomology* 61:417–432
- Natural Research Council (2006). Status of pollinators in North America. National Academic Press, 18-25.
- Haydak BMH (1970). Honey bee nutrition. *Annual Review of Entomology* 15:143-156
- Pirk CWW, Crewe RM, Moritz RFA (2017). Risks and benefits of the biological interface between managed and wild bee pollinators. *Functional Ecology* 31:47–55

Pollinator Risk Assessment Guidance 2019. United States Environmental Protection Agency (EPA), USA. <https://www.epa.gov/pollinator-protection/pollinator-risk-assessment-guidance>

Potts S, Biesmeijer C, Kremen C, Neumann P, Schweiger O, Kunin E (2010a). Global pollinator declines: trends, impacts and drivers. *Trends in Ecology and Evolution* 6:345-353

Potts S, Roberts S, Dean R, Marris G, Brown M, Jones R, Neumann P, Settele J (2010b). Declines of managed honey bees and beekeepers in Europe. *Journal of Apicultural Research* 49:15-22

Potts SG, Imperatriz-Fonseca V, Ngo HT, Aizen MA, Biesmeijer JC, Breeze TD, Dicks L, Garibaldi L, Hill R, Stele J, Vanbergen AJ (2016). Safeguarding pollinators and their values to human well-being. *Nature* 540:220–229

Rinkevich FD, Danka RG, Healy KB (2017). Influence of varroa mite (*Varroa destructor*) management practices on insecticide sensitivity in the honey bee (*Apis mellifera*). *Insects* 8:1–12

Seeley TD, Smith ML (2015). Crowding honeybee colonies in apiaries can increase their vulnerability to the deadly ectoparasite *Varroa destructor*. *Apidologie* 46:716–727

Siede R, König M, Büchler R, Failing K, Thiel HJ (2008). A real-time PCR based survey on acute bee paralysis virus in German bee colonies. *Apidologie* 39:650–661

Smart M, Pettis J, Rice N, Browning Z, Spivak M (2016). Linking measures of colony and individual honey bee health to survival among apiaries exposed to varying agricultural land use. *PLoS ONE* 11:10–13

Spivak M, Browning Z, Goblirsch M, Lee K, Otto C, Smart M, Wu-Smart J (2017). Why does bee health matter? The science surrounding honey bee health concerns and what we can do about it. Icast, <http://honeybeehealthcoalition.org/>

Steinhauer N, Kulhanek K, Antúnez K, Human H, Chantawannakul P, Chauzat MP, vanEngelsdorp D (2018). Drivers of colony losses. *Current Opinion in Insect Science* 26:142–148

Tooker JF, Douglas MR, Krupke CH (2017). Neonicotinoid seed treatments: Limitations and compatibility with integrated pest management. *Agricultural & Environmental Letters* 2:170026

Vandame R, Palacio M (2010). Preserved honey bee health in Latin America: a fragile equilibrium due to low-intensity agriculture and beekeeping? *Apidologie* 41:243-255

Verde M, Doorn M, Rivas M, Rodriguez P, Rodriguez S (2016). Situación actual, desafíos y propuestas para el desarrollo sostenible y sustentable del sector apícola. XII Congreso Latinoamericano de Apicultura y VI Congreso Cubano de apicultura. Palacio de convenciones de La Habana, Cuba.

Winfree R, Aguilar R, Vasquez D, LeBunn G, Aizen M. A meta-analysis of bees' responses to anthropogenic disturbance. *Ecology* 90:2068-2076

PLAGAS ASOCIADAS A CULTIVOS DE PALMAS DE IMPORTANCIA ECONÓMICA EN COLOMBIA

Plagas asociadas a palmas comerciales: caso cultivo de chontaduro en la costa Pacífica

Luis Carlos Pardo-Locarno¹, Carlos Díaz Dagua¹ & Manuel Soto¹

¹ Universidad del Pacífico. Buenaventura, Valle del Cauca, Colombia. <pardolc@gmail.com>

Introducción

El chontaduro (*Bactris gassipaes* K) es una de las palmas comerciales de Colombia. Su uso abarca desde aprovechamiento culinario de fruta (requiere calentamiento al vapor para evitar el oxalato cálcico) o aprovechamiento agroindustrial del cilindro apical del estípite (conocido como Palmito); Sin embargo, al igual que el coco, el aprovechamiento y cadena productiva asociada adolece de los problemas de la agricultura no empresarial (caso palma africana). No obstante, el Coco, que también presenta una base productiva dispersa, entre pequeños agricultores de ambas costas, comercio informal y graves problemas fitosanitarios, tiene la ventaja de ser una mercancía de demanda internacional, por un lado, es un producto comercial colonial, de uso muy antiguo y estandarizado y por el otro, tiene una cadena productiva industrial muy sólida (Pardo-Locarno, 2017; Patiño, 2002).

En Colombia el cultivo de chontaduro para fruta se empezó a respaldar técnicamente a finales de la década de los setenta, cuando el entonces visionario investigador Víctor Manuel Patiño (1978A, 1978B, 1978C, 1979, 1982), logró jalonar eventos científicos, desarrollo de proyectos con Colciencias y la conformación de un equipo técnico que dejó valiosos aportes técnicos y materiales, entre ellos cuatro documentos técnicos fruto de las cumbres nacionales e internacionales desarrolladas, múltiples aportes técnicos y científicos, finalmente, el primer banco de germoplasma del cultivar en Colombia, establecido en el Bajo Calima en la entonces Estación Agrícola Departamental del Bajo Calima (Patiño, 1946).

Los crecientes embates fitosanitarios de un cultivo que representa la única alternativa agrícola para extensas regiones selváticas del pacífico, cuyos suelos no presentan los mejores indicadores agrológicos, las agudas consecuencias socioeconómicas derivadas de esta situación (pobreza, cultivos ilícitos, aprovechamiento excesivo de recursos forestales y maderas, la bomba social constituida por la delincuencia, migración, etc), amén de los efectos ambientales del manejo inadecuado del cultivo en ecosistemas frágiles de la selva pluvial (contaminación de suelo, agua, alimentos, afectación de la agrobiodiversidad y daños a la salud humana), han motivado esta investigación, que se desarrolló como un aparte de la carga docente del primer autor, actualmente como docente de la Universidad del Pacífico y antes como asesor o investigador de otras

instituciones del orden regional, para enfocar una propuesta de manejo sostenible del cultivo de chontaduro en la costa pacifico colombiana (Pardo-Locarno, 2007, 2017).

Metodología. Los resultados aquí expuestos hacen parte de varios proyectos e investigaciones, desarrolladas intermitentemente durante los últimos 12-15 años, en tal sentido, por motivos del formato del documento, como memoria de la charla en el simposio de cultivos comerciales, solo se comentarán aquí breves apartes de la metodología seguida, que involucró, revisión de literatura (más de 160 fichas bibliográficas sobre fitotecnia y fitosanidad del cultivo de chontaduro; en cada caso acciones de campo fueron ejecutadas para el monitoreo y diagnóstico de plagas en parcelas de muestreo en los ríos Anchicayá y Dagua (aunque inició en 1995, estas labores tuvieron continuidad desde el año 2007 a la fecha de manera más regular); las labores de laboratorio más importantes se relacionaron con aspectos taxonómicos (identificación de adultos e inmaduros), seguimiento de ciclos de vida de insectos plaga (las más importantes) y de controladores biológicos; finalmente, fruto de diversos ensayos, en campo en las localidades de Sabaletas (Río Anchicayá) y Alto y Medio Río Dagua, se acomodaron y monitorearon unidades de observación y experimentación, llamadas parcelas demostrativas, en las cuales se han venido tomando datos con el apoyo de agricultores y estudiantes tesistas (aspectos metodológicos más precisos pueden ser consultados en los manuales del autor en las fichas bibliográficas).

Breve contexto histórico y agronómico del cultivo de chontaduro. A medida que el área cultivada y los impactos económicos del comercio del fruto cocido se expandieron, surgieron los problemas propios de la agricultura intensiva (plagas, enfermedades y otros desafíos técnicos) los cuales fueron en parte resueltos por la diligencia institucional regional (Secretaría de Agricultura y Pesca, Estación Agrícola del Bajo Calima, Jardín Botánico, Inciva, Fundación Herencia Verde, CVC-Plaidecop, CVC-CEE, CVC-FPAA, ICA, Corpoica, Vallenpaz, USAID/MIDAS/Frutas del Pacifico, Universidades, etc, viarias fuentes en cabeza del autor principal y otros autores de la bibliografía).

Sin embargo, a falta de un programa coherente y continuo de manejo tecnificado y sostenible del cultivo, se ha tenido como resultado, que, desde hace más de 20 años, la producción del mismo se ha visto interrumpida en varias ocasiones, por la irrupción de un complejo de plagas que afectaron inicialmente al fruto (picudo desgranador, conocido inicialmente como posible *Geraeus* y luego identificado como el complejo *Palmelampus heinricci/Parisoschoenus*). Con esta plaga que afectó y declinó dramáticamente la producción en los años ochenta se inició la era de los plaguicidas y otros insumos en el cultivo (Constantino *et al.*, 2003).

Luego siguieron nuevos episodios del desgranador que tuvieron su máximo pico nuevamente entre 1988 y 1990, momento en el cual la producción cesó casi totalmente en las cuencas del pacifico colombiano; la crisis económica afecto a muchos, se iniciaron acciones por parte de varias entidades (ICA, CVC-CEE, Secretaría de Agricultura, Fundación Herencia Verde, Vallenpaz, etc). Para mitigar la crisis y con el ánimo de volver a producir, se plantearon medidas de choque, con

insecticidas aplicados al racimo, luego de la polinización, inicialmente se usaron insecticidas de amplio espectro y muy tóxicos (entre ellos el Fosfamidon, nombre comercial Dimecrón, organofosforado de categoría toxicológica I y otros 3-4 insecticidas más incluidos organofosforados, carbamatos y piretroides). También se dieron amplias instrucciones de uso de la bolsa polinsecta, la cual era menos contaminante y controlaba a la plaga de manera exitosa.

Sin embargo, ante los exitosos resultados obtenidos con los insecticidas, cuyo uso era aparentemente más práctico que el de la bolsa polinsecta, las comunidades no dieron espera para tomar de manera permanente estas medidas provisionales, planteadas con los insecticidas y convirtieron su uso en una práctica permanente y cotidiana; Surgió así un nuevo oficio agrícola y se creó un nuevo tipo de jornalero: el “maroteador” que consistía en personal local que vendía el servicio de aplicar los insecticidas a todo costo, es decir, portaban el insecticida, estaban dotados de bomba de espalda, escalaban la palma con instrumentos artesanales llamados marotas (dos triángulos de madera resistente, que permitía escalar el espinoso tallo); la bomba de espalda, al principio la subían a la palma, luego le adaptaron mangueras más largas y la dejaban en el suelo con otro operario, así el “maroteador” escalaba a la palma y aplicaba el insecticida, en una forma casi inundativa y excesiva para el caso.

Al paso que se logró mitigar aparentemente a la plaga clave del desgrane, se consolidó el ideario del plaguicida, que hasta se oye en el cancionero regional “a fumigar la palma para coger la cosecha” al mismo tiempo, otras plagas secundarias empezaron a surgir; para inicios de los noventa se presentaron brotes del barbicepillo (*Rhinostomus barbirostris*) en muchos sitios (Agudelo 1996; Ceballos, 1996; Pardo-Locarno *et al.*, 2005).

Posteriormente, a mediados de los noventa (entre 1995 y 1997) se observaron brotes del gualapán (un complejo regional de especies de Chrysomelidae del género *Alurnus*, cuyo daño consiste en la defoliación aguda de la palma y que había sido registrada por primera vez por el ICA en Tumaco); esta plaga no solo afectaba a la palma y su producción, también podría propiciar daños por parte de barrenadores de estípite (Pardo-Locarno *et al.*, 2005).

Más recientemente, los barrenadores de estípite, larvas y adultos de coleópteros de la familia Curculionidae (un grupo de géneros que incluye *Dynamis*, *Rhynchophorus*, *Rhinostomus* y *Metamasius*) resurgieron como un problema localmente conocido como “palma lápiz” que inició en 1992 y se fue intensificando (Fundación Herencia Verde, 1996), hasta que en el año 2005-2005 se volvió muy notable e intenso, al punto que la producción cesó y por el otro lado muchos palmares fueron extinguidos, perdiéndose así un valioso recurso genético, en una especie plástica (conjunción de varios géneros y especies, que yo he llamado patrimonio precolombino, pues se originó en la domesticación milenaria ejercida por pueblos indígenas, antes de la conquista (Pardo-Locarno *et al.*, 2015), que no goza de programas de fitomejoramiento estatales ni privados, por lo que no puede garantizarse una semilla de calidad para recuperar plantaciones con fruto comercial (fruto macrocarpo, amiláceo y oleaginoso) .

A mediados de 2009 y principios de 2010, un agricultor de Sabaletas me llamó la atención de otra plaga devastadora y desconocida (Vallecilla *et al.*, 2010); conformada por otro grupo de gorgojos que afectan el raquis foliar (lo que en otras plantas llamaríamos peciolo), de manera que la palma muda prematuramente su follaje; una senescencia foliar tan aguda que ocasiona un quiebre fisiológico y la muerte de la palma, de sus hijuelos o la deja en un estado de improductividad permanente (la palma presenta una composición foliar exigua, constituida por 5-7 hojas). Esta plaga ha sido identificada como *Cholus bicinctus* Champion y otros grupos en proceso de identificación que incluye especies de *Cholus* y de *Metamasius* (Pardo-Locarno *et al.*, 2019). Todo ello un recordatorio de lo riesgoso que puede ser la agronomía en la selva húmeda (Patiño, 1980A, 1985; Patiño & Quintero, 1981, 1982).

El manejo sostenible del cultivo de chontaduro

Aunque poco escuchados, inicialmente desde la Fundación Herencia Verde (1994) luego desde las contribuciones hechas con Biopacífico, Vallenpaz y el IIAP () y más recientemente, desde la Universidad del Pacífico, como parte de nuestro ejercicio investigativo en el grupo *Pluviselva, Sostenibilidad y Comunidades*, hemos llamado la atención de la necesidad de realizar investigaciones sobre manejo sostenible del cultivo de chontaduro (Pardo-Locarno, 2007, 2017; Pardo-Locarno *et al.*, 2015). Una práctica agrícola que merece mucha atención y aportes, pues se desarrolla al interior de ecosistemas selváticos agrobiodiversos y frágiles del pacífico colombiano.

¿Cuál podría ser la solución? En lo fitosanitario el manejo integrado de plagas, una alternativa, ecológicamente enfocada, sería la opción ideal (Cogan). Más avances podrían dar cabida a los aspectos fitotécnicos, por lo tanto se trataría del manejo integral del cultivo-MIC, pero, si se desea atender las restricciones tanto socioeconómicas, ambientales, en especial, tratar de mantener la productividad y la conservación de la agrobiodiversidad en una matriz de selva pluvial, ello tendría que dar cabida al manejo sostenible, privilegiándose así a la carta política nacional y el enfoque de medidas de manejo ecológicas y de largo plazo (Pardo-Locarno, 2017).

¿Que soporta a esta necesidad de enfocarse a manejo sostenible? Bueno, la respuesta podría deducirse recurriendo a la diligencia de los primeros ponentes del manejo integrado, para ello, podemos a través de un breve recuento, verificar como las fases de desarrollo de cultivo planteadas por Falcon & Smith (1969) para el cultivo de algodón, podrían ajustarse cronológicamente para el cultivo de chontaduro y, así mismo, mirar los correctivos, en el marco del manejo sostenible del cultivo de chontaduro, el recuento sería como sigue:

Etapas de subsistencia, la fruta fue y ha sido un alimento fundamental para comunidades rurales y raizales del pacífico, se consumía localmente, como parte de la dieta de colonos, mestizos, afros e indígenas; no requería mayores extensiones ni inversiones técnicas, era casi un “pan coger” pero formaba parte de la seguridad alimentaria en muchos poblados selváticos del pacífico colombiano (época colonial hasta mediados de 1950).

Etapas de exportación, en este caso, la exportación no sería al exterior, sería desde el pacífico al eje andino, pues recordemos que en Colombia, el cultivo evolucionó como fruta de consumo fresco, a diferencia de Costa Rica y otros países vecinos en donde, desde hace décadas, se planteó la agroindustria y la exportación del palmito; Iniciando por ciudades como Santiago de Cali, en cuya Plaza de Caicedo, mujeres afrodescendientes, empezaron a vender la fruta cocida, con sal, las hoy llamadas “platoneras” fueron conformando una oferta de golosina agradable; esta actividad comercial no tardó en motivar tanto consumo masivo como demanda e intermediarios; la demanda estimuló rápidamente la expansión de la siembra del cultivo, lo cual en un medio agrícola pobre y con poca oferta constituyó la gran fuente de empleo de cientos de agricultores, en su mayoría población afro del pacífico colombiano; esta “bonanza” también permeó a varias regiones andinas (por ejemplo El Tambo, Cauca la “capital del chontaduro” y otros puntos del Putumayo, como Villa Garzón).

Al lado de productores se conformaron grupos de comercialización informal; los dividendos de una cosecha barata, que requería poca o ninguna aplicación de insumos, ni participación técnica (agronomo), motivó tanto el proceso que se inició la era del monocultivo y la expansión a terrenos menos aptos y más frágiles (de vegas o aluviales se pasó al paisaje de colinas y lomerío de la selva húmeda); a pesar del cultivo darse a escala comercial (años 1950-1978, aproximadamente), este proceso evidenció falencias de manejo técnico graves y continuas.

Etapas de crisis, con la expansión del cultivo y el mal manejo técnico sobrevinieron plagas y enfermedades muy limitantes, el uso excesivo e inadecuado de insecticidas generó resistencia, aumento de las dosis y de los costos de aplicación, además del uso de mezclas de insecticidas (esto inició entre finales de los setenta y mediados de los años ochenta y se fue intensificando durante los noventa, hasta llegar a principios del nuevo milenio, momento en el cual el cultivo experimentó cese de producción en al menos dos ocasiones). La plaga más importante en ese momento fue el desgranador de fruto, una plaga razonablemente manejable con medidas tan básicas como bolsas polinsectas (), fue tratada inadecuadamente con insecticidas de categoría toxicológica I, deteriorando control biológico, medio ambiente y la salud humana. Otros problemas sociales, propiciaron que insecticidas utilizados en cultivos ilícitos “migraran por exitosos” al cultivo de chontaduro, todo ello sin ningún control estatal.

Etapas de desastre, la insistencia y uso masivo de prácticas de manejo no sostenibles, otras francamente inapropiadas, como el uso excesivo y equivocado de pesticidas, dio al traste con la productividad, generó cuadros de plagas primarias y claves originados en las otrora plagas secundarias, aumento desmedido de los costos de producción, cese de la producción y quiebra de los agricultores; esta fase se viene dando en gran parte de la costa pacífica, desde hace más de 10 años, con el manejo inadecuado del desgranador de racimo *Palmelampus heinricci*, se ocasionó deterioro del control biológico natural y con ello se provocó el advenimiento de plagas provocadas; este último caso incluye, entre otros, al complejo de barrenadores de estípites, las cuales, no dañan el fruto o la producción simplemente, además, representan un daño letal, que

afecta la palma misma, pues consumen y destruyen el tallo comercial dejando al agricultor sin alternativas (en especial la falsa casanga *Dynamis borassi*, el barbicepillo *Rhinostomus barbirostris* y otras plagas menores de la familia Curculionidae y Chrysomelidae (entre estos últimos el famoso “gualapán”). Como ya se expresó antes, a esto debe sumarse un reciente descubrimiento, pues desde 2009, con la ayuda de un agricultor de Sabaletas, descubrimos una plaga aparentemente secundaria, que afectaba los raquis foliares, la cual recientemente identificamos como *Cholus bicinctus* Champion, la cual también resultó siendo un complejo de barrenadores de raquis foliar y que se ha constituido por si sola en una limitante tenaz para el cultivo (Pardo-Locarno *et al.*, 2019; Vallecila *et al.*, 2010).

Etapas de control integrado, de acuerdo con Falcon & Smith (1969) en esta etapa “Los agricultores y los técnicos, cambian a sistemas de protección de cultivos, involucrando tecnologías culturales, biológicas y químicas. Se privilegia el control natural y el control biológico” Si lo dicho por ellos se cumple, entonces, esta fase apenas ha iniciado, muy precariamente, desde hace unos cinco años para el cultivo de chontaduro, no obstante, aún las investigaciones son deficientes y precarias, requieren más logros; además los planes de manejo sostenible planteados, deben ser ejecutados formalmente y divulgados apropiada y ampliamente para revertir los efectos de la cultura de los plaguicidas.

Es de anotar los esfuerzos de múltiples proyectos e instituciones, sin embargo el panorama de los cultivos del pacífico sigue siendo desolador, no se ha logrado aún, desafortunadamente, diezmar a las plagas más peligrosas (por ejemplo al complejo de barrenadores de estípites y peor aún, a los barrenadores de raquis); no obstante existe un balance muy favorable contra la plaga clave (el desgranador de frutos), en el cual si se han logrado medidas de control exitosas las cuales cumplen con protocolos ambientales y de manejo muy aceptables, como es el caso de las bolsas polinsectas, las cuales, de haberse implementado masivamente, hubieran evitado todo este desastre agroambiental.

Las etapas de desarrollo de un cultivo según Falcon y Smith (1969) se han cumplido cabalmente en el cultivo de chontaduro; de hecho sin haberse cursado completamente la etapa de manejo integrado, momento en el cual, el cultivo logra la resurgencia y sus mejores resultados económicos, a través del manejo técnico y ambiental, se está pasando a la etapa de deterioración, momento en el cual transcurrido un período de recuperación de la etapa de desastre “generaciones de nuevos productores (o algunos con mala memoria) no reconocen la importancia de los controles cultural y biológico” por lo que en la actualidad algunos agricultores aún persisten en lograr la producción a expensas del uso calendario de insecticidas categoría toxicológica I (caso Fosfamidon^R y Metamidofos^R, en el Bajo Anchicayá y muchas otras cuencas del pacífico), soportados en el hecho de que la unidad comercial de venta de la fruta (la denominada “yunta”) supera los 700.000\$ alcanzando por momentos picos históricos, precio que se traslada al consumidor final en la modalidad de frutos muy costosos, que la gente paga por satisfacer su gusto por esta delicatessen.

Aspectos del Diagnóstico y Manejo Integrado de Plagas del Chontaduro

Como ya se anotó, el manejo sostenible, que abarca aspectos socioeconómicos (capacitación, tenencia y uso de la tierra), fitotecnia (manejo de suelos nutrición, densidad de siembra, enfoque de policultivo agroforestal, etc.) y, en ese marco, la fitoprotección, afrontada como manejo integrado de plagas, constituye un paso crucial. A continuación, expondremos, de manera sucinta, avances en lo referente al diagnóstico reciente de plagas del cultivo de chontaduro, aspectos que forman parte de un documento oficial que estamos divulgando este año, el cual incluye el plan de manejo propuesto y que se omite aquí por razones de espacio.

La tabla 1 expone un compilatorio de 44 plagas invertebradas registradas en el cultivo de chontaduro a lo largo de 40 años, es un proceso dinámico, los diagnósticos aún continúan, por lo tanto, es de esperar que pronto surjan nuevos registros.

Tabla 1¹. Plagas insectiles y acarinos registrados en el cultivo de chontaduro en Colombia.

Plaga	Tipo de daño	Fuente
<i>Rhynchophorus palmarum</i>	Barrenador de estípite y cepa	Agudelo <i>et al.</i> , 1998; Baracaldo, 1980; Constantino <i>et al.</i> , 1998; Ceballos, 1996; Lohr & Parra, 2014; Herrera, 2015; Gómez <i>et al.</i> , 2014; Mock-Kow, 1989; Mora-Urpí <i>et al.</i> , 1982; Pardo-Locarno, 1992; Pardo-Locarno <i>et al.</i> , 2014; 2015, 2017; Pava <i>et al.</i> , 1983; Ruiz <i>et al.</i> , 2013; Velasco, 1993
<i>Dynamis borassi</i>	Barrenador de estípite y raquis florales	Herrera, 2015; Gómez <i>et al.</i> , 2014; Pardo-Locarno, 1992; Pardo-Locarno <i>et al.</i> , 2014; 2015, 2017
<i>Rhinostomus barbirostris</i>	Barrenador de estípite	Ceballos, 1996; Herrera, 2015; Gómez <i>et al.</i> , 2014; Murgueitio <i>et al.</i> , 1999; Pardo-Locarno, 1992; Pardo-Locarno <i>et al.</i> , 2014; 2015, Pardo-Locarno, 2017.
<i>Metamasius hemipterus</i>	Barrenador de estípite, raquis foliar y floral	Agudelo <i>et al.</i> , 1998; Ceballos, 1996; Escobar <i>et al.</i> , 1996; Fernández <i>et al.</i> , 1986; Gómez <i>et al.</i> , 2014; Mock-Kow, 1989; Mora-Urpí <i>et al.</i> , 1982; Mulford <i>et al.</i> , 2006; Pardo-Locarno, 1992; Pardo-Locarno <i>et al.</i> , 2014; 2015, 2017; Pava <i>et al.</i> , 1983; Peña, 1996, 2000; Ruiz <i>et al.</i> , 2013; Velasco, 1993
<i>Metamasius dasyurus</i>	Barrenador de estípite, raquis foliar y floral	Herrera, 2015; Pardo-Locarno <i>et al.</i> , 2005; 2014; 2015, 2017.

¹ Aparte de la tabla 5 del documento “Fichas técnicas sobre el manejo sostenible del cultivo de chontaduro. Memoria Técnica Convenio 1340-202. 4999 2018 SAP-INCIVA, editado por Pardo-Locarno, LC. 2018. libro en proceso editorial.

Tabla 1 continuación....

Plaga	Tipo de daño	Fuente
<i>Metamasius submaculatus</i>	Barrenador de estípite.	Herrera, 2015, Pardo-Locarno <i>et al.</i> , 2014, 2015, 2017.
<i>Metamasius hebetatus</i> (Gyllenhal, 1838)	Barrenador de estípite.	Pardo-Locarno <i>et al.</i> , 2014; 2015, 2017.
<i>Metamasius inaequalis</i> <i>Rhodoabaenus aff nauradi</i>	Barrenador de estípite. Adulto en herida de estípite	Pardo-Locarno <i>et al.</i> , 2017 Pardo-Locarno <i>et al.</i> , 2005.
<i>Mesocordylus spumousus</i> Vaurie	Adulto en herida de estípite	Pardo-Locarno, 1992.
<i>Mesocordylus subulatus</i> (Germar)	Adulto en herida de estípite	Pardo-Locarno, 1992.
<i>Tripetes politus</i> Pascoe <i>Palmelampius heinrichi</i> (Posible <i>Geraeus</i> sp.)	En estípite Desgranador de frutos	Pardo-Locarno, 1992 Agudelo <i>et al.</i> , 1998; Constantino <i>et al.</i> , 2001; Gómez <i>et al.</i> , 2014; Jiménez <i>et al.</i> , 1994; Lehmann-Dazinger, 1992, 1993; Murgueitio <i>et al</i> 1999; Pardo-Locarno <i>et al.</i> , 2015, 2017; Peña, 1996; Peña <i>et al.</i> , 2002; Tróchez & Silva, 1992.
<i>Parisoschoenus</i> sp.	Floración, posible daño	Ceballos, 1996; Murgueitio <i>et al.</i> , 1999; Dazinger <i>et al.</i> , 2013.
<i>Alurnus</i> spp. (Incluye el complejo <i>Alurnus humeralis</i> , <i>A. bicolor</i> , etc)	Defoliador, comedor de hojas	Baracaldo, 1980; Gómez <i>et al.</i> , 2014; Pardo-Locarno 1992, Pardo-Locarno <i>et al.</i> , 2002, 2015, Pardo-Locarno: 2017.
<i>Demotispa</i> sp. aff <i>pallida</i> <i>Strategus aloeus</i> Linnaeus	Raspador de frutos Barrenador de estípite	Pava <i>et al.</i> , 1983; Peña, 2000. Fernández <i>et al.</i> , 1986; Gómez <i>et al.</i> , 2014; Peña, 1996.
<i>Podischnus agenor</i> Olivier <i>Cyclocephala signata</i> , <i>C. lunulata</i> , <i>Cyclocephala</i> sp. <i>Carpophilus</i> sp. (Coleoptera: Nitidulidae)	Barrenador de estípite Daño en flores	Pardo-Locarno, in litt. Mock-Kow, 1989.
<i>Cholus</i> spp. (Coleoptera: Curculionidae)	Barrenador de raquis foliar	Pardo-Locarno <i>et al.</i> , 2015, 2017.
<i>Neoconocephalus maxillosus</i> , <i>Conocephalus</i> aff. <i>saltator</i> (Orthoptera: Tettigonidae)	Daño en follaje en plántulas y vivero	Pava <i>et al.</i> , 1983.
<i>Leptoglossus</i> sp. y <i>L. lonchoides</i> Allen (Hemiptera: Coreidae)	Chinche de los frutos	Gómez <i>et al.</i> , 2014; Orduz & Rangel, 2002; Pardo-Locarno <i>et al.</i> , 2015, Pardo-Locarno: 2017; Ruiz <i>et al.</i> , 2013.
<i>Loxa viridis</i> (Hemiptera: Pentatomidae)	Chupador de fruto	Pava <i>et al.</i> , 1983.
<i>Dysmicocus brevipipes</i> (Hemiptera: Coccoidea)	Chupador follaje (escama)	Mock-Kow, 1989; Pava <i>et al.</i> , 1983.
<i>Icerya montserratensis</i> (Hemiptera: Margarodidae)	Chupador follaje	Pava <i>et al.</i> , 1983.

Tabla 1 continuación....

Plaga	Tipo de daño	Fuente
<i>Sagalassa valida</i>	Perforador de raíces	Peña, 2000
<i>Nasutitermes costalis</i> Holgren (Isoptera: Termitidae)	Consumidor de follaje	Pardo-Locarno <i>et al.</i> , 2014, 2017; Pava <i>et al.</i> , 1983; Vásquez, 1977.
<i>Retractus johnstoni</i> (acari)	Daño en follaje	Velasco, 1993.
<i>Atta cephalotes</i>	Defoliador	Mock-Kow, 1989; Pava <i>et al.</i> , 1983.
<i>Opsiphanes</i> sp. (larva)	Defoliador	Pardo-Locarno <i>et al.</i> , 2015; Pava <i>et al.</i> , 1983
<i>Neoconocephalus maxillosus</i> , <i>Conocephalus</i> aff. <i>saltator</i> (Orthoptera: Tettigonidae)	Daño en follaje en plántulas y vivero	Pava <i>et al.</i> , 1983.
<i>Leptoglossus</i> sp. y <i>L. lonchoides</i> Allen (Hemiptera: Coreidae)	Chinche de los frutos	Gómez <i>et al.</i> , 2014; Orduz & Rangel, 2002; Pardo-Locarno <i>et al.</i> , 2015, Pardo-Locarno: 2017; Ruiz <i>et al.</i> , 2013.
<i>Loxa viridis</i> (Hemiptera: Pentatomidae)	Chupador de fruto	Pava <i>et al.</i> , 1983.
<i>Dysmicocus brevipes</i> (Hemiptera: Coccoidea)	Chupador follaje (escama)	Mock-Kow, 1989; Pava <i>et al.</i> , 1983.
<i>Icerya montserratensis</i> (Hemiptera: Margarodidae)	Chupador follaje	Pava <i>et al.</i> , 1983.
<i>Sagalassa valida</i>	Perforador de raíces	Peña, 2000
<i>Nasutitermes costalis</i> Holgren (Isoptera: Termitidae)	Consumidor de follaje	Pardo-Locarno <i>et al.</i> , 2014, 2017; Pava <i>et al.</i> , 1983; Vásquez, 1977.
<i>Retractus johnstoni</i> (acari)	Daño en follaje	Velasco, 1993.
<i>Atta cephalotes</i>	Defoliador	Mock-Kow, 1989; Pava <i>et al.</i> , 1983.
<i>Opsiphanes</i> sp. (larva)	Defoliador	Pardo-Locarno <i>et al.</i> , 2015; Pava <i>et al.</i> , 1983
<i>Sagalassa valida</i>	Perforador de raíces	Peña, 2000
<i>Nasutitermes costalis</i> Holgren (Isoptera: Termitidae)	Consumidor de follaje	Pardo-Locarno <i>et al.</i> , 2014, 2017; Pava <i>et al.</i> , 1983; Vásquez, 1977.
<i>Retractus johnstoni</i> (acari)	Daño en follaje	Velasco, 1993.
<i>Atta cephalotes</i>	Defoliador	Mock-Kow, 1989; Pava <i>et al.</i> , 1983.
<i>Opsiphanes</i> sp. (larva)	Defoliador	Pardo-Locarno <i>et al.</i> , 2015; Pava <i>et al.</i> , 1983

(Modificado y ampliado desde Bravo, 2018; Pardo-Locarno *et al.*, 2014; Pardo-Locarno, 2017).

Tabla 2. Referentes de plagas de estípite en el cultivo de chontaduro en La Delfina.

Tópico	Datos
Base de datos	Coleópteros plaga adulto 201
Barrenador de estipe dominante	<i>Dynamis borassi</i> falsa casanga
Palmas afectadas anteriormente	41 (51.25%)
Palmas sanas	2 (2.5%)
Palmas infestadas sin daño anterior	37 (46.25%)
Palmas con larva complejo Rp/Db	74 (92.5%) (2.46 larvas/palma)
Palmas afectadas con pupas	21 (26.25%) (1.76/palma)
Adultos capturados en palmas	35 en 25 palmas (31.25%) (1.4/palma)
Palmas con larvas y pupas	19 (23.75%)
Total larvas	182
Adultos barbicepillo <i>R barbirostris</i>	5 en 2 palmas (2.5/palma)
Larvas de barbicepillo	2 en una palma
Adultos picudo rayado <i>M. hemipterus</i>	11 en 10 palmas (1.1/palma)
Larvas picudo rayado <i>M. hemipterus</i>	80 (100%)- 702- (8.75 palma)
Pupas de picudo rayado <i>M. hemipterus</i>	80 (100%)- 734- (9.18/palma)
Adultos picudo <i>M. dasyurus</i>	112 en 58 plantas (1.93/palma)

Abreviaturas: Complejo Rp/Db Complejo *Rhynchophorus palmarum*, *Dynamis borassi*; *R. barbirostris*; *Rhinostomus barbirostris*; *M. hemipterus*; *Metamasius hemipterus*; *M. dasyurus*; *Metamasius dasyurus*.

Plagas de raquis. Las plagas de raquis abarcan tres especies, dos de ellas de la familia Curculionidae considerados nuevos registros para el cultivo como plagas limitantes (Tabla 3); como plagas de raquis foliar también se incluyen dos especies de *Alurnus*, conocidas como gualapanes, de aparente menor importancia para el cultivo actualmente (Tabla 3) y cuyo daño ya fue descrito en la cuenca del Anchicayá (Pardo-Locarno *et al.*, 2005).

Tabla 3. Referentes de plagas de raquis y follaje en el cultivo de chontaduro en La Delfina.

Tópico	Datos
Plagas de raquis foliar	
Barrenador de raquis <i>Ch. bicinctus</i> total	420 en 72 palmas (5.8/palma)
Adultos barrenador de raquis <i>Ch. bicinctus</i>	15 en 9 palmas (1.67/palma)
Larvas barrenador de raquis <i>Ch. bicinctus</i>	346 en 71 palmas (88.75%), (4.86/palma)
Pupas barrenador de raquis <i>Ch. bicinctus</i>	59 en 72 palmas (90%)-(4.99/palma)
Palma con larva o pupa de <i>Ch. bicinctus</i>	73 palmas de 80 (91.25%)
Larvas de picudo rayado <i>M. hemipterus</i>	5 en 72 palmas (6.9%)
Plagas de follaje	
Gualapán <i>Alurnus</i> spp.	
Adultos Gualapán <i>Alurnus</i> spp.	16 en 13 palmas (16,25%)(1.23/palma)
Larvas de Gualapán <i>Alurnus</i> spp.	37 en 25 palmas (31.25%)-(1.48/palma)
Pupa Gualapán <i>Alurnus</i> spp.	6 en 25 palmas (24%)
Palmas con larva y pupa	43 en 25 palmas (1,72/palma)

En esta investigación se logró determinar la incidencia aguda del barrenador de estípite cuyas “facies” coinciden con *Cholus bicinctus* Champion, un gorgojo mediano de ecología poco conocida, cuya hembra se asocia al follaje del chontaduro en donde pone sus huevos y allí se desarrollan sus larvas barrenando el raquis.

De esta plaga se exponen datos y soportes en la tabla 3 y se comenta que su actividad se consideró seriamente limitante para el cultivo ya que incide significativamente en la caducidad temprana del follaje debilitando a los palmares y ocasionando su muerte. Otra especie que se encontró asociada a barrenado de raquis foliar fue el gorgojo rayado *M. hemipterus*, aunque su presencia fue mucho menor, esta especie ya había sido registrada antes como plaga del estípite, raquis foliar, floral y meristemo apical en palmares del Bajo Anchicayá (Pardo-Locarno *et al.*, 2014) y se le ha señalado en el amazonas peruano como plaga del “pijuayo” en el cual el adulto “roe la epidermis de diferentes partes de la planta: estipe, raquis, pecíolo... (y) ... las larvas se desarrollan en diferentes partes de la planta, principalmente la base de la vaina de las hojas, en galerías poco profundas... pueden dañar el brote floral cuando atacan plantas adultas” (Couturier *et al.*, 1996).

Plagas de follaje. Aunque los medios apenas permitieron la observación de varias especies de insectos asociados al follaje del chontaduro, algunos coleópteros y chinches (mencionados en la tabla 1), en la zona de estudio solo se logró tomar datos más precisos en torno a los “gualapanes” de los cuales se colectaron 16 adultos (*Alurnus* spp. dos especies, una de ellas *A bicolor* Staine) con datos e incidencia mostrados en la tabla 3. Es de anotar que el grupo de defoliadores tipo gualapán, otrora abundante y limitante (Pardo-Locarno *et al.*, 2005), se observó en esta región muy menguado, lo que se sustenta en la intensa aplicación de plaguicidas al cogollo que se viene implementando desde hace años para lograr con ello la cosecha de la fruta.

Impacto económico de las plagas observadas

De acuerdo a la toma de datos de las visitas realizadas y con la consulta realizada a los agricultores, las plagas mencionadas en la tabla 1, que afectan estípite, follaje y frutos, en gran medida se ven representadas en las diferentes fincas evaluadas, sin embargo, sobresalen tres graves problemas:

1- Daño ocasionado por el complejo de barrenadores de estípite. Estos representan al menos un 95-97% de daño, en la medida en que la producción de las palmas de chontaduro es muy baja o no existe producción y se observan múltiples estípites deteriorados o caídos. Al grupo de plagas del estípite se suma la colecta muy ocasional de dos especies de Scarabaeidae fitófagos. Sin embargo, *Dynamis borassi* sigue siendo el gorgojo más devastador, asociado a daño en estípites, desnucado de palmas, daño y pudrición de inflorescencias (daño de la panícula, perforación de la bráctea y consumo de las espatas florales) y, más recientemente, dado que se trata de una palma multicaule, barrenado y secamiento de hijuelos más grandes.

2- Gorgojos plaga de raquis foliar. En el caso de los gorgojos de raquis, el daño ocasionado por *Cholus* sp: aunque poco conocido, se considera de mucha importancia y se plantea como el siguiente desafío a enfrentar en el cultivo de chontaduro. Esta plaga críptica se observó omnipresente en la mayoría de las plantas evaluadas, el barrenado necrosis y senescencia prematura del follaje tiene un efecto gravísimo en la salubridad del cultivo, agotando los palmares y haciéndolos improductivos así se apliquen abonos, situación que ya fue observada en una fase pasada de investigación, en la cual, los agricultores acusaron la inocuidad de abonos especialmente balanceados y aplicados a los palmares de estudio. Posteriores monitoreos mostraron la frecuente presencia de estos gorgojos y el efecto dañino y limitante sobre el cultivo.

3- El desgranador del fruto. *Palmelampus heinrichi* O'Brien sigue siendo lo que se denomina una plaga clave, aunque no mata a la planta si afecta gravemente la productividad, de hecho, es para todos conocido que si no se toman medidas de control (embolsado o insecticidas) no se logra cosecha, todo el racimo se desgrana.

Epílogo. La problemática agroambiental del cultivo de chontaduro es un proceso que se encuentra en etapas tempranas de desarrollo, múltiples tópicos tendrán que desarrollarse para lograr cosechas que cumplan con criterios ambientales más aceptables.

Referencias

Agudelo, R. 1996. Estudio de focos de infección de *Rhina barbirostris*, insecto barrenador del estípite del chontaduro en la región baja del Río Anchicayá, Pacifico vallecaucano. 9 p. En: FUNDACIÓN HERENCIA VERDE-FHV. 1996 (ver ficha completa).

Aldana R.C. 2006. Medidas para prevenir el ataque de *Rhynchophorus palmarum*. a palmas afectadas por Pudrición del cogollo. Hoja divulgativa Sena – Cenipalma. 2 p.

Aldana, R: Aldana, J: Calvache, H. & Franco, P. 2010A. Plagas de la palma de aceite en Colombia. Bogotá, Sena–Cenipalma, Convenio 0094 de 2009. Cuarta edición, 198 p.

Aldana, R: Aldana, J. & Moya, O. 2010B. Biología, hábitos y manejo de *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae) Fedepalma-Cenipalma - Fondo de Fomento Palmero. Boletín Técnico No. 23. 52 p.

Aldana, R: Aldana, J. & Moya, O. 2011. Manejo del picudo *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae). Instituto Colombiano Agropecuario (ICA), Bogotá D.C: Colombia. p. 2-51.

Alpízar M.D: Fallas G.M: Oehlschlager C: González L.M: 1996. Eficacia de una feromona empleando tres tipos de trampa para el control de en el cultivo de palmito, en Pococi de Limón.

In. Congreso Agropecuario y Forestal de Región Atlántica "Ing. Agr. Rodolfo Martin Borges (1, 1996, Guápiles, Costa Rica).Resumenes.p.32.

Alpízar M.D: Fallas G. M: Oehlschlager C: González L.M: Chinchilla C.M: BULGARELLI J: 2002. Pheromone mass trapping of the West Indian sugarcane weevil and the American palm weevil (Coleoptera: Curculionidae) in palmito palm. Florida Entomologist 85(3):426-430.

Anderson, RS. 2002. The Dryophthoridae of Costa Rica and Panama: Checklist with keys, new synonymy and descriptions of new species of *Cactophagus*, *Mesocordylus*, *Metamasius* and *Rhodoabaenus* (Coleoptera: Curculionoidea). Zootaxa. 80:1-94.

Arango, G. & Rizo, D. 1977. Algunas consideraciones sobre el comportamiento de *Rhynchophorus palmarum* y *Metamasius hemipterus* en caña de azúcar. Revista Colombiana de Entomología. Vol. 3 (1-2): 23-28.

Bastidas- Pérez, S. 1996. Botánica y morfología del chontaduro *Bactris gasipaes*, pp 9- 24. En CORPOICA- Centro de Investigación El Mira. (Editores), Curso Cultivo e Investigación del Chontaduro (*Bactris gasipaes* H.B.K.) para Fruto y Palmito. CORPOICA. Tumaco Nariño. 83p.

Bayer Cropscience. 2012. DIPEL. Hoja de seguridad para materiales de acuerdo a NTC4435. Dipel wg 6,4 24x500gr BAG CO. Ficha técnica Fecha de revisión: 25.05.2011. Fecha de impresión: 19.09.2012. Santafé de Bogotá. 5 p.

Bayer Cropscience. 2012. Sevin. Ficha técnica. Fecha de revisión 2019. 5p.

Blackwelder, R. E. 1947. Checklist of the coleopterous insects of Mexico, Central America, the West Indies, and South America. Part 5. Curculionidae. Bull. U.S. Nat. Mus: no. 185, pp. 791-921.

Bondar, G. 1913. A praga do *Alurnus* ou barata do coqueiro (*Cocos nucifera*). Chac e Quint 8(3) 12-13.

Bondar, G. 1940. Insetos nocivos e molestias do coqueiro (*Cocos nucifera*) no Brasil. Tipografía Naval, Bahia. Nro 8. 160 p.

Bocanegra, H. & I. Lozano. 1.993. Contribución preliminar al registro taxonómico y aspectos ecológicos del orden Coleóptera Familia Curculionidae, Subfamilia Rhynchophorinae en el Bajo Calima, Valle del Cauca Colombia. Tesis de pregrado, Facultad de Ingeniería Forestal, Universidad del Tolima. 45 p.

Bravo-Alegría, WM, 2018. Sinopsis sobre fitotecnia y fitosanidad del cultivo de chontaduro (*Bactris gasipaes* K.). Universidad del Pacifico, Programa de Agronomía. Tesis de Grado. 52 p.

Calvache, H: Mejia, A: & Munoz, J. 1995. Acción de *Metamasius hemipterus* en la transmisión del anillo rojo de la palma aceitera. *Palmas* 15(4): 17-22.

Calvache H: Franco, P: Aldana J. A: Aldana, R. 2000. Plagas de la palma de aceite en Colombia. Cenipalma. 91 pp.

Cardona M: C. 1998. Entomología económica y manejo de plagas. Departamento de Agricultura. Universidad Nacional de Colombia. Palmira 99p.

Carreño-Correa, R.D: Salazar-Mercado, S.A. & Espinel-Rodríguez, M. 2013. Evaluación de cebos para el control de *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae) en el cultivo de *Elaeis guineensis* Jacq (Arecales: Arecaceae). *Revista Agronomía*. 21(2): 65-72.

Ceballos, JE. 1996. Estudio del complejo Curculionidae causante de daños en cultivos de chontaduro en la region del Bajo anchicayá pacífico colombiano. 5 p. En: Fundación Herencia Verde-FHV. 1996 (ver ficha completa).

Champion, G.C. 1902-1906. Biología Centrali Americana. Insecta Coleoptera. Rhynchophora. Curculionidae. Curculioninae (part), Vol 4 pt 4 pp. 1-144: pls 1-(1902); pp 145-312, pls. 9-16 (1903); pp. 313-440, pls. 17-21 (1904); pp 441-600, pls 22-29 (1905); pp. I-viii, 601-750, pls. 30-35 (1906a).

Chinchilla, C. M: A. C. Oehlschlager, and L. M. Gonzalez. 1993. Use of pheromone-based traps for the management of the American palm weevil, *Rhynchophorus palmarum* in a commercial oil palm plantation, *in* Proceedings, International Oil Palm Congress, 20-25 September 1993. Palm Oil Research Institute of Malaysia, Kuala Lumpur, Malaysia.

Chinchilla, C. M: A. C. Oehlschlager, 1996. A Pheromone based trapping system for *Rhynchophorus palmarum* and *Metamasius hemipterus*. ASD Oil Palm Papers (Costa Rica), No. 12: 11-17.

Consejo Departamental de Ciencia, Tecnología e Innovación del Valle del Cauca-CODECTI. 2011. Plan estratégico regional de ciencia, tecnología e innovación del Valle del Cauca-PERCTI. Gobernación del Valle del Cauca. Santiago de Cali. 112 p.

Ciba-Geigy, PROFILE. 1990 Hoja de información de seguridad de producto y cancelación voluntaria del Phosphamidon-Dimecron®, por parte de Ciba-Geygi. 4p.

Constantino, L. M & LC. Pardo. 1999. Controladores biológicos naturales en el Cultivo de Chontaduro pp 37-38. En: Alternativas para el manejo integrado de plagas en chontaduro. Juan Felipe Henao Recopilador. PRONATTA, WWF, COOPMAB & Fundación Herencia Verde. Feriva, Cali, 42 p.

Constantino, L. M, H. C. Sinisterra & A. Torres Campaz. 2003. Manejo integrado del barrenador del fruto de chontaduro *Palmelampus heinrichi* con pequeños productores del municipio de Guapi, Cauca, Ríos Napi y Guapi, Litoral Pacífico Caucano pp 4-14. En: Alternativas para el manejo integrado de plagas en chontaduro. Juan Felipe Henao Recopilador. PRONATTA & Fundación Levante en Marcha. Feriva, Cali, 42 p.

Cuadros, H. 1978. Biometría de racimos y frutos del chontaduro. Pp 18-23. En En Patiño, V.M. 1978A. El Chontaduro. Primera reunión sobre selección, cultivo e industrialización del cachipay o chontaduro *Bactris gasipaes* HBK. Cali 26-27 de enero de 1978 (ver ficha bibliográfica).

Cyanamid, 1998. Hoja de información de seguridad de producto Azodrín®, Monocrotofos. Cyanamid de México, 6 p.

DUPONT. 2013. Ficha técnica para Lannate, Methomyl. 13 p.

Eberhard, WG. 1983. Behavior of adult bottle brush weevils (*Rhinostomus barbirostris*) (Coleoptera: Curculionidae). Rev. Biol. Trop: 31 (2): 23 3-244.

Escobar, J.; Zuluaga, J.; Y Rojas, A: Yasno CA. & Cardenas, CA: 1998. El cultivo del chontaduro (*Bactris gasipaes* H.B.K) para fruto y palmito. Corpoica-PRONATTA. Produmedios, Santafé de Bogotá. 20 p.

Falcon, L.A. & Smith, R.F. 1983. El concepto de control integrado de plagas. p. 15-20. - En: Yuca: control integrado de plagas. PNUD-CIAT. Cali. 361p.

Farnworth, Edward G: Y FRANK B. GOLLEY. 1977. Ecosistemas frágiles: Evaluación de la investigación y aplicaciones en los neotrópicos. Informe del Instituto de Ecología de la Universidad de Georgia. Ed. Fondo de Cultura Económica. México. 383 pp.

Figueroa, A. 1977. Insectos y Acarinos de Colombia. Palmira: Universidad Nacional de Colombia. 685 pp.

Fischer, CR. 1935. Os Coleopteros phytophagos da tribu Alurnini, pragas das palmeiras (Chysomelidae, Hispinae). Revista de Entomología Vol 5 pp 257-292, Illus.

FMC CORP. 1995. Hoja de datos de seguridad. Inclusión en el procedimiento de ICP. Furadan® Carbofuran, Latinoamérica, Buenos Aires, Argentina (incluye a Azodrin^R, Monocrotophos^R y Nuvacron^R). 14 p.

Fundación Herencia Verde-FHV. 1996. Propuesta para el desarrollo de investigaciones, apoyo a la sostenibilidad productiva y procesos de formación y gestión ambiental con las comunidades ribereñas del Río Anchicayá” Editado por AA. Alarcón Gaviria, presentado al WORLD WILDLIFE FUND-USA y a la Fundación Interamericana-IAF, Santiago de Cali. 32 p más 4 anexos de 94 p. (Documento interno FHV).

Giblin-Davis, RM: JE. Peña & RE. Duncan. 1994. Lethal pitfall trap for evaluation of semiochemical mediated attraction of *Metamasius hemipterus sericeus* (COLEOPTERA: CURCULIONIDAE) Florida Entomologist Vol. 77(2): 247-255

Gondim, MGC. & GJ. De Moraes. 2003. Life cycle of *Retracrus johnstoni* Keifer (Acari: Phytoptidae). Neotropical Entomology 32(2):197-201.

Gonzalez, CG & RE. Sinisterra. 2016. Monitoreo de insectos plaga en chontaduro (*Bactris gasipaes* HBK) mediante trampas en el Corregimiento N° 8, del Distrito Especial de Buenaventura. Universidad del Pacífico. Programa de Tecnología en Agronomía. Informe de pasantía. Buenaventura. Valle del Cauca. 59 p.

Graefe, S: Dufour D: Van Zonneveld M: Rodríguez F: González. F. 2012. Peach palm (*Bactris gasipaes*) in tropical Latin America: implications for biodiversity conservation, natural resource management and human nutrition. Biodivers Conserv (2013) 22:269–300.

Herrera-Caicedo, J.O. 2016. Caracterización del complejo de barrenadores de Estípite (Coleóptera: Curculionidae) en el cultivo de chontaduro, en la zona rural de Buenaventura, Valle del Cauca. Facultad de Ciencias y Tecnologías. Programa Agronomía. Buenaventura. 48 p.

Instituto Colombiano Agropecuario. 1972-1974. Boletín Notas y Noticias Entomológicas. ICA Tibaitatá. Programa de Entomología.

Instituto Geográfico Agustín Codazzi. 1988. Suelos y Bosques de Colombia. 134 p.

Jimenez, O: Tróchez, AL & Peña, E. 1994B. Observaciones sobre la biología, y comportamiento del barrenador del fruto del chontaduro pos. *Geraeus* sp (Coleóptera: Curculionidae). Revista Colombiana de Entomología Vol. 20 (4): 235-240.

King, ABS & Saunders, JL. 1984. Las plagas Invertebradas de cultivos anuales alimenticios en América Central. CATIE, Turrialba, Costa Rica. Overseas Development Administration. Tropical Development and Research Institute (Londres). 182 p.

Kranz, J: H. Schmutterer & W. Koch (Editores). 1982. Enfermedades, plagas y malezas de los cultivos tropicales. (En colaboración con 152 científicos) GTZ, Eschborn-Berlín. 722 p.

Lehmann-Danzinger, H. 1992. Insectos en el chontaduro y ensayos para el control de la caída de frutos. Informe técnico Co92IP-3 (27.08.1992). Pequeños Proyectos Productivos. Costa Pacífica Fase I - Corporación Autónoma Regional del Cauca (CVC). Cali, Colombia-Comisión Económica de la Comunidad Económica Europea (CEE), Cali, Colombia. 23 pp.

Lehmann-Danzinger, H. 1993A. Reconocimiento de las cuencas de los ríos Naya, Micay y Saija: Primera evaluación de enfermedades y plagas de cultivos agrícolas). Informe técnico Co89-P2

(07.08.1989), Pequeños proyectos productivos-Corporación Autónoma Regional del Cauca (CVC)-Comisión Económica de la Comunidad Económica Europea (CEE), Cali, Colombia. 58 pp.

Lehmann-Danzinger, H. 1993C. Evaluación de ensayos preliminares para el control de insectos responsables del desgranamiento del chontaduro (*Bactris gasipaes*) y Primera identificación de insectos. Informe técnico Co93-3 (Diciembre de 1993); Proyecto Costa Pacífica Fase II - Corporación Autónoma Regional del Cauca (CVC). Cali, Colombia-Comisión Económica de la Comunidad Económica Europea (CEE). Buenaventura, Colombia. 89 p.

Lehmann-Danzinger, H. 1993D. Caída de frutos del chontaduro (*Bactris gasipaes*) en el Pacífico Central de Colombia identificación y control de los insectos responsables). Informe técnico Co93-1(31.07.1993); Proyecto Costa Pacífica Fase II -Corporación Autónoma Regional del Cauca (CVC). Cali, Colombia-Comisión Económica de la Comunidad Económica Europea (CEE). Buenaventura, Colombia. 36 p.

Lehmann-Danzinger, HL: O. Gutmann, MC. Lasso, R. Mayo, T. Ponce, O. Caicamo, VM. Silva, N. Pérez, GA. Riascos, MS. Muñoz, F. Cambindo & ME Burbano. 2013. Dramatic fruit fall of peach palm in subsistence agriculture in Colombia: Epidemiology, cause and control. Conference on International Research on Food Security, Natural Resource Management and Rural Development organised by the University of Hohenheim. September 17-19, 2013. Tropentag, Stuttgart, Germany. 11 p.

Leterme P, García MF, Londoño AM, Rojas MG, Buldgen A. & Souffrant WB. (2005). Chemical composition and nutritive value of peach palm (*Bactris gasipaes* Kunth) in rats, Journal of the Science of Food and Agriculture, 85: 1505-1512.

Lôhr, B & Parra, P. 2014. Manual de trapeo del picudo negro de las Palmas *Rhynchophorus palmarum* en trampas de feromonas adaptadas a la situación particular de pequeños productores de la costa del Pacífico Colombiano. CIAT. ISBN impreso 978-958-694-140-2. ISBN digital 978-958-694-141-9. 16p.

Martínez, M. 2011. Entomofauna asociada a la polinización de chontaduro (*Bactris gasipaes* HBK) en el bajo Anchicayá, Distrito de Buenaventura. Tesis programa de Agronomía, Universidad del Pacífico Buenaventura, Colombia. 49 pp

Marvaldi AE & Lanteri A. 2005. Key to higher taxa of South American weevils based on adult characters (Coleoptera, Curculionoidea). Revista Chilena de Historia Natural 78: 65-87.

Mejia MA. 1978. Estudio socioeconómico del chontaduro en Buenaventura. Pp 34-40. En PATIÑO, V.M. 1978A. El Chontaduro. Primera reunión sobre selección, cultivo e industrialización del cachipay o chontaduro *Bactris gasipaes* HBK. Cali 26-27 de enero de 1978 (ver la ficha respectiva).

Mena, E. 1978. Observaciones sobre chontaduro en Tumaco. p 41-42. En: PATIÑO, V.M. 1978A. El chontaduro. Primera reunión sobre selección, cultivo e industrialización del cachipay o chontaduro *Bactris gasipaes* HBK. Cali 26-27 de enero de 1978. (ver la ficha respectiva).

Metamidofos^f. 1997. Ficha técnica. Inclusión en procedimientos ICP. 14 p.

Mora-Urpí, J. 1983. El pijuayo (*Bactris gasipaes* Kunth.): origen, biología floral y manejo agronómico. p. 118-160. In Palmeras poco utilizadas de América tropical. Informe de la Reunión Consulta. Turrialba, Costa Rica. Anexo 9. FAO ICA-TIE.

Moura JIL & Vilela EF. 1998. Pragas do coqueiro e dendezeiro, Ed. Aprenda Fácil, Viçosa, Minas Gerais, Brasil,

O'brien C. & Kovarik P. 2000. A new genus and new species of weevil infesting fruits of the palm *Bactris gasipaes* H.B.K. (Coleoptera: Curculionidae). The Coleopterists Bulletin 54(4): 459-465.

Oehlschlager AC, Chinchilla C, Gonzalez L, Jiron L, Mexzon R & Morgan B. 1993. Development of a pheromone-based trapping system for the American Palm Weevil, *Rhynchophorus palmarum*. Journal of Economical Entomology 86(5): 1381-1392.

Pardo-Locarno LC. 1992. Contribución al estudio de los coleópteros de interés agrícola y forestal en la cuenca Calima-Bajo San Juan (Valle-Chocó) Colombia. CESPEDSIA. Vol. 19 (62/63): 47-86.

Pardo Locarno LC. 2007. Problemas agrícolas y ambientales del cultivo de chontaduro (*Bactris gassipaes*) en la costa Pacífica del Valle del Cauca, avances en la investigación. Revista ASIAVA (Asociación de Ingenieros Agrónomos del Valle). No. 79: 22-25. ISSN 0122 4441.

Pardo-Locarno LC. 2014. Cantarofilia y escarabajos polinizadores observados en el cultivo de chontaduro (*Bactris gasipaes* Kunth) en Buenaventura, Valle Boletín del Museo Entomológico Francisco Luís Gallego ISSN 2027-4378. Volumen 7 (2): 7-19. Junio, 2015.

Pardo-Locarno LC. 2017. Manejo sostenible del cultivo de chontaduro en la selva húmeda del pacifico colombiano. Documento Técnico. Convenio de Asociación No 062-2017 del Fondo Participativo de la Acción Ambiental-FPAA CVC, Corporación Biodiversa y Consejo Comunitario del Alto y Medio Dagua CCAMDA. Santiago de Cali. 60 p. ISBN 978 958-48 3580-2.

Pardo-Locarno LC, Constantino LM, Agudelo R & Caicedo B. 1997. Complejos entomológicos del chontaduro (*Bactris gasipaes* H.B.K.) en el Bajo Anchicayá, Valle. En: XXIV Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología (SOCOLEN). Pereira. Resúmenes, Pp: 78

Pardo-Locarno, L.C.; Constantino L.M.; Agudelo R.; Alarcón, A.; Caicedo, V. 2005. Observaciones sobre el gualapán (Coleóptera: Chrysomelidae: Hispinae) y otras limitantes entomológicas en cultivos de chontaduro (*Bactris gasipaes* H.B.K.) en el Bajo Anchicayá. Acta agronómica (Colombia). 54(2):25-31.

Pardo Locarno LC, Vallecilla Camacho H & Viveros E A. 2010. Problemas agroambientales en la zona rural de Buenaventura: la necesidad de investigar y validar propuestas ecológicas en el cultivo de Chontaduro. 4 pp. Revista ASIAVA 86: 5-6. Septiembre-diciembre 2010, ISSN 0122 4441.

Pardo-Locarno, LC, Vallecilla H & Caicedo R. 2015a. Avances en el diagnóstico fitosanitario del cultivo de chontaduro en la zona rural de Buenaventura, Valle. Revista Científica Sabia, Vol. 3: 39-53 Buenaventura – Colombia. Enero – diciembre 2014 ISSN 2323-0576.

Pardo-Locarno LC, Vallecilla H & Caicedo N. 2015b. Manejo sostenible del cultivo de chontaduro en la zona rural de Buenaventura, Valle. Cartilla Divulgativa. Séptima convocatoria del Fondo Participativo para la Acción Ambiental-CVC. Convenio Asociación Agroecológica Frutas del Pacífico-Corporación Autónoma Regional-CVC. Buenaventura, Valle. 35 p. ISBN 978-958-46-8321-2.

Pardo-Locarno LC, Sevilla-Guio F & Amézquita E. 2017. Macroinvertebrados edáficos en cultivos de caña de azúcar, ganadería silvopastoril y un relicto forestal en el valle del río Cauca (Colombia) Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa (S.E.A.), Nº 60 (31/06/2017): 301–312. ISSN: 1134-9064.

Pardo-Locarno LC, Vallecilla H, Diaz-Dagua C, Constantino LM.. 2019. Determinación y registro del barrenador de raquis foliar *Cholus bicinctus* Champion (Coleoptera: Curculionidae) en el cultivo de chontaduro (*Bactris gasipaes* Kunth) en la costa pacífico de Colombia. Investigación Agropecuaria (México) 16 (1): 1-8. 2019. ISSN: 2007-1353.

Patiño H. 1980A. Trascendencia del enfoque ecológico en el diagnóstico de problema fitosanitarios. Acta Agronómica 30 (1-2): 135-139.

Patiño H. 1980B. Malezas, matorral, rastrojo, recurso natural de inestimable valor ignorado. Rev. COAGRO. 30: 9-12.

Patiño H. 1985. Los sistemas selváticos, un marco de referencia ecológica para el manejo fitosanitario en el trópico. En I y II Curso Internacional Intensivo de Manejo Integrado de Plagas en Cultivos de Algodón, Caña de Azúcar, Yuca y Soya ICA CNIA Palmira 24-30 de octubre y 20-26 de noviembre de 1984. IICA-ICA. Serie de ponencias, resultados y recomendaciones de Eventos Técnicos. Nro. 352: pp 61-74. Bogotá.

Patiño-Cruz H & Quintero H. 1981. Trascendencia ecológica de la selva tropical con referencia especial al Neotrópico: una visión actualizada a la luz de la investigación las últimas décadas. (Partes I y II). Parte I Revista COAGRO. 38 noviembre diciembre de 1981 pp 27-32; Parte II Revista COAGRO, 39 Enero-Febrero de 1982 pp 23-28.

Patiño VM. 1958. El cachipay o pejibaye en la cultura de los indígenas de la América Tropical. Instituto Indigenista Interamericano. México D. F. 62 p.

Patiño VM. 1978a. El chontaduro. Primera reunión sobre selección, cultivo e industrialización del cachipay o chontaduro *Bactris gasipaes* HBK. Cali 26-27 de enero de 1978. Departamento del Valle del Cauca. Secretaria de Agricultura y Fomento. Sección Divulgación y Publicaciones. CONIF-Jardín Botánico del Valle-Instituto Matía Mulumba de Buenaventura. Cali, Colombia 87 p.

Patiño VM. 1978b. El chontaduro proyectos de investigación. Segunda Reunión sobre Chontaduro Presentación de proyectos a Colciencias. Cali marzo 31 de 1978. Departamento del Valle del Cauca. Secretaria de Agricultura y Fomento. Sección Divulgación y Publicaciones. CONIF-Secretaria de Agricultura y Fomento-Jardín Botánico del Valle-Instituto Matía Mulumba de Buenaventura. Cali, Colombia 147 p.

Patiño VM. 1978C. El chontaduro en Buenaventura. Publicaciones del Jardín botánico Juan María Céspedes. Boletín Informativo Nro. 3 de 1978. Cali, Colombia 40 p.

Patiño VM. 1979. El chontaduro. Estado actual de las investigaciones. Secretaria de Agricultura y Fomento del Valle. Unidad de Investigaciones Botánicas. Patiño, V.M. Editor. Cali, Colombia. 79 p.

Patiño VM. 1982. El chontaduro. Informe de investigaciones realizadas con Colciencias. Instituto Vallecaucano de Investigaciones Científicas-INCIVA. Documento Interno. Patiño, V.M. Editor. Cali, Colombia. 86 p (Anexos I-VII).

Patiño VM. 1989. Comportamiento de plantas nativas colombianas bajo cultivo: Situación actual del cultivo del chontaduro. Rev. Acad. Colomb. Cienc. 17 (65): 259-264. ISSN 0370-3908.

Patiño VM. 2002. Historia y dispersión de los frutales nativos del neotrópico. Santiago de Cali. CIAT. 326 p.

Pava J, Castillo CE, González AO & Patiño H. 1983. Aspectos de interés fitosanitario de la palma de chontaduro *Bactris gasipaes* H.B.K. en algunas regiones de los departamentos de Valle y Choco. Acta Agronómica 33 (1): 25-35.

Peña-Rojas E. 1996. Plagas y enfermedades del chontaduro (*Bactris gasipaes*) En: Corpoica. Curso cultivos e investigaciones del chontaduro. Tumaco, Nariño, mayo 21-23, pp 63-68.

Peña-Rojas E Reyes-Cuesta R & Bastidas S. 2002. Reconocimiento del daño y manejo del insecto *Palmelampus heinrichi* barrenador del fruto del chontaduro en la Costa Pacífica Colombiana. Corpoica y Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural de Colombia, Programa Nacional de Transferencia de Tecnología-PRONATTA. Boletín 20: 16 p San Andrés deTumaco, Abril 20 de 2002.

Peña-Rojas E, Reyes-Cuesta R & Da Pantoja Romero. 2015. Nueva identificación taxonómica para el insecto barrenador (*Palmelampus heinrichi*) Revista Corpoica. Artículo divulgativo. 2 p.

Peña-Rojas E, R & Valencia N. 2005. Reconocimiento preliminar de palmas hospederas del insecto *Palmelampus heinrichi* barrenador del fruto del chontaduro (*Bactris gasipaes* HBK) en el municipio de Tumaco. Revista Regional Novedades Técnicas Año 6 Número 6 de 2005 pp 31-33 ISSN 0123 0697

Perez AL: Campos Y, Chinchilla CM, Oehlschlager AC, Gries G, Gries R, Giblin-Davis R M, Castrillo G, Pena J E, Duncan R E, Gonzalez L M, Pierce H D, JR: Mcdonald R & Andrade R 1997. Aggregation pheromones and host kairomones of West Indian sugarcane weevil, *Metamasius hemipterus sericeus*. Journal of Chemical Ecology 23(4): 869-888

Pérez D & Iannacone J. 2006. Aspectos de la bioecología de *Rhynchophorus palmarum* (Linnaeus) (Coleóptera: Curculionidae) en el pijuayo (*Bactris gasipaes* H.B.K.) (Arecaceae), en la Amazonia peruana. Rev. Peruana Entomol. 45: 138-140.

Posada FJ. 1988. Manejo de vectores insectiles del anillo rojo en palma africana. Informe Programa de Entomología ICA Caribia Santa Marta. 15 p.

Posada L. 1989. Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. Instituto Colombiano Agropecuario. 662 p. (Boletín técnico No. 43).

Primavesi A. 1979. Manejo ecologico do solo: a agricultura en regioes tropicais. Sao Paulo, Livraria Nobel. 549 p.

Quintero BA & Pardo-Locarno LC. 2017. Escarabajos (Coleóptera: Melolonthidae) asociados a la floración del chontaduro (*Bactris gasipaes* Kunth) en Buenaventura, Valle del Cauca, Colombia. Revista Investigación Agropecuaria 14(1): 1-12. Nov 2016- Mar 2017, México. ISSN: 2007-1353.

Raigosa J. 1974. Nuevos diseños de trampas para el control de plagas en caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.). En: Memorias II Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología 7-10 jul 1974. Cali, Colombia. p. 5-24.

Restrepo J. 1994. Teoría de la Tropobiosis, plantas enfermas por el uso de agrotóxicos. Documento web. Digitalización: jafm2000. 45 p.

Restrepo LG, Rivera F. & Raigosa JD. 1982. Ciclo de vida, hábitos y morfometría de *Metamasius hemipterus* Olivier y *Rhynchophorus palmarum* Linnaeus (Coleoptera: Curculionidae) en caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.). Acta Agronómica 32(1 /4): 33-44.

Restrepo J, Vinazco LH, Estupiñan J. 2012. Estudio comparativo del contenido de ácidos grasos en 4 variedades de chontaduro (*Bactris gasipaes*) de la región del Pacífico Colombiano. Revista de Ciencias. Universidad del Valle. Vol 16: 123-129.

Reyes-Cuesta, R; Peña- Rojas, EA y Gómez-Soto, J (Editores). 2000. El cultivo de chontaduro (*Bactris gasipaes* K.) para Palmito. CORPOICA- MADR-COLCIENCIAS- BID- Universidad del Nariño- Conservas del Pacífico- Palmito del Paraíso Ltda. Manual Técnico N° 4, San Andrés de Tumaco. 130 p.

Reyes-Cuesta, R. 1996. Cosecha y producción del chontaduro, pp 69- 78. En Corpoica- Centro de Investigación El Mira (Editores), Curso Cultivo e Investigación del Chontaduro (*Bactris gasipaes* H.B.K.) para Fruto y Palmito. CORPOICA. Tumaco Nariño. 83p.

Reyes-Cuesta, R. 1996. Distribución geográfica e importancia económica del chontaduro, pp 4-8. En Corpoica- Centro de Investigación El Mira. (Editores), Curso Cultivo e Investigación del Chontaduro (*Bactris gasipaes* H.B.K.) para Fruto y Palmito. CORPOICA. Tumaco Nariño. 83p.

Reyes-Cuesta, R; Ortiz, G; Peña- Rojas, E.A; Arcila-González, B. 2000. Manejo de vivero de chontaduro (*Bactris gasipaes* K) para la producción de palmito. CORPOICA-Universidad del Nariño- Colciencias- BID- MADR-Conservas del Pacífico-Palmito Del Paraíso Ltda. Boletín Técnico No 15.13p.

Sanabria, C. 2014. El picudo del pejibaye. Boletín Científico Laboratorio Central de Diagnóstico de Plagas Servicio Fitosanitario del Estado. Costa Rica. N° 1: 9 p.

Sánchez, P; K. Jaffé, J. Hernández & H. Cerda. 1993. Biología y comportamiento del picudo del cocotero *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae). Bol. Entomol. Venez: 8(1): 83-93.

Senanayake, R. & Jack J. 1998. Analogue Forestry: An Introduction. (Monash Public Geog No. 49). 145 p.

Soto, M. A. 1990. El cultivo del chontaduro. Horticultura moderna. Abril-junio. Año IV. Pp. 15-23.

- Sumano D, Sánchez S, Romero J. & Sol A. 2012. Eficacia de captura de *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Dryophthoridae) con diferentes diseños de trampas en tabasco, México. *Revista Fitosanidad*. 16(1):43-48.
- Staines, CL. 2013. A review of the genus *Alurnus* Fabricius, 1775 (Coleóptera: Chrysomelidae: Cassidinae) *Insecta Mundi* 0291: 1-34.
- Toro-Restrepo LJ. 1997. El embolsado de la espata del chontaduro y su efecto en el control del *Geraeus* sp. Universidad Nacional de Colombia Sede Medellín Facultad de Ciencias Agropecuarias Proyecto Bosques de Guandal Abril de 1997. 37 p.
- Tracy, MD. 1985. The pejobaye fruit: problems and prospects for its development in Costa Rica. Thesis PhD. The University of Texas at Austin. 110 pp.
- Trochez, A. 1992. Proyecto de manejo del barrenador de fruto del chontaduro pos *Geraeus* (Coleóptera: Curculionidae) en la Costa Pacífica. Informe preliminar abril 12 de 1991 PPP-CVC-CEE Puerto Merizalde (Río Naya) Valle. Colombia. 25 pp
- Trochez, A & Silva, V.M. 1992. Proyecto de control de barrenador del fruto del chontaduro pos *Geraeus* (Coleóptera: Curculionidae) en la Costa Pacífica. Documento interno CVC. Convenio CVC-CEE. Cali. 26p.
- Vallecilla, HN, Caicedo, R & Caicedo B. 2010. El cultivo de chontaduro en el Bajo Anchicayá, concertación del sistema tecnificado ajustado a las condiciones locales. Cartilla divulgativa. Contrato 514-C-00-06-00301-00 USAID/MIDAS/Alcaldía de Buenaventura/AAFP. 12 pp.
- Valencia, R.R, Montúfar H, Navarrete H & Balslev H. 2013. Palmas ecuatorianas: biología y uso sostenible. Universidad Católica del Ecuador. Department of Biosciences Aarhus University Denmark. Quito, Ecuador 19 p.
- Vargas, E. 1989. Enfermedades del follaje del chontaduro pos. *Geraeus* sp. (Coleoptera: Curculionidae). Boletín técnico No 229. Convenio ICA-Corpoica, 24 p.
- Vasquez, G. L. 1977. Contribución al reconocimiento de insectos dañinos en la palma de chontaduro *Guilielma gasipaes* (H.B.K.) Bailey en tres zonas determinadas de la Costa Pacífica. Tesis de pregrado. Facultad de Ciencias Agropecuarias Palmira. 108 p.
- Vásquez J, O'Brien CH & Couterier G. 2000. *Dynamis nitidulus* (Coleoptera: Curculionidae), nueva plaga del pejiyabe. *Revista Manejo integrado de plagas*. Costa Rica 58: 70-72.
- Vaughan, MA: 1993. Informe técnico MIP931. Convenio CVC-CEE. Corporación Autónoma Regional del Cauca (CVC)-Comisión Económica de la Comunidad Económica Europea (CEE) Pequeños Proyectos Productivos. Cali. 48 p.

- Vaurie, P. 1966. A Revision of the Neotropical genus *Metamasius* (Coleoptera, Curculionidae, Rhynchophorinae), Species Groups I and II. Bulletin of the American Museum of Natural History, 131: 211-338.
- Vaurie, P. 1967. A revision of the Neotropical Genus *Metamasius* (Coleoptera, Curculionidae, Rhynchophorinae). Bulletin of the American Museum of Natural History, 136: 175-268.
- Vaurie, P. 1981. Revision of *Rhodobaenus*. Pt. 2. Species in North America (Canada to Panama) (Coleoptera, Curculionidae, Rhynchophorinae). Bulletin of the American Museum of Natural History, 171: 121-197.
- Velasco, A. 1986. El cultivo del chontaduro, *Bactris gasipaes* H.B.K. En: III Seminario sobre Recursos Vegetales Promisorios. Universidad Nacional de Colombia-Medellín. Memorias pp. 142-157.
- Velasco. A: 1988. El Palmito de Chontaduro (*Bactris gasipaes* H. B. K). Una alternativa de producción en la parte media de los ríos del convenio CVC-CEE-PPP. Convenio CVC-CEE. Puerto Merizalde, Buenaventura. 24 pp.
- Wattanapongsiri, A. 1966. A revision of the genera *Rhynchophorus* and *Dynamis* (Coleoptera: Curculionidae). Thesis doctor, University State Oregon. USA. 418 p.
- Weir, D. & M. Shapiro. 1982. Círculo del veneno. Ed. Terra Nova. México. 135 p.
- Yanguéz-Bernal, JA. 1975. Distribución, importancia económica y domesticación de la palma Chonta. (*Bactris gasipaes*). Revista Colombiana de Antropología 19:397-422.
- Yepes, F. 1997. Consideraciones básicas sobre picudos (Coleóptera: Curculionidae) de importancia económica en Colombia. Universidad Nacional de Colombia, Medellín: Cuadernos Divulgativos en Entomología No. 2. 52 p.
- Zenner De Polania, I. & Posada, FJ. 1992. Manejo de insectos plagas y benéficos de la Palma Africana. Instituto Colombiano Agropecuario. Manual de Asistencia Técnica No. 54. Bogotá 124 p.

Trampeo como estrategia de manejo de *Rhynchophorus palmarum* (Coleoptera: Dryophthoridae)

Luis Guillermo Montes-Bazurto¹, Alex Enrique Bustillo-Pardey¹

¹ Programa de Plagas y Enfermedades Área de Entomología Cenipalma, Bogotá, Colombia.
<lmontes@cenipalma.org> abustillo@cenipalma.org

Introducción

El picudo negro de la palma, *Rhynchophorus palmarum* (L.) (Coleoptera: Dryophthoridae) es una de las plagas de mayor importancia en la palmicultura colombiana, debido a que es el vector del nematodo *Bursaphelenchus cocophilus* (Tylenchida: Aphelenchoididae), agente causante de la enfermedad anillo rojo (AR) (Hagley, 1963; Griffith, 1968, 1987; Chinchilla, 1991) y a su relación con la enfermedad pudrición del cogollo (PC).

En *Elaeis guineensis* Jacq. (Arecales: Arecaceae), los adultos de *R. palmarum* son atraídos por los aromas que producen los tejidos en fermentación afectados por la PC o expuestos luego de labores como poda o cosecha (Aldana *et al.*, 2010a). En cultivares híbridos *E. oleífera* x *E. guineensis*, *R. palmarum* puede encontrarse afectando las inflorescencias masculinas y andróginas (Aldana *et al.*, 2010b).

Las larvas se alimentan del tejido blanco del cogollo de las palmas llegando a afectar el meristemo y causando la muerte de la palma. Los adultos de *R. palmarum* son de hábitos diurnos y una vez infectados son capaces de diseminar *B. cocophilus*, aunque desde el estado de larva pueden adquirir el nematodo. La duración del ciclo de vida de *R. palmarum* fluctúa entre 167 y 190 días (Genty *et al.*, 1978; Aldana *et al.*, 2010a).

El uso de trampas para el monitoreo y control de adultos de *R. palmarum* ha sido una de las estrategias de manejo más estudiadas desde 1986, momento en el que se registró por primera vez el AR en el cultivo de palma de aceite en Colombia (Mondragón, 1988; Ramírez *et al.*, 2000). La identificación de la feromona Rhynchophorol emitida por el macho y el uso de tejido en fermentación (Rochat, 1990; Rochat *et al.*, 1991a, b), fue el inicio para el desarrollo de estrategias de trampeo en redes, para reducir las poblaciones de *R. palmarum*.

Desarrollo de trampas para la captura de adultos de *Rhynchophorus palmarum*

Las primeras trampas utilizadas para la captura de adultos de *R. palmarum*, eran trampas abiertas en las que solo se utilizaban tejidos de palma fermentados para la atracción de los adultos. Las trampas eran recipientes plásticos, abiertos por la mitad en forma de canoa, con trozos de palma en su interior impregnados con insecticidas de síntesis química o palmas erradicadas en las cuales se hacía un orificio en el que se asperjaba un insecticida (Mondragón, 1988) (Fig. 1). Sin

embargo, investigaciones posteriores demostraron que las mejores trampas para la captura de *R. palmarum* eran trampas cerradas.

El tipo de trampa más eficiente para el monitoreo de adultos de *R. palmarum*, es un recipiente plástico de 20 litros de capacidad, con dos ventanas de 8 x 12 cm en la parte superior del recipiente y una lona o saco adherida desde la base del recipiente hasta el nivel de las ventanas para facilitar el acceso de los adultos del picudo al interior de la trampa (Moya *et al.*, 2015) (Fig. 2).



Figura 1. Primeros diseños de trampas para la captura de adultos de *Rhynchophorus palmarum* en el cultivo de palma de aceite.



Figura 2. Trampa de mayor eficiencia para la captura de adultos de *Rhynchophorus palmarum*, utilizada en plantaciones de palma de aceite.

La identificación de la feromona Rhynchophorol (6-Methyl-2-hepten-4-ol) producida por el macho (Rochart *et al.*, 1991a; Do Amaral *et al.*, 2002) (Fig. 3) mejoró la atracción de adultos hacia las trampas en las que además de la feromona se debe colocar un atrayente kairomonal (Oehlschlager *et al.*, 1993). El mejor atrayente kairomonal es una mezcla de agua melaza fermentada en proporción 2:1 y trozos de caña de azúcar (Moya *et al.*, 2010, 2015; Montes y Ruiz, 2014).

La disposición del atrayente dentro de la trampa, se puede realizar en un dispensador que es un recipiente plástico de 600 cc de capacidad que en su parte superior tienen 60 huecos. Dentro del dispensador se colocan 300 cc de la mezcla agua melaza (2:1), fermentada durante 3 días antes de ser colocada en la trampa y 100 g de caña de azúcar (Fig. 3) (Moya *et al.*, 2010). Usar el dispensador para colocar el atrayente kairomonal en la trampa hace más económico el mantenimiento de la red de trampeo Montes y Ruiz, 2014).



Figura 3. Difusor de la feromona Rhynchophorol y dispensador en donde se coloca el atrayente kairomonal usado en trampas para la captura de adultos de *Rhynchophorus palmarum* en cultivos de palma de aceite.

Manejo de *Rhynchophorus palmarum* dentro del manejo integrado de la enfermedad del Anillo Rojo

El anillo rojo (AR) u hoja corta es una de las enfermedades letales que se presentan en los cultivos de palma de aceite y coco (Griffith, 1987; Chinchilla, 119, 1992). El principal diseminador de *B. cocophilus* es *R. palmarum*. Sin embargo, insectos asociados al cultivo de palma de aceite como

Metamasius hemipterus (Coleoptera: Curculionidae), *Dynamis borassi* (Coleoptera: Curculionidae) y *Limnobaris calandriiformis* (Coleoptera: Curculionidae) pueden ser portadores del nematodo (Calvache *et al.*, 1994; Motta *et al.*, 2008).

El manejo integrado del AR consiste primero en la identificación de palmas con síntomas externos e internos de la enfermedad. Luego la erradicación oportuna de las palmas identificadas con AR utilizando motosierra, picando el estípite y las hojas y haciendo una aspersion de un insecticida a los residuos para evitar la llegada de *R. palmarum* o *M. hemipterus*. Además, la protección de heridas causadas durante las podas o la cosecha a la palma mediante la aspersion de un insecticida y finalmente el establecimiento de redes de trapeo en las plantaciones con el fin de monitorear y capturar los adultos de *R. palmarum* (Motta *et al.*, 2008; Aldana *et al.*, 2015; Bustillo *et al.*, 2016).

Manejo de *Rhynchophorus palmarum* dentro del manejo integrado de la enfermedad de la Pudrición del cogollo.

La pudrición del cogollo (PC) causada por *Phytophthora palmivora* es la enfermedad más limitante de la palmicultura en Colombia (Torres *et al.*, 2015) y el control de *R. palmarum* es fundamental para tener éxito en la recuperación de las palmas enfermas.

El manejo de *R. palmarum* dentro del manejo de la PC incluye el uso de insecticidas para proteger la herida causada al remover el tejido afectado por , la eliminación de los sitios de reproducción y el establecimiento de redes de trapeo (Martínez, 2008; Sánchez *et al.*, 2010; Bustillo *et al.*, 2016).

Establecimiento de redes de trapeo para el monitoreo y control de adultos de *Rhynchophorus palmarum*.

Establecer redes de trapeo y eliminar los sitios de reproducción a nivel regional contribuye con la disminución de la infestación de *R. palmarum* como lo muestra la experiencia de Tumaco, Nariño luego de la epidemia de la PC (Quintero, 2010).

Las redes de trapeo para el monitoreo y control de *R. palmarum*, se establecen distribuyendo trampas en los perímetros de las plantaciones distanciadas cada 100 metros en plantaciones afectadas por la PC o el AR y hasta cada 400 metros en plantaciones con bajas incidencias de estas enfermedades (Motta *et al.*, 2008; Moya *et al.*, 2010; Aldana *et al.*, 2012; Bustillo *et al.*, 2016). (Fig. 4).

Cada trampa debe contener un difusor de la feromona que se debe cambiar cada 3 meses y el atrayente kairomonal de agua melaza y caña de azúcar que se debe cambiar cada 15 días. Simultáneamente con el cambio del atrayente kairomonal se debe realizar el registro de las

captura discriminando entre hembras y machos. Además, periódicamente se debe revisar el estado de la lona que se adhiere de la base de la trampa hasta la ventanas el cual se debe reemplazar una vez se deteriore (Motta *et al.*, 2008; Aldana *et al.*, 2010b, 2012; Moya *et al.*, 2010, 2015; Montes y Ruiz, 2014; Bustillo *et al.*, 2016).



Figura 4. Red de trapeo para el monitoreo y control de adultos de *Rhynchophorus palmarum* en el cultivo de palma de aceite.

Referencias

Aldana-De La Torre RC, Aldana J, Moya-Murillo OM, Bustillo-Pardey AE (2015). El Anillo rojo en palma de aceite. Cenipalma, Bogotá.

Aldana-De La Torre RC, Moya-Murillo OM, Aldana J, Gomes de Oliveira H (2012). Guía de bolsillo para el manejo de *Rhynchophorus palmarum*. Cenipalma, Bogotá

Bustillo-Pardey AE, Sarria GA, Aldana-De La Torre RC, Arango M (2016). Guía de bolsillo para el reconocimiento y manejo de las principales enfermedades e insectos plaga en el cultivo de la palma de aceite. Fedepalma, Bogotá

Bustillo-Pardey AE, Sarria GA, Aldana-De La Torre RC, Arango M (2016). Guía de bolsillo para el reconocimiento y manejo de las principales enfermedades e insectos plaga en el cultivo de la palma de aceite. Fedepalma, Bogotá

Calvache H, Mejia A, Hernandez M, Muñoz JM (1994). Acción de *Metamasius hemipterus* L. (Coleoptera: Curculionidae) en la transmisión del anillo rojo de la palma de aceite. Palmas (Colombia) 15:17–22. doi: .1037//0033-2909.I26.1.78

Chinchilla C (1991). The red ring-little leaf syndrome in oil palm and coconuts. ASD Oil Palm Pap (Costa Rica) 1:1–18

Chinchilla C (1992). El síndrome del anillo rojo-hoja pequeña en palma aceitera y cocotero. Palmas (Colombia) 13:33–56.

Do Amaral DM, Murta MM, Duarte AG, *et al* (2002). Aspectos práticos relacionados ao uso do Rincoforol, o feromônio de agregação da broca-do-olho-do-coqueiro *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae) no controle de pragas do coqueiro. Análise de sua eficiência em campo. Quim Nova 25:32–36

Genty P, Desmier de Chenon R, Morin JP (1978). Oil palm pest in Latin America. Oleagineux 33:334–335

Griffith R (1987). Red ring disease of Coconut palm. Plant Dis 71:193–196

Griffith R (1968). The mechanism of transmission of the red ring nematode. J. Agric. Soc. Trin. Tob 3:437–457

Hagley E (1963). The role of the palm weevil, *Rhynchophorus palmarum*, as a vector of red ring disease of coconuts. I. Results of Preliminary Investigations. J Econ Entomol 56:375–380. doi: 10.1093/jee/56.3.375

Martínez G (2008). Avances en la solución de la Pudrición del Cogollo de la palma de aceite en Colombia. Palmas (Colombia) 29:53–64

Mondragon V (1988). Anillo rojo en palma africana. Fedepalma, Bogotá

Montes-Bazurto LG, Ruiz E (2014). Eficacia y costo del trapeo para capturar *Rhynchophorus palmarum* (L.) usando caña de azúcar y melasa aislada. Palmas (Colombia) 35:33-40

Motta D, Aldana-De La Torre RC, Franco P, *et al* (2008). Anillo rojo - Hoja corta, Tercera Ed. Bogotá

Moya-Murillo OM, Aldana-De La Torre RC, Bustillo-Pardey AE (2015). Eficacia de trampas para capturar *Rhynchophorus palmarum* (Coleoptera: Dryophthoridae) en plantaciones de palma de aceite. *Rev Colomb Entomol* 41:18–23

Moya-Murillo OM, Aldana-De La Torre RC, Gomes de Oliveira H (2010). Implementación de técnicas de manejo de *Rhynchophorus palmarum*. Tecnologías para la agroindustria de la palma de aceite: guía para facilitadores. Cenipalma, Bogotá

Oehlschlager AC, Chinchilla C, Gonzalez LM, et al (1993). Development of a pheromone-based trapping system for *Rhynchophorus palmarum* (Coleoptera: Curculionidae). *J Econ Entomol* 86:1381–1392. doi: 10.1093/jee/86.5.1381

Quintero JL (2010). Dinámica de captura de adultos de *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae) en la red de monitoreo zona occidental. *Palmas (Colombia)* 31:17–27

Ramírez F, Calvache H, Mora S (2000). Comportamiento de las poblaciones de *Rhynchophorus palmarum* L. y *Metamasius hemipterus* (L.) (Coleoptera: Curculionidae) en una plantación de palma de aceite. *Palmas (Colombia)* 21:9–18

Rochat D (1990). *Rhynchophorus palmarum* L. sobre el comportamiento del insecto y su control por trampeo olfativo . Perspectivas. *Palmas (Colombia)* 1:69–79

Rochat D, Gonzales A, Mariau D, et al (1991a). Evidence for male-produced aggregation pheromone in american palm weevil, *Rhynchophorus palmarum* (L.) (Coleoptera: Curculionidae). *J Chim Ecol* 17:1221–1230

Rochat D, Malosse C, Lettere M, et al (1991b). Male-produced aggregation pheromone of the american palm weevil, *Rhynchophorus palmarum* (L.) (Coleoptera, Curculionidae): Collection, identification, electrophysiological activity, and laboratory bioassay. *J Chem Ecol* 17:2127–2141. doi: 10.1007/BF00987996

Sánchez C, Guerrero JM, Arias N, Beltrán J (2010). Resultados de la prueba piloto para el manejo de la pudrición del cogollo en el Campo Experimental El Palmar de La Vizcaína : una herramienta para la transferencia y adopción de tecnología. *Palmas (Colombia)* 31:13–26

Torres GA, Sarria GA, Martínez G, et al (2015). Bud Rot Caused by *Phytophthora palmivora*: A destructive emerging disease of oil palm. *Phytopathology* 106:320–329. doi: 10.1094/phyto-09-15-0243-rvW

***Rhynchophorus palmarum* (L.) (Coleoptera: Dryophthoridae) y su relación con enfermedades de la palma de aceite**

Ros Cecilia Aldana-De La Torre¹ & Alex Enrique Bustillo-Pardey¹

Programa de Plagas y Enfermedades Área de Entomología, Cenipalma, Bogotá, Colombia.
< raldana@cenipalma.org >_abustillo@cenipalma.org

***Rhynchophorus palmarum* (L.) (Coleoptera: Dryophthoridae) and its relationship with oil palm diseases**

Introducción

El picudo negro, *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Dryophthoridae) es una especie ampliamente distribuida en América tropical (Sumano *et al.*, 2012). Se han relacionado al menos 34 especies de plantas hospederas, pertenecientes a 12 familias, donde predominan las Arecaceae, consideradas hospederas naturales de este picudo, representadas por 22 especies entre palmas nativas ornamentales y cultivadas (Griffith, 1987; Jaffé y Sánchez, 1992).

En Colombia, *R. palmarum* es plaga de importancia económica en cultivos de Chontaduro (*Bactris gasipaes*), coco (*Cocus nucifera*) y palma de aceite (*Elaeis guineensis*). También, puede afectar otros cultivos como la caña de azúcar (*Saccharum officinarum*), la piña (*Ananas comosus*), y el plátano (*Musa paradisiaca*) (Rodríguez-Currea y Marulanda-López, 2017).

En el cultivo de palma de aceite, el picudo negro se constituye en un problema fitosanitario que impacta severamente tanto a cultivares *E. guineensis* Jacq., como híbridos interespecíficos *E. guineensis* x *E. oleifera*. (OxG) por su relación con las enfermedades Anillo rojo y Pudrición del cogollo, donde actúa como vector y barrenador y en ambos casos ocasiona la muerte de las palmas (Aldana *et al.*, 2015; Aldana, 2005; Acosta, 1991).

***Rhynchophorus palmarum* y el anillo rojo (AR).**

El picudo negro es el principal vector del nematodo *Bursaphelenchus cocophilus* (Cobb) Baujard, causante de la enfermedad Anillo rojo – hoja corta (AR) en palma de aceite. Enfermedad que se presenta con mayor incidencia en la costa norte y en los llanos orientales de Colombia. La sintomatología de la enfermedad se expresa conforme al cultivar, a la edad del cultivo y a la severidad o al tiempo de infección que tenga la palma enferma. Así mismo, se pueden presentar variaciones en la expresión de los síntomas de acuerdo con las condiciones ambientales y de manejo del cultivo. No obstante, los síntomas diagnósticos se conservan tanto en la parte externa como en la interna de la palma (Aldana *et al.*, 2015).

Tanto el insecto como el nematodo se alimentan y reproducen en las palmas, situación que facilita que *R. palmarum* adquiera el nematodo y lo disemine al visitar las palmas hospedadas. Los adultos de *R. palmarum*, se contaminan con el nemátodo cuando se alimentan en las de palmas enfermas con el AR, en residuos de palmas eliminadas con el AR, o en palmas silvestres contaminadas. Los nematodos se localizan cerca del ovipositor, en los intestinos, en la superficie del cuerpo, y debajo de los élitros del insecto (Calvache *et al.*, 1995, Chinchilla, 1992, Griffith, 1968; Hagley, 1963).

Las larvas del picudo también adquieren los nematodos infectivos cuando se alimentan en tejidos infectados, y se localizan en la boca, los espiráculos y la tráquea de las larvas. Durante el desarrollo larval, los nematodos permanecen en los sitios de reproducción, de modo que cuando emerge el adulto, éste lleva los nematodos tanto en el intestino como en su cuerpo (Aldana *et al.*, 2015, Calvache *et al.*, 1995, Chinchilla, 1992).

La incidencia del AR varía de una subregión a otra e inclusive dentro de una misma plantación. Esto depende de la edad del cultivar, la cercanía a las fuentes de inóculo. La población del insecto infectada con el nematodo y las prácticas de manejo utilizadas pueden incrementar la problemática, si éstas no son las adecuadas. La enfermedad no es común en palmas jóvenes menores a cuatro años debido a que aún no inician labores agronómicas como poda y cosecha y la incidencia de pudriciones y daños mecánicos es mínima.

Las heridas ocasionadas durante la ablación, al igual que la primera cosecha y la poda o cuando las palmas están infectadas por la PC, atraen al vector y las hacen susceptibles a adquirir el patógeno durante su alimentación (Aldana *et al.*, 2015). Los adultos del picudo transmiten el nematodo *B. cocophilus* en las axilas de las hojas de palmas sanas o en palmas enfermas por la PC. Los nematodos que el picudo lleva externa e internamente en su cuerpo lo abandonan para alojarse en las heridas de la palma o en la zona de cogollo de las palmas enfermas. La infestación también puede ocurrir durante la oviposición o a través de las heces (Chinchilla, 1992).

Las palmas con la PC facilitan la diseminación del AR, debido a que los adultos son atraídos por la fermentación que se genera producto de la descomposición de los tejidos jóvenes; si el adulto visitante está contaminado, inocula los nematodos durante el proceso de alimentación u oviposición. La palma con la PC puede durar varios años enferma y, si no se hace algún manejo, el AR no se detectará oportunamente convirtiéndose en foco de diseminación de la enfermedad.

En los Llanos orientales durante los años 90, alrededor de 90.000 palmas fueron erradicadas a causa de la enfermedad AR, las cuales representan unas 500 hectáreas. La incidencia de esta enfermedad se incrementó de 0,5% en 1990 a 8% en 2002 (Gómez *et al.*, 2004). Mosquera (2005) estimó que las pérdidas ocasionadas por la enfermedad en esta zona entre 1990 y 2004 fueron de aproximadamente ocho millones de dólares.

***Rhynchophorus palmarum* y la Pudrición del cogollo (PC).**

Las palmas con PC muestran que una vez ha ocurrido el daño inicial de *Phytophthora palmivora*, el agente responsable de iniciar las lesiones asociadas con esta enfermedad, se presenta la infección secundaria asociada a numerosos microorganismos oportunistas (Sarria et al., 2008), y la palma enferma se vuelve susceptible al ataque de *R. palmarum*, y los adultos son atraídos por la fermentación de los tejidos de las palmas enfermas. De este modo, en la medida que avanza la severidad de la enfermedad, es más atractiva para el insecto, incluso cuando empiezan a recuperarse de la enfermedad y donde el 50% o más de las palmas enfermas son colonizadas por el insecto (Figura 1). En casos avanzados, cuando ya hay colapso de flecha y pudrición de los tejidos más jóvenes, las palmas son más susceptibles al daño del insecto y la severidad de las barrenaduras, convirtiéndose en un sustrato para el desarrollo de larvas de *R. palmarum*, pudiendo causar la devastación de grandes extensiones (Figuras 1, 2). Situación evidenciada en el Suroccidente del país donde las poblaciones alcanzaron entre 400 y 3000 individuos/trampa/mes (Quintero, 2010)

La interacción *R. palmarum*-Pudrición de cogollo en Colombia, ha ocasionado en la última década la pérdida de 35,200 ha en el Suroccidente del país (Tumaco) con una pérdida económica: 3,1 billones de pesos, en el centro de país (Santanderes) un área de 37,900 ha con una pérdida económica de 2,3 billones y en el norte del país (Magdalena) buscando contener la enfermedad se han eliminado 1,400 ha de palma con costos que ascienden a 96 mil millones de pesos y un área perdida de 2,000 ha cuya pérdida económica es superior a las 141 mil millones (Coordinación de manejo Fitosanitario, 2019).

También, estas palmas están expuestas a ser infectadas con el nematodo *B. cocophilus*, si los adultos que las visitan están contaminados con el nematodo *B. cocophilus*, adquiriendo así el AR.

La sintomatología que la palma expresa es variable, depende del grado de afección de la PC y del estado de avance del AR. Razón por la cual es preciso mantener vigilancia continua para así evitar la muerte de las palmas por efecto del daño mecánico ocasionado por las larvas, y detectar y eliminar estas palmas porque se conviertan en foco de diseminación de la enfermedad AR.

En los Llanos orientales se estimó que este insecto como plaga directa, puede ocasionar la pérdida del 35% de las palmas atacadas, incrementando el costo de producción de una tonelada de aceite desde 0,9 hasta 13,5 dólares (Mosquera, 2006).

Interacciones *R. palmarum*, Anillo rojo y Pudrición del cogollo

La relación entre *R. palmarum* con las enfermedades AR y PC, han sido evidenciadas en las diferentes zonas cultivadas con palma de aceite en Colombia, especialmente en los Llanos orientales, donde las enfermedades PC y AR se presentan desde finales de los años 90. En la

figura 3a, se observa que durante los primeros años de establecimiento de la enfermedad PC, no había trapeo de *R. palmarum* y solo hasta que se evidencia la problemática se implementan las redes de trapeo mostrando un incremento importante en las poblaciones del insecto en la medida en que incrementa la incidencia de la PC, situación que va estrechamente relacionada con el incremento de los casos de AR (Figura 3b), lo que ha sido evidenciado en los llanos orientales donde la enfermedad ha sido importante, en las demás zonas palmicultoras ha sido evidente el incremento desmedido de las poblaciones de *R. palmarum* que han causado la muerte por daño mecánico debido a la baja eficiencia o ausencia de redes de trapeo de este picudo.

Las poblaciones altas de *R. palmarum* se convierten en una limitante para el desarrollo de las nuevas siembras o áreas de renovación, dado que *R. palmarum* no solo aprovecha las palmas enfermas con la PC y en proceso de descomposición para su reproducción, sino que se ha evidenciado que ocasiona daño directo en inflorescencias masculinas y andrógenas de materiales híbridos (OxG). En el proceso infectivo o epidémico de las enfermedades AR y PC, una palma enferma dentro de un lote se constituye en un foco de diseminación de la enfermedad o de reproducción de *R. palmarum*. Por lo tanto, deben tomarse medidas drásticas que prevengan un incremento exagerado de sus poblaciones.

Referencias

- Acosta GA (1991). Pudrición del cogollo en palma de aceite: observaciones y manejo. *Palmas* 12(2):49-54
- Aldana-De la Torre RC (2005). Medidas para prevenir el Ataque de *Rhynchophorus palmarum* L. a palmas afectadas por Pudrición del cogollo. Hoja divulgativa Sena – Cenipalma. 2p
- Aldana-De la Torre RC, Aldana-De la Torre JA, Moya-Murillo OM, Bustillo-Pardey AE (2015). El Anillo rojo en palma de aceite. *Boletín técnico* No.36. 51p
- Aldana-De la torre RC, Aldana-De la torre JA, Moya-Murillo OM (2010). Biología, hábitos y manejo de *Rhynchophorus palmarum* (Coleoptera: Curculionidae). *Cenipalma*, Bogotá, Colombia. *Boletín Técnico* No. 23, 54 p
- Calvache-Guerrero, HH, Mora-Toquica LS, Guevara LA (1995). Anillo rojo-hoja corta en palma de aceite: Tecnologías disponibles en Colombia. *Palmas* 18(número especial):211-218
- Chinchilla CM, Oehlschlager AC (1992). Comparación de trampas para capturar adultos de *Rhynchophorus palmarum* utilizando la feromona de agregación producida por el macho», *ASD Oil Palm Papers* 5: 9-14

Gómez PL, Calvache-Guerrero HH, Aldana-De la Torre RC (2004). Stem and root borers: Two important pests of the oil palm crop in South America. In: Proceedings International conference on pest and diseases of importance to the oil palm industry. Malaysian Palm Oil Board, MPOB, Kuala Lumpur, Malaysia, mayo 18-19, pp. 1-9

Griffith R (1987). Red ring disease of coconut palm. *Plant Dis* 71(2):193-196

Griffith R (1968). The mechanism of transmission of the red ring nematode. *J. Agric. Soc. Trinidad and Tobago* 3:149-159

Hagley E (1963). The role of the palm weevil as a vector of red ring disease of coconuts. *J. Econ. Ent.* 56:375-380

Jaffé K, Sánchez P. (1992). Informe final, Proyecto para el Estudio Etológico de *R. palmarum*. Universidad Simón Bolívar-Fonaiap, Caracas. 138

Mosquera M (2006). Impacto económico del ataque de *Rhynchophorus palmarum* a palmas afectadas por Pudrición del cogollo en la Zona Oriental. Seminario Manejo de *Rhynchophorus palmarum* en palma de aceite en Tumaco Nariño

Mosquera M (2005). Impacto de las enfermedades en la palma de aceite. Seminario Avances de investigación en la Zona Oriental

Quintero JL (2010). Dinámica de captura de adultos de *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae) en la red de monitoreo de la Zona Occidental. *Palmas* 31(4):17-27

Rodríguez-Currea HJ, Marulanda-López JF, Amaya C (2017). Metodología de manejo de *Rhynchophorus palmarum* L. 1758 (Coleoptera: Curculionidae) a base de caïromonas, feromonas y semioquímicos en plantaciones de chontaduro (*Bactris gasipaes* (Arecaceae: Arecaceae) en Riosucio, Caldas. *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat.* 21 (1), enero-junio, 2017. 59-67. ISSN: 2462-8190 (En línea).

Sarria G, Torres G, Aya H, Ariza J, Rodríguez J, Vélez D, Varón F, Martínez-López G (2008). *Phytophthora* sp. es el responsable de las lesiones iniciales de la Pudrición del Cogollo (PC) de palma de aceite en Colombia. *Palmas* 29 (Edición especial). : 31-41.

Sumano-López D, Sánchez-Soto S, Romero-Nápoles J., Sol- Sánchez Á (2012). Eficacia de captura de *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Dryophthoridae) con diferentes diseños de trampas en Tabasco, México. *Fitosanidad* 16(1):43-48

Ecología química del escarabajo-plaga *Strategus aloeus* para su manejo en cultivos de palma de aceite (*Elaeis guineensis* Jacq.)

Valentina Vidal^{1,2}, Alex Bustillo¹, Rosa Aldana¹, Carolina Chegwin², César A. Sierra², Mauricio S. Bento³, Ángela Rodríguez⁴ & Alicia Romero-Frías^{4*}

¹ Centro de Investigación en Palma de Aceite (CENIPALMA). Colombia. ² Departamento de Química. Universidad Nacional de Colombia. Bogotá. Colombia. ³ Departamento de Entomología e Acarología. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz (ESALQ), Universidade de São Paulo (USP). Brasil. ⁴ Facultad de Ciencias. Universidad Antonio Nariño. Bogotá. Colombia. *aaromerof@uan.edu.co

Los insectos usan compuestos orgánicos volátiles (VOCs, por sus siglas en inglés) liberados por ellos mismos durante la búsqueda de sitios de alimentación, de una potencial pareja o sitios de oviposición, entre otros. El uso práctico de las trampas cebadas con productos naturales que actúan como atrayentes se basa en estudios tanto a nivel de laboratorio como de campo, en los cuales se investiga sobre su estructura, función y biosíntesis. Adicionalmente, se evalúa su importancia en los diferentes niveles de la organización ecológica, su origen evolutivo y su aplicación a las necesidades sociales.

En Colombia, el cultivo de palma de aceite afronta problemas fitosanitarios, entre los que se encuentran insectos y ácaros fitófagos que causan la reducción del área foliar por consumo directo, como *Stenoma cecropia* y *Loxotoma elegans* Zeller (Lepidoptera: Elachistidae), otros que atacan la raíz como *Sagalassa valida* (Lepidoptera: Glyphipterygidae); barrenadores del tallo como *Rhynchophorus palmarum* y *Metamasius hemipterus* (Coleoptera: Curculionidae) o raspadores de fruto como *Demotisca neivai* (Coleoptera: Chrysomelidae) (Fedepalma, 2017). También existen especies para las cuales el manejo del cultivo genera condiciones propicias para el aumento de sus poblaciones, como es el caso del escarabajo *Strategus aloeus*, coleóptero de la familia Scarabaeidae (Dynastinae) que ataca palmas jóvenes, y debido a las prácticas de renovación de las plantaciones y al tamaño de las áreas dedicadas a esta actividad, adquiere importancia económica (Pallares *et al.*, 2000; Valencia, 2015). Los adultos de *Strategus aloeus* constituyen un factor limitante en zonas de renovación del cultivo de palma de aceite, atacando los estípites de palmas en proceso de descomposición, en donde llevan a cabo su reproducción. Para su manejo se han empleado diferentes técnicas de control pero hasta el momento no se ha logrado un manejo eficiente para este escarabajo-plaga.

Dada la necesidad de mejorar las medidas de manejo y control para el *S. aloeus*, con base en su ecología química, se identificó a la 2-butanona, la 3-pentanona y el acetato de sec-butilo como los tres componentes de su feromona para ser utilizados como sustancias atrayentes (Rochat *et al.*, 2000). A partir de bioensayos de atracción en laboratorio y en campo, se estableció que la mezcla de los tres compuestos reportados, no induce fenómenos de agregación ni es eficiente

para la captura en campo de los machos adultos de *S. aloeus*, lo cual evidenció la necesidad de evaluar esta tecnología de manejo del *S. aloeus* en cultivos de palma de aceite.

Los semioquímicos de insectos, tanto sus feromonas como los VOCs de sus plantas hospederas, han sido estudiados y utilizados para el manejo integrado de coleópteros (Romero-Frías *et al.*, 2015., Romero-Frías *et al.*, 2016, Romero-Frías *et al.*, 2019), así teniendo en cuenta esto y todo lo anterior, este estudio se lleva a cabo con el objetivo de identificar los compuestos orgánicos volátiles responsables de las interacciones en el sistema planta-insecto: palma de aceite (*Elaeis guineensis* Jacq.) – *Strategus aloeus*.

Específicamente para la superfamilia Scarabaeoidea, se han reportado una diversidad de semioquímicos con estructuras químicas muy disímiles, la cual se ha atribuido a los diferentes estilos de vida de las especies. Para la subfamilia Dynastinae, a la que pertenece el *S. aloeus*, no hay reportes disponibles sobre el origen anatómico de producción de la feromona, sin embargo si se ha reportado el uso de feromonas para el manejo de la especie *Scapanes australis* y de insectos del género *Oryctes*, entre otros (Vuts *et al.*, 2014). En este estudio, a partir de un análisis por agrupamiento se estableció que la mayoría de las feromonas de la subfamilia Dynastinae son producidas por los machos y generalmente atraen a ambos sexos. Los 67 componentes identificados en las feromonas se clasifican principalmente en ésteres, alcoholes y ácidos carboxílicos. Estas categorías estructurales de las feromonas son consistentes dentro de las tribus. Este análisis se realizó para las feromonas de agregación identificadas para 27 especies de plagas que pertenecen a la subfamilia Dynastinae, y se determinó su relación con los patrones estructurales de las moléculas entre las tribus Pentoditini, Cyclocephalini, Oryctini, Phileurini y Agocephalini.

Experimentalmente, los VOCs liberados por muestras de origen natural (insectos adultos de *S. aloeus* y estípite de palma) se recolectaron por medio de las técnicas de Headspace estático - Microextracción en fase sólida (HS-MEFS) y Headspace dinámico (HSD). Los extractos de los VOCs se analizaron posteriormente por CG-EM (cromatografía de gases acoplada a espectrometría de masas), con miras a separar e identificar los posibles candidatos a ser los semioquímicos responsables de la comunicación en el sistema bajo estudio.

Los resultados obtenidos permitieron confirmar la identificación de los VOCs: 2-butanona, 3-pentanona y acetato de sec-butilo, es decir, los tres componentes macho-específicos reportados por Rochat y colaboradores (2000), tanto entre los VOCs liberados por el estípite de la palma de aceite como entre los VOCs liberados por ambos sexos de los insectos adultos de *S. aloeus*, provenientes tanto de campo como de cría. Lo cual sugiere que estos compuestos podrían actuar como feromonas en la interacción planta-insecto. Estos VOCs también han sido reportados como compuestos atrayentes en otras especies de insectos. Entre los VOCs liberados por los machos adultos de *S. aloeus* también se logró identificar el 4-metiloctanoato de etilo, compuesto común

en feromonas de insectos de la tribu Oryctini. Sin embargo, la presencia de este compuesto no es consistente entre todos los grupos de insectos evaluados, lo cual en primera instancia, puede atribuirse a las diferencias entre sus estados fisiológicos. Se requiere realizar experimentos adicionales para validar esta hipótesis.

Para confirmar la atracción de los adultos de *Strategus aloeus* hacia los compuestos identificados, actualmente se está evaluando la respuesta olfativa del insecto, a partir de lo que se podrá corroborar que en la comunicación química de la especie participan kairomonas provenientes de su planta hospedera y una feromona de agregación macho-específica. De esta forma, se espera que los semioquímicos identificados puedan ser usados como atrayentes en trampas para la detección, el monitoreo y el manejo de la plaga en cultivos de palma de aceite, lo que representa una alternativa de manejo amigable con el medio ambiente, confiable, eficiente, segura y de bajo costo para la mayoría de los productores.

Palabras clave: Semioquímicos, *Strategus aloeus*, Palma de Aceite.

Referencias

- Agelopoulos N, Birkett M, Hick J, Hooper A, Pickett J, Pow E, Smart L, Smuiley D, Wadhams I, Woodcock C (1999). Exploiting semiochemicals in insect control. *Pesticide Science*, 55:225–235.
- Budenberg W, Ndiege I, Karago F. (1993). Evidence for volatile male-produced pheromone in banana weevil *Cosmopolites sordidus*. *Journal of Chemical Ecology*, 19, 1905–1916.
- Cokl A, Millar J. (2009). Biorational control of arthropod pests, chapter manipulation of insect signaling for monitoring and control of pest insects. Springer. 279–316.
- El-Sayed, AM (2019). The pherobase: database of pheromones and semiochemicals. Disponible en: <http://www.pherobase.com/>
- Fedepalma (2017). El Palmicultor edición marzo No. 541. Indicadores. 27.
- Foster S, Harris S (1997). Behavioural manipulation methods for insect pest management. *Annual Review of Entomology*, 42: 123–146.
- Giblin-Davis R, Pena E, Duncan R (1994). Lethal pitfall trap for evaluation of semiochemical-mediated attraction of *Metamasius hemipterus sericeus* (Olivier) (Coleoptera: Curculionidae). *Florida Entomologist*, 77, 247–255.

Gries G, Gries R, Perez A, Oehlschlager A, Gonzales L, Pierce H, Kouda-Bonafos M, Zebeyou M, Nanou N (1993). Aggregation pheromone of African palm weevil, *Rhynchophorus phoenicis* F. *Naturwissenschaften*, 80, 90–91.

Landolt P, Phillips W (1997). Host plant influences on sex pheromone behavioral phytophagous insects. *Annual Review of Entomology*, 42, 371–391.

Molyneux R, Schieberle P (2007). Compound identification: A journal of agricultural and food chemistry perspective. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 55:4625–4629.

Nielsen B, Jezierski T, Bolhuis J (2015). Olfaction: An overlooked sensory modality in applied ethology and animal welfare. *Front Vet Sci*. 2:69. doi:10.3389/fvets.2015.00069.

Pallares C, Aldana J, Calvache H, Ramírez P, Rochat, D, Luque E, Correa O (2000). Análisis del comportamiento y comunicación química intraespecífica en *Strategus aloeus* (L.) (Coleoptera, Scarabaeidae - Dynastinae). *PALMAS - Vol. 21 No. Especial, Tomo I*, 185-194.

Rochat D, Gonzalez V, Mariau D, Villanueva G, Zaggatti P (1991) Evidence for a male produced aggregation pheromone of the American palm weevil, *Rhynchophorus palmarum* (Coleoptera: Curculionidae). *Journal of Chemical Ecology*, 17, 1221–1230.

Rochat D, Ramírez-Lucas P, Malosse C, Aldana R, Kakul T, Morin, J (2000). Role of solid-phase microextraction in the identification of highly volatile pheromones of two *Rhinoceros* beetles *Scapanes australis* and *Strategus aloeus* (Coleoptera, Scarabaeidae, Dynastinae). *Journal of Chromatography A*, 885. 433–444.

Romero-Frías A, Sinuco D, Simões-Bento J.M (2019). Male-Specific volatiles released by the big avocado seed weevil *Heilipus lauri* Boheman (Coleoptera: Curculionidae). *Journal of the Brazilian Chemical Society*. 2019. 30 (1). 158-164. DOI 10.21577/0103-5053.20180166.

Romero-Frías A, Murata Y, Simões-Bento J.M, Osorio C (2016). (1R,2S,6R)-Papayanal: A new male-specific volatile released by the guava weevil *Conotrachelus psidii* (Coleoptera: Curculionidae). *Biosci Biotechnol Biochem*. DOI 10.1080/09168451.2015.1136877.

Romero-Frías A, Simões-Bento J.M, Osorio C (2015). Chemical signaling between guava (*Psidium guajava* L, Myrtaceae.) and the guava weevil (*Conotrachelus psidii* Marshall). *Revista Fac. Ciencias B. - UMNG*. 11. 102-113.

Said I, Aldana R, Morin J, Rochat D (2006). Adaptation of a four-arm olfactometer for behavioural bioassays of large beetles. *Chemoecology*. 16:9–16.

Silverstein R (1981). Pheromones: Background and potential for use in insect control. *Science*, 213, 1326–1332.

Tewari S, Leskey T, Nielsen A, Rodríguez-Saona, Piñero J (2014). Integrated Pest Management. Elsevier Inc. San Diego. USA. Capítulo 9. Use of pheromones in insect pest management, with special attention to weevil pheromones. 141–168.

Tholl D, Sohrabi R, Huh J, Le S (2011). The biochemistry of homoterpenes – common constituents of floral and herbivore-induced plant volatile bouquets. *Phytochemistry*, 72:1635–1646.

Trematerra P (2011). Advances in the use of pheromones for stored-product protection. *Journal of Pest Science*, 1–15.

Valencia C (2015). Caracterización de aislamientos de hongos entomopatógenos de los géneros *Beauveria* y *Metarhizium* asociados a insectos plaga de palma de aceite (*Elaeis guineensis* Jacq.). Tesis de Maestría en Ciencias Agrarias con énfasis en Entomología. Universidad Nacional de Colombia Facultad de Agronomía Bogotá, Colombia.

Vuts J, Imrei Z, Birkett M, Pickett J, Woodcock W, Tóth M (2014). Semiochemistry of the Scarabaeoidea. *Journal of Chemical Ecology*. 40:190–210.

Weissling T, Giblin-Davis R, Scheffrahn R (1933). Laboratory and field evidence of male produced aggregation pheromone in *Rhynchophorus cruentatus* (F.) (Coleoptera: Curculionidae). *Journal of Chemical Ecology*, 19, 1195–1203.

Witzgall P, Kirsch P, Cork A (2010). Sex pheromones and their impact on pest management. *Journal of Chemical Ecology*, 36, 80–100.

ESTATUS DE *Spodoptera frugiperda* Smith (Lepidoptera: Noctuidae)

Estatus de *Spodoptera frugiperda* Smith (Lepidoptera: Noctuidae)

Coordinación: Jairo Rodríguez Chalarca¹ & Cristo Rafael Perez²

Participantes: Karina Lucas³, Carlos Espinel Correal⁴, Julio Cesar Fatoretto⁵

¹ AGBIO, CIAT, Cali. ² Investigación y Transferencia de Tecnología en arroz, Fedearroz -Fondo Nacional del Arroz. ³ Centro de Ciências Naturais e Humanas, Universidade Federal do ABC. ⁴: Centro de Investigación Tibaitatá- AGROSAVIA. ⁵ Syngenta Crop Protection. < j.chalarca@cgiar.org >

El cogollero del maíz *S. frugiperda* se constituye en una de las plagas polífaga más importante desde el punto de vista económico en Sur América. Esto cambio, con el primer reporte de *S. frugiperda* en África (Senegal) en enero del 2016 (Brévault *et al.*, 2018). Las larvas exhiben una marcada preferencia alimenticia por gramíneas cultivadas y silvestres (Casmuz *et al.*, 2010). La importancia económica de *S. frugiperda* radica en el impacto que genera en diversos cultivos en Colombia y otros países (Jaramillo *et al.*, 1989; Vélez, 1997). Se destaca el daño que causa en cultivos como maíz y el algodón (Vélez, 1997; Zenner *et al.*, 2005; Santos *et al.*, 2009). Para Colombia se reporta el ataque de *S. frugiperda* en maíz como tierrero, cogollero, trozador y en casos muy esporádicos como gusano ejército (García, 1975). El hábito más frecuente en el cultivo de maíz es como cogollero exhibiendo preferencia por las plantas cuando están entre 40 y 60 cm de altura o “rodillero” (Álvarez *et al.*, 1991; Murillo, 1991).

Spodoptera frugiperda está compuesta por los biotipos de “arroz y maíz” (Prowell *et al.*, 2004; Salinas-Hernández y Saldamando-Benjumea, 2011), que exhiben características morfológicas idénticas pero que difieren en características genéticas, fisiológicas y de asilamiento reproductivo. En estos dos biotipos se han secuenciado los genes del citocromo oxidasa *I*, *II* e ITS1 en diferentes poblaciones de Estados Unidos y Brasil. Para Salinas-Hernández y Saldamando-Benjumea (2011). Recientemente, se ha confirmado la presencia de estos biotipos en Colombia (Vélez *et al.*, 2008; Salinas-Hernández y Saldamando-Benjumea, 2011), con una mayor incidencia del biotipo de maíz en cultivos de maíz, algodón y sorgo; en contraste el biotipo de arroz está más asociado cultivos de arroz y en menor proporción en cultivos de maíz (Vélez *et al.*, 2008; Salinas-Hernández y Saldamando-Benjumea, 2011).

Desde el enfoque taxonómico de las poblaciones que presentan un proceso de especiación, existe una gran variedad de términos referidos en la literatura, dentro de los cuales podemos resaltar: biotipos, razas hospederas y especies (Diehl y Bush, 1984; Pashley, 1986b; Coyne y Orr, 2004). Cuando referimos a un biotipo, se denota una población con alguna diferenciación genética o fenotípica con relación a otra población, la cual está en el mismo rango polimórfico de lo que taxonómicamente se define como especie.

Reportes de la literatura indican que los biotipos de *S. frugiperda*, exhiben respuesta diferencia de a insecticidas y al *B. thuringiensis* (Adamczyk *et al.*, 1997). Para el caso de Colombia en estudios en condiciones de laboratorio, refieren que el biotipo de maíz es más susceptible a ciertos insecticidas que el biotipo de arroz (Ríos-Diez y Saldamando-Benjumea, 2011). Cano (2015), reporta diferencias en la susceptibilidad de los biotipos a las insecticidas, siendo el biotipo de arroz más tolerante que el biotipo de maíz. En contraste, el biotipo de maíz es más tolerante a las endotoxinas de *Bacillus thuringiensis*, con el biotipo de arroz más susceptible a las endotoxinas Cry1Ac y CryAb (Rios-Diez *et al.*, 2012).

El control químico además de dar soluciones momentáneas, ha traído consigo una gran problemática en cuanto a la contaminación del ambiente, la resistencia de las plagas y residuos de plaguicidas, que ha traído consigo la necesidad de buscar nuevas alternativas, como el uso de patógenos como agentes de control (Flores Hueso y Hueso, 2000; Sauka y Benintende, 2008). Siendo *Bacillus thuringiensis* Berliner una de las mayores especies con capacidad insecticida (Niedmann Lolas y Meza-Basso, 2006); y con resultados similares a los del control químico (Bernhard *et al.*, 1997; Flores-Hueso y Hueso, 2000). El uso de maíz modificado genéticamente es otra alternativa de manejo a la plaga, ya que estos expresan toxinas Cry y Vip derivadas de la bacteria *B. thuringiensis* var. Kurstaki (Sauka y Benintende, 2008). Constituyendo así una herramienta altamente significativa para el control de *S. frugiperda* (Silva, 2005); reduciendo notablemente la aplicación de insecticidas y asegurando la protección durante todo el desarrollo del cultivo (Hossain *et al.*, 2004; Casmuz *et al.*, 2010).

Por esta razón, se planteó la necesidad de disponer de un espacio dentro del Congreso para compartir información sobre el estatus de *S. frugiperda* en temas tan relevantes como: (i) La diversidad genética, (ii) Manejo integrado caso arroz, (iii) Experiencias y retos del manejo biológico y natural y (iv) Potencial adaptativo y su impacto en la resistencia.

Bibliografía

Adamczyk JJ, Holloway J, Leonard B and Graves J (1997). Susceptibility of fall armyworm collected from different plant hosts to selected insecticides and transgenic *Bt cotton*. *J. Cotton Sci* 1(1): 21-28.

Álvarez J, Zuluaga J, Muñoz G y Socolen-CIS (1991). Reseña histórica y aspectos bioecológicos del gusano cogollero del maíz *Spodoptera frugiperda* (JE Smith). Memorias Seminario *Spodoptera frugiperda* en sorgo, maíz y otros cultivos.

Bernhard K, Jarrett P, Meadows M, Butt J, Ellis D, Roberts G, Pauli S, Rodgers P y Burges H 1997. Natural isolates of *Bacillus thuringiensis*: worldwide distribution, characterization, and activity against insect pests. *Journal of Invertebrate Pathology* 70 (1): 59-68.

Brévault T, Ndiaye A, Badiane D, Bal A B, Sembene M, Silvie P y Haran J (2018). First records of the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera, Noctuidae), in Senegal. *Entomologia Generalis* 37 (2): 129-142.

Cano-Calle D (2015). Identificación de biotipos de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) en los departamentos de Córdoba, Meta, Tolima y Valle del Cauca mediante el gen mitocondrial Citocromo Oxidasa I (COI) y la región nuclear FR. Universidad Nacional de Colombia-Sede Medellín.

Casmuz A, Juárez ML, Socías MG, Murúa MG, Prieto S, Medina S, Willink E y Gastaminza G (2010). Revisión de los hospederos del gusano cogollero del maíz, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 69 (3-4): 209-231.

Coyne JA and Orr HA (2004). *Speciation*. Sunderland, MA. Sinauer Associates, Inc.

Diehl S and Bush G (1984). An evolutionary and applied perspective of insect biotypes. *Annual Review of Entomology*, 29 (1): 471-504.

Flores-Hueso R y Hueso RF (2000). Efecto de la variedad de maíz sobre el desarrollo y susceptibilidad de larvas de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) a *Bacillus thuringiensis*.

García F (1975). Plagas de la soya. El cultivo de la soya en Colombia. Inst. Colombiano Agrop. (ICA), Compendio, 6: 56.

Hossain F, Pray C E, Lu Y, Huang J, Fan C y Hu R. (2004). Genetically modified cotton and farmers' health in China. *International Journal of Occupational and Environmental Health* 10 (3): 296-303.

Jaramillo D, Jaramillo O, Bustello A y Gómez H (1989). Efecto del gusano cogollero *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) sobre el rendimiento del maíz. *Revista de la Facultad Nacional de Agronomía de Medellín* 42: 25-33.

Murillo LA (1991). Distribución, importancia y manejo del complejo *Spodoptera* en Colombia. Seminario *Spodoptera Frugiperda* (el Gusano Cogollero) en sorgo, maíz y otros cultivos, Cali (Colombia), 13-14 Jun 1991.

Niedmann-Lolas L y Meza-Basso L (2006). Evaluación de cepas nativas de *Bacillus thuringiensis* como una alternativa de manejo integrado de la polilla del tomate (*Tuta absoluta* Meyrick; Lepidoptera: Gelechiidae) en Chile. *Agricultura Técnica* 66 (3): 235-246.

Pashley DP (1986). Host-associated genetic differentiation in fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae): a sibling species complex? *Annals of the Entomological Society of America* 79 (6): 898-904.

Prowell DP, McMichael M y Silvain JF (2004). Multilocus genetic analysis of host use, introgression, and speciation in host strains of fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae). *Annals of the Entomological Society of America* 97 (5): 1034-1044.

Rios-Diez JD y Saldamando-Benjumea CI (2011). Susceptibility of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) strains from central Colombia to two insecticides, methomyl and lambda-cyhalothrin: a study of the genetic basis of resistance. *J Econ Entomol* 104 (5): 1698-705.

Rios-Diez JD, Siegfried B y Saldamando-Benjumea CI (2012). Susceptibility of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) strains from Central Colombia to Cry1Ab and Cry1Ac Entotoxins of *Bacillus thuringiensis*. *Southwestern Entomologist* 37 (3): 281-293.

Salinas-Hernandez H y Saldamando-Benjumea CI (2011). Haplotype Identification within *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) corn and rice strains from Colombia. *Neotropical Entomology* 40 (4): 421-430.

Santos A O, Restrepo OD, Argüelles J y Aguilera EA (2009). Evaluación del comportamiento del complejo *Spodoptera* con la introducción de algodón transgénico al Tolima, Colombia. *Revista Corpoica – Ciencia y Tecnología Agropecuaria* 10(1): p. 24-32.

Sauka DH y Benintende GB (2008). *Bacillus thuringiensis*: generalidades. Un acercamiento a su empleo en el biocontrol de insectos. *Revista Argentina de Microbiología* 40: 124-140.

Silva C. (2005). Maíz genéticamente modificado. *Agro-Bio*.

Vélez AA, Arango I RE, Villanueva MD, Aguilera GE y Saldamando BCI (2008). Identificación de biotipos de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) mediante marcadores mitocondriales y nucleares. *Revista Colombiana de Entomología* 34 (2): 145-150.

Vélez AR (1997). Plagas agrícolas de impacto económico en Colombia: bionomía y manejo integrado, Medellín, Editorial Universidad de Antioquia.

Zenner DPIZ, Álvarez RJA, Mejía, CR y Bayona RMA (2005). Influencia de la toxina Cry1Ac del *Bacillus thuringiensis* sobre el desarrollo del cogollero del maíz, *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith). *Revista U.D.C. Actualidad & Divulgación Científica* 8 (2): 129-139.

Genomic diversity of Brazilian populations of *Spodoptera frugiperda* from corn and rice

**Karina L. Silva-Brandão¹, Aline Peruchi², Noemy Seraphim³, Natália Faraj Murad⁴,
Juliano Ricardo Farias⁵, Celso Omoto⁶, Fernando Luis Cônsoli⁶, Antonio Figueira²,
Marcelo M. Brandão⁴**

¹ Centro de Ciências Naturais e Humanas, Universidade Federal do ABC; ² Centro de Energia Nuclear na Agricultura, Universidade de São Paulo, Campus "Luiz de Queiroz", Laboratório de Melhoramento de Plantas; ³ Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de São Paulo, campus Campinas CTI Renato Archer; ⁴ Centro de Biologia Molecular e Engenharia Genética, Universidade Estadual de Campinas; ⁵ Instituto Phytus, Departamento de Entomologia; ⁶ Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Departamento de Entomologia e Acarologia. <karina.brandao@ufabc.edu.br>

Spodoptera frugiperda (Smith) (Lepidoptera, Noctuidae), the fall-armyworm (FAW), is a widespread polyphagous moth and is the principal pest of corn in South America (Blanco *et al.* 2016). The species is distinguished into two host plant-related strains, the corn strain (CS) that feeds preferentially on corn (*Zea mays* L.), sorghum (*Sorghum bicolor* L.) and cotton (*Gossypium hirsutum* L.), and the rice strain (RS), that is found generally on rice (*Oriza sativa* L.) and other pasture grasses (Pashley, 1986a). Besides host preference, the two strains present some ecological, genetic and physiological unique features (Nagoshi y Meagher, 2008). Two main mechanisms were pointed as responsible for the incipient reproductive isolation of the two strains, pheromone composition (Groot *et al.*, 2010) and differences in the reproductive nocturnal activity (Pashley *et al.*, 1992). Genetic variation associated to host plants however was showed for south populations of the FAW in Brazil (Busato *et al.*, 2004), and for other populations in South America (Saldamando y Vélez-Arango 2010, Juárez *et al.*, 2014).

Pest control of FAW is made by using both *Bacillus thuringiensis* genetically modified corn (*Bt*-corn) and insecticides (Fatoreto *et al.* 2017). The knowledge of how populations of the FAW are genetically structured in Brazil can be pro-actively used to avoid the evolution of resistance to both *Bt* and chemical control (Caprio y Tabashnik 1992). Here we describe the application of ddRAD genotyping-by-sequencing technique to investigate the genetic diversity of Brazilian populations of the FAW sampled from rice and cornfields throughout its distribution (Silva-Brandão *et al.* 2018). A total of 329 individuals of *S. frugiperda* were collected on non-*Bt*-corn (refuge areas) and rice in 11 localities in Brazil (Fig. 1). All sampled individuals were genotyped for strain characterization using the strain-specific *MspI* site in the mitochondrial gene cytochrome c oxidase subunit I (COI) (Nagoshi y Meagher 2003). Following, the DNA of all individuals were submitted to genotyping-by-sequencing libraries construction using standard protocols (Poland *et al.* 2012), with minor modifications.



Figure 1. Maps with sampling localities of *S. frugiperda* in Brazil.

We confirmed the prevision that populations collected from corn are composed mainly of corn-strain individuals, while the population collected from rice was composed almost entirely of rice-strain individuals. The genomic data indicated that Brazilian populations of the FAW are genetically structured partially according to their host plant association as larvae, although other factors may be responsible for the current pattern, and that pairs of populations collected from the same host (corn or rice) are more similar than pairs found feeding on different hosts; in addition, loci putatively under selection, including the response to control tactics, were suggested as the main factors responsible for this structure (Table 1).

Table 1. Non-hierarchical AMOVA considering either all loci or neutral and loci putatively under selection separately.

	Source and percentage of variation		
	Among populations	Within populations	F _{ST}
All populations, all loci	5.59	94.41	0.056
All populations, neutral loci	2.75	97.24	0.028
All populations, loci under selection	28.72	71.28	0.287
Populations from corn, all loci	2.66	97.34	0.027
Populations from corn, neutral loci	2.21	97.79	0.022
Populations from corn, loci under selection	7.38	92.62	0.074
Populations from RS, all loci	9.61	90.38	0.096
Populations from RS, neutral loci	3.86	96.14	0.038
Populations from RS, loci under selection	39.96	60.04	0.400
Corn (CS) and rice (RS) strains, all loci	1.16	98.84	0.012

All significance tests of F_{ST} values resulted in $p < 0.001$. (Modified from Silva-Brandão *et al.*, 2018).

Perspectives

Based on the results with populations of the FAW sampled from corn and rice, we will apply the same dd-RAD markers to characterize Brazilian populations from soybean. In addition, we are going to apply these same markers to understand the temporal variation in genetic diversity and gene flow among populations of the FAW sampled from different cultures along one year and from the same cornfield along five consecutive years.

References

Adamczyk JJ, Holloway J, Leonard BY Graves J (1997). Susceptibility of fall armyworm collected from different plant hosts to selected insecticides and transgenic *Bt cotton*. *J Cotton Sci*, 1(1): 21-28

Álvarez, J.A. 1991. Reseña histórica y aspectos bioecológicos del gusano cogollero del maíz *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith). En: Zuluaga, J. L.; Muñoz, G. eds. *Memorias Seminario Spodoptera frugiperda en sorgo, maíz y otros cultivos*. Socolen-Cis. Calí, Colombia. p.12-16.

Bernhard K, Jarrett P, Meadows M, Butt J, Ellis D, Roberts G, Pauli S, Rodgers PY Burges, H (1997). Natural isolates of *Bacillus thuringiensis*: worldwide distribution, characterization, and activity against insect pests. *Journal of Invertebrate Pathology*, 70 (1): 59-68

Blanco CA, Chiaravalle W, Dalla-Rizza M, Farias JR, García-Degano MF, Gastaminza G5, Mota-Sánchez D, Murúa MG, Omoto C, Perialisi BK, Rodríguez J, Rodríguez-Maciél JC, Terán-Santofimio H, Terán-Vargas AP, Valencia SJ, Willink E. (2016). Current situation of pests targeted by Bt crops in Latin America. *Curr Opin Insect Sci*, 15: 131-8

Brévault T, Ndiaye A, Badiane D, Bal AB, Sembene M, Silvie PY, Haran J (2018). First records of the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae), in Senegal. *Entomologia Generalis*, 37 (2): 129-142

Busato GR, Grutzmacher AD, De Oliveira AC, Vieira EA, Zimmer PD, Kopp MM, Bandeira JDY, Magalhães TR (2004). Analysis of the molecular structure and diversity of *Spodoptera Frugiperda* (Je Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) populations associated to the corn and rice crops in Rio Grande Do Sul State, Brazil. *Neotropical Entomology*, 33 (6): 709-716

Cano Calle, D (2015). Identificación de biotipos de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) en los departamentos de Córdoba, Meta, Tolima y Valle Del Cauca mediante el gen mitocondrial Citocromo Oxidasa I (Coi) y la región nuclear Fr. Medellín: Universidad Nacional de Colombia

Caprio MAY and Tabashnik BE (1992). Gene flow accelerates local adaptation among finite populations - simulating the evolution of insecticide resistance. *Journal of Economic Entomology*, 85 (3): 611-620

Coyne JAY, Orr HA (2004). *Speciation* Sunderland, Ma Sinauer Associates, Inc

Diehl SY, Bush G (1984). An evolutionary and applied perspective of insect biotypes. *Annual Review of Entomology*, 29 (1): 471-504

Faretto JC, Michel AP, Silva Filho MCY, Silva N (2017). Adaptive potential of fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) limits Bt trait durability in Brazil. *Journal of Integrated Pest Management*, 8 (1): 17: 1-10

Flores Hueso, RY, Hueso RF (2000). Efecto de la variedad de maíz sobre el desarrollo y susceptibilidad de larvas de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) a *Bacillus thuringiensis*. Tesis de Maestría. Universidad de Colima. México.

Garcia F (1975). Plagas de la soya el cultivo de la soya en Colombia. Inst Colombiano Agrop (ICA), Compendio, 6: 56

Groot AT, Marr M, Heckel DG, Schofl G. (2010). The roles and interactions of reproductive isolation mechanisms in fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) host strains. *Ecol Entomol.* 35:105–118.

Hossain F, Pray CE, Lu Y, Huang J, Fan C, Hu R (2004). Genetically modified cotton and farmers' health in China. *International Journal of Occupational and Environmental Health*, 10 (3): 296-300

Jaramillo D, Jaramillo O, Bustello A y Gómez H (1989). Efecto del gusano cogollero *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) sobre el rendimiento del maíz. *Revista de la Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, 42: 25-33

Juárez ML, Schofl G, Vera T, Vilardi JC, Murua MG, Willink E, Hanniger S, Heckel DGY and Groot AT (2014). Population structure of *Spodoptera frugiperda* maize and rice host forms in South America: are they host strains? *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 152 (3): 182-199

Murillo LA (1991). Distribución, importancia y manejo del complejo *Spodoptera* en Colombia. En Seminario *Spodoptera frugiperda* (El Gusano Cogollero) en sorgo, maíz y otros cultivos. Cali (Colombia), 13-14 Jun 1991.

Nagoshi RNY, Meagher R (2003). Fall armyworm FR sequences map to sex chromosomes and their distribution in the wild indicate limitations in interstrain mating. *Insect Molecular Biology*, 12 (5): 453-458

Nagoshi RNY and Meagher RL (2008). Review of fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) genetic complexity and migration. *Florida Entomologist*, 91 (4): 546-554

Niedmann Lolas, L & Meza-Basso, L (2006). Evaluación de cepas nativas de *Bacillus thuringiensis* como una alternativa de manejo integrado de la polilla del tomate (*Tuta absoluta* Meyrick, Lepidoptera: Gelechiidae) en Chile. *Agricultura Técnica*, 66 (3): 235-246

Pashley DP (1986a). Host-associated genetic differentiation in fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae): A sibling species complex? *Annals of The Entomological Society of America*, 79 (6): 898-904

Pashley DP, Hammond AMY, Hardy TN (1992). Reproductive isolating mechanisms in fall armyworm host strains (Lepidoptera, Noctuidae). *Annals of the Entomological Society of America*, 85 (4): 400-405

Poland JA, Brown PJ, Sorrells ME & Jannink JL (2012). Development of high-density genetic maps for barley and wheat using a novel two-enzyme genotyping-by-sequencing. *Approach Plos One*, 7(2)

Prowell DP, McMichael M & Silvain JF (2004). Multilocus genetic analysis of host use, introgression, and speciation in host strains of fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae). *Annals of the Entomological Society of America* 97, 1034–1044 (2004).

Ríos-Díez JD, Saldamando-Benjumea CI (2011). Susceptibility of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) strains from central Colombia to two insecticides, methomyl and lambda-cyhalothrin: a study of the genetic basis of resistance. *J Econ Entomol*, 104 (5): 1698-705

Ríos-Díez JD & Saldamando-Benjumea CI (2012). Susceptibility of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) strains from central Colombia to two insecticides, methomyl and lambda-cyhalothrin: a study of the genetic basis of resistance. *Southwestern Entomologist*, 37 (3): 281-293

Saldamando CIY & Vélez-Arango AM (2010). Host plant association and genetic differentiation of corn and rice strains of *Spodoptera frugiperda* Smith (Lepidoptera: Noctuidae) in Colombia. *Neotropical Entomology*, 39 (6): 921-929

Salinas-Hernandez, HY Saldamando-Benjumea, C I (2011). Haplotype identification within *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) corn and rice strains from Colombia. *Neotropical Entomology*, 40 (4): 421-430

Santos AO, Restrepo OD, Argüelles JY & Aguilera EA (2009). Evaluación del comportamiento del complejo *Spodoptera* con la introducción de algodón transgénico al Tolima, Colombia. *Revista Corpoica – Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 10(1): P 24-32

Sauka DH & Benintende GB (2008). *Bacillus thuringiensis*: Generalidades un acercamiento a su empleo en el biocontrol de insectos. *Revista Argentina De Microbiología*, 40: 124-140

Silva-Brandão KL, Peruchi A, Seraphim N, Murad NF, Carvalho RA, Farias JR, Omoto C, Consoli FL, Figueira A & Brandão MM (2018). Loci under selection and markers associated with host plant and host-related strains shape the genetic structure of Brazilian populations of *Spodoptera Frugiperda* (Lepidoptera, Noctuidae). *Plos One*, 13 (5): E0197378

Silva C (2005). Maíz genéticamente modificado. *Agro-Bio*, Bogotá, Colombia. 60 p

Vélez AA, Arango I, RE, Villanueva M, D, Aguilera G, EY Saldamando B, CI (2008). Identificación de biotipos de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) mediante marcadores mitocondriales y nucleares. *Revista Colombiana De Entomología*, 34 (2): 145-150

Vélez AR (1997). Plagas agrícolas de impacto económico en Colombia: Bionomía y manejo integrado. Editorial Universidad De Antioquia, Medellín

Zenner DPIZ, Álvarez RJA, Mejía CR & Bayona RMA (2005). Influencia de la toxina CryIac del *Bacillus thuringiensis* sobre el desarrollo del cogollero del maíz, *Spodoptera Frugiperda* (JE Smith). *Revista UDCA Actualidad & Divulgación Científica* 8 (2): 129-139

Manejo integrado de *Spodoptera frugiperda* en el cultivo de arroz en Colombia

Cristo Rafael Pérez Cordero¹

¹ Investigación y Transferencia de Tecnología en arroz, Fedearroz -Fondo Nacional del Arroz. Seccional Montería.
crisperez@fedearroz.com.co

Introducción

El gusano cogollero *Spodoptera frugiperda*, es una de los insectos dañinos más importantes desde el punto de vista económico en América, causando pérdidas sustanciales en maíz, sorgo, gramíneas forrajeras, arroz, algodón y cacahuete (Todd 1980; Vélez, 1997; Santos *et al.*, 2009; Cock *et al.*, 2017).

S. frugiperda, es una de los insectos fitófagos más importantes en Colombia debido a la diversidad de plantas cultivadas y no cultivadas sobre las que puede alimentarse. Se registra como plaga de importancia económica en cultivos de maíz, sorgo, arroz, pastos, caña de azúcar y algunos cultivos de hoja en las zonas cálidas. Las larvas de este insecto son polifitófagas (Alvarez, 1991). El cogollero, se considera de importancia económica en el agro ecosistema arrocero

Este insecto se presenta en cultivos de arroz riego y secano mecanizado atacando plantas desde el estado inicial y actuando como especie fitófaga durante todas las etapas de desarrollo del cultivo, se considera como una plaga con un alto poder dañino (Weber, 1989; Vergara, 1991).

Las larvas son activas a cualquier hora del día y pueden atacar el follaje, pero además actúan como trozadoras. Las épocas de mayores riesgos coinciden con el estado de plántula, siendo importante en arroz secano al inicio de los períodos de lluvia, y en arroz de riego en épocas secas. El ataque de las larvas es importante hasta los 30 días de emergido el cultivo.

Se ha determinado que los dos últimos instares larvales de *S. frugiperda*, consumen el 90% del follaje, por lo que sus daños pueden ser llamativos, para tal efecto el nivel de daño de esta plaga es del 30% de hojas afectadas en la etapa de plántula y 40% de hojas afectadas en etapas posteriores hasta el inicio de la panícula (Vargas, 1991; Vergara, 1991).

Las pérdidas en cultivos, costos de control y el impacto de insecticidas, lo convierten en un artrópodo limitante para la producción agrícola, lo cual genera un gran interés para el desarrollo de estudios que permitan entender su dinámica e implicaciones de manejo.

Daño

Consumen las hojas del arroz; cuando aparece temprano actúa como trozador de plantas, disminuyendo la población del arroz. La acción defoliadora es el daño más común de este insecto, además, actúa como trozador de plántulas y puede atacar la panícula. El *S. frugiperda* ataca en el sistema de riego y secano (Cuevas y Pérez, 2018; Weber, 1989).

El riesgo de daño es mayor en la etapa de plántula. Las larvas pueden causar daño durante todo el período de desarrollo del cultivo. Las larvas pequeñas consumen la epidermis de la hoja, y ésta queda esqueletizada en apariencia. Las larvas de tercer a quinto instar consumen la hoja entera, excepto la vena central.

La defoliación reduce la capacidad fotosintética de la planta de arroz y por lo tanto se disminuyen los rendimientos. Sin embargo, cuando el daño se presenta en los estados iniciales, las plantas tienen la capacidad para compensar el daño al producir nuevos rebrotes. A partir del máximo macollamiento, las plantas pueden tolerar hasta cierto grado el daño a las hojas sin ninguna pérdida del rendimiento.

Muestreo

El muestreo es una herramienta de planificación del manejo integrado de insectos en los cultivos, que permite realizar una evaluación de las poblaciones de insectos fitófagos y determinar la magnitud de su daño. También puede ayudar a evaluar en qué proporción se encuentran los enemigos naturales respecto a los fitófagos (Pérez y Duque, 2012). El muestreo del cogollero, se realiza utilizando el manojo o puño que equivale a tomar en cada punto un manojo de plantas (en estados tempranos) o macollas (en estados avanzados) aleatoriamente. El recorrido del lote se realiza en W. Se distribuye un número equitativo de muestras por cada segmento de la W: se toman 6 puntos en la primera diagonal, 6 puntos en la segunda, 6 puntos en la tercera y 7 puntos en la cuarta diagonal para un total de 25 puntos de muestreo (6, 6, 6 y 7). La incidencia de los daños de insectos como: Masticadores, Enrolladores y Minadores, se determina en forma visual de acuerdo a los síntomas producidos en la planta de arroz.

Muestreo secuencial aplicado a daño de *Spodoptera frugiperda*

Después de analizar los datos de daño por insectos, con el plan de muestreo secuencial se estimó el número de sitios con daño para cada insecto evaluado. Por ejemplo, para evaluar *Spodoptera*, en rango de área de 1-30 has, se requieren cuatro (4) sitios con daño superior al 30% AFA para declarar que el lote está afectado, 10 sitios en el rango 31-60 has, 18 para 61-90 has y 28 para lotes superiores a 90 has (Pérez y Cuasquer, 2018).

Hospederos alternos

Las larvas de *S. frugiperda* son polífagas. Se reportan más de 100 especies de plantas hospederas del gusano cogollero. Las larvas son polífagas, se alimentan de malezas gramíneas, cortaderas y de hoja ancha. Las malezas *Echinochloa colonum* y *Eleusine indica* son los hospederos más frecuentes.

Casmuz *et al.* (2010), realizaron revisión bibliográfica con la finalidad de actualizar los hospederos citados para *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith). La búsqueda de hospederos fue agrupada por zona y país. Para el norte del Continente Americano, se incluyeron las citas encontradas para EE.UU., México, América Central e islas del Caribe. En Sudamérica, se agruparon todos los países del cono sur, a excepción de la Argentina, la cual fue considerada por separado. Se encontraron 186 hospederos, repartidos en 42 familias. Entre los hospederos más citados, el 35,5% perteneció a la familia Poaceae, el 11,3% a la familia Fabaceae, a la familia Solanaceae y Asteraceae un 4,3 % cada una, siguiéndoles las Rosaceae y Chenopodiaceae con un 3,7% cada una y, finalmente, las Brassicaceae y Cyperaceae con un 3,2%. Del total de plantas encontradas (186) el 64% se hallaron presentes en Norteamérica y Centroamérica, el 53% en Sudamérica y el 32% en Argentina. Las especies más citadas fueron (en orden decreciente) para Norteamérica: maíz, sorgo, maní, grama bermuda, caña de azúcar y arroz; para Sudamérica: maíz, arroz, sorgo, poroto, algodón y maní y, por último, en Argentina fueron: maíz, soja, algodón, alfalfa, tomate, lino, papa y sorgo. También se aporta información sobre su ciclo de vida, hábitos y comportamiento sobre los principales hospederos, migración y biotipos.

Fluctuación poblacional

El comportamiento poblacional de los insectos fitófagos, depende de la variedad sembrada, la edad del cultivo, los efectos de las condiciones ambientales y la acción de los agentes de control biológico presentes en cada localidad. Pérez y Saavedra (2015) evaluaron la fluctuación poblacional de artrópodos en Montería y en la zona arrocera del bajo Sinú (la doctrina, Córdoba), en las variedades Fedearroz 2000, Fedearroz 473, Fedearroz 733 y Fedearroz Mocarí en parcelas de una hectárea cada una. Para ello tomaron muestras decadales de 50 pases dobles de jama por variedades, desde los 10 días de emergencia hasta los 80 días, por variedad. Los resultados indican que las poblaciones de insectos fitófagos mostraron un comportamiento diferente de acuerdo a la localidad, la edad del cultivo y variedad de arroz sembrada en condiciones de riego.

El cogollero *Spodoptera frugiperda*, registró poblaciones desde los 10 días después de emergencia hasta los 70 dde. El grillo *Conocephalus* sp registró poblaciones bajas desde los 10 dde y un incremento progresivo de la población a partir de los 60 dde, etapa de máximo macollamiento de las variedades; alcanzándose un máximo hacia los 70 dde, coincidiendo con el periodo de floración de los materiales evaluados. Las máximas poblaciones de *Conocephalus* sp se registraron en el genotipo Fedearroz 473 seguido por Fedearroz 2000.

Pérez (2018) evaluó durante cinco (5) años la dinámica poblacional de artrópodos en variedades de arroz en Montería, Córdoba. Las poblaciones del cogollero registraron diferencias significativas en las variedades y años evaluados.

Control Etológico

Dentro del grupo de feromonas, los atrayentes sexuales emitidos por un sexo para llamar al opuesto a la cópula, constituyen las sustancias de mayor futuro para el control de insectos dañinos. En la actualidad existen productos comerciales que contienen estas feromonas, como una opción para el manejo integrado de *S. frugiperda*, alternativa eficiente para el manejo de este insecto; compatibles con el medio ambiente y enmarcados en los principios del Manejo Integrado de Insectos, para reducir el impacto ambiental por aplicaciones de insecticidas.

Investigaciones en control etológico para *S. frugiperda* en arroz

Se han realizado investigaciones en la localidad de Montería (Córdoba) con la feromona cis-7 dodecenyl-1-ol-acetato (Z-7-DDA) y cis-9 tetradecenyl-1-ol-acetato (Z-9-TDA), para la atracción de machos. La investigación se desarrolló, con el propósito de determinar la distribución y el número de trampas de feromona sexual en la reducción de la población de los machos de *S. frugiperda* y registrar el número de posturas en trampas de tela. Se evaluaron cuatro distribuciones de trampas de feromonas en un lote comercial de arroz riego en Montería (Córdoba), durante el semestre B del 2016 y el semestre A del 2017. Las disposiciones y cantidades de las trampas fueron 4 trampas ubicadas en cuadro en las orillas, 4 en cuadro centrado, 5 en equis y 9 en W. Cada tres días se contabilizó el número total de adultos machos y posturas en las trampas de feromona y tela respectivamente. Los resultados indican que se registraron diferencias en los días y la distribución de las trampas de feromona. El mayor número de capturas se presentó a los 3 días de instaladas las trampas en todas las disposiciones. En la disposición en W con 9 trampas, se alcanzó el mayor número de capturas de macho. En las trampas de tela el mayor número de posturas fue de 4. El porcentaje de Área Foliar Afectada al cultivo de arroz, osciló de 2.4 a 6.2% en la distribución de las trampas. El menor valor se registró en la disposición de cuadros centrados con un valor de 2.4%. Los resultados muestran las bondades del uso de la feromona para capturar, hacer seguimiento y control de las poblaciones del cogollero del arroz.

Varios autores reportan para América Latina y evidencian las bondades de esta feromona para establecer sistemas de seguimiento de *S. frugiperda* en campo. La revisión bibliográfica sugiere que es eficiente para atraer los diferentes biotipos de *S. frugiperda* reportados para Colombia; sin embargo, sería conveniente ratificarlo experimentalmente

El mayor número de capturas totales, se observó en la trampa con distribución en W, con 1944 adultos, seguido por la disposición en X que presentó 1124 capturas de macho. En cuadros a la

distancia de 100 metros entre trampas se presentó la menor población de machos capturados, con un valor total de 506.

Esta eficiencia en las capturas con la feromona *ChemTica* coincide con los reportes de Brasil (Batista *et al.*, 2006), Costa Rica (Andrade *et al.*, 2000) y México (Malo, 2001). Los resultados con la marca *Pherobank* podría ser un caso de variación geográfica intraespecífica en la composición de la feromona de origen holandés, lo cual ha sido reportada por Andrade *et al.* (2000) en centro América y por Batista *et al.* (2006) en Brasil al utilizar feromonas estadounidenses y europeas.

Agudelo *et al.* (2010), al evaluar 3 marcas de feromonas para el cogollero en el cultivo de maíz, reportan que el total de capturas de machos adultos de *S. frugiperda* por tratamiento fue de 1.037 individuos con la marca *ChemTica*, 49 con *Pherobank* y 11 con el testigo. El promedio de capturas con la feromona *ChemTica* se mantuvo por encima de los 40 individuos por semana durante un mes, fecha a partir de la cual se redujo. La vida media de la feromona coincide con los reportes de la casa comercial a temperatura de 25 a 35°C (*ChemTica*, 2000).

Pérez *et al.* (2018), evaluaron la atracción de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae), hacía cuatro arreglos espaciales de trampas de monitoreo conferomona sintética comercial *ChemTica*® en el cultivo de arroz (*Oryza sativa*). El estudio se desarrolló en Montería, Córdoba. Los arreglos espaciales consistieron en una, dos, cuatro y cinco trampas con feromona por hectárea y una trampa testigo sin feromona por hectárea. El monitoreo se efectuó cada tres días después de la siembra, registrando los adultos machos atraídos hasta los 30 días después del montaje. Se desarrolló un diseño de dos bloques completos al azar con tres repeticiones, bloqueando fecha de siembra y localidad. El análisis comparativo de Kruskal-Wallis, indicó que, efectivamente los datos provinieron de una misma población con un $p < 0.001$, seguidamente, la prueba de comparación de Dunn, determinó que, las trampas sin feromona, presentan diferencias estadísticamente significativas respecto a los demás arreglos con un $p < 0.001$, de lo cual, se infiere un efecto importante en la atracción de *S. frugiperda* debido a la feromona. El arreglo con cinco (5) feromonas por hectáreas capturó proporcionalmente mayor número de individuos, sin embargo, no se encontró diferencia estadística en la captura promedio por trampa de monitoreo con feromona. Además, se registraron picos de máxima captura de adultos de *S. frugiperda*, a los 6 y 26 días después de siembra del cultivo. Se concluye que, para el monitoreo, una feromona por hectárea, es efectiva para registrar la presencia del insecto en el cultivo de arroz.

Al capturar un gran número de individuos semanales se está bajando la infestación en los cultivos debido a que existe un número menor de machos en el entorno para copular con las hembras. Si no hay copula, no hay posturas y emergencia de larvas. Kuniyoshi (2002) registró menor presencia de larvas de *S. frugiperda* y *H. zea* en parcelas donde se instalaron trampas sexuales en comparación con los que no tenían.

Control biológico

En forma natural, el cogollero tiene una variada y abundante cantidad de agentes benéficos, representada por parasitoides, depredadores y entomopatógenos, que afectan tanto el estado de larva como la pupa. Sin embargo, la primera generación de *S. frugiperda* que se presenta en el estado de plántula es muy alta; ocurriendo infestaciones generalizadas, las cuales debido al desconocimiento de los aspectos bioecológicos del insecto y al manejo inadecuado que tradicionalmente realizan los agricultores, son controladas con insecticidas.

En la tabla 1, de los insectos de mayor importancia económica, *Spodoptera frugiperda* es el que más enemigos naturales registra, 20 en total, representados en 7 parasitoides, 7 depredadores, 3 hongos, una bacteria, un virus y un nematodo. Entre los parasitoides de larva se mencionan a *Meteorus laphygmae*, *Euplectrus* sp y *Chelonus texanus*. La avispa *Telenomus remus* actúa como parasitoide de huevo.

En los depredadores sobresalen la avispa *Polybia eritrocephala*, *Polistes canadensis* y el coccinellido *Coleomegilla maculata*. Atacando larva se señalan los entomopatógenos *Nomuraea rileyi*, *Myiophagus verainicus*, *Bacillus thuringiensis* y el nematodo *Hexamermis* sp.

Tabla 1. Registro de enemigos naturales en insectos de importancia económica del cultivo de arroz en Colombia (Pérez 2013).

Insecto	Parasitoides	Predadores	Entomopatógeno	Total
<i>Spodoptera frugiperda</i>	7	7	6	20
<i>Tagosodes orizicolus</i>	4	4	1	9
<i>Diatraea spp</i>	7	0	1	8
<i>Hydrellia spp</i>	4	0	0	4
<i>Tibraca limbativentris</i>	1	1	2	4

La información sobre la fluctuación poblacional de las arañas en la Subregión del San Jorge-Sucre durante dos años consecutivos (2001-2002) sobre arroz seco mecanizado, indica que éstas colonizan el cultivo desde el estado de plántula y a medida que sus presas pueblan y aumentan dentro del cultivo, los arácnidos se incrementan progresivamente con dos picos poblacionales importantes a los 17 y 66 días después de emergencia (dde) con valores de 16.5 y 13 arañas en 10 pases dobles de jama (pdj) respectivamente; destacándose como los depredadores naturales más constantes e incidentes en todos los muestreos realizados durante el desarrollo del cultivo (Saavedra, 2002).

De esta manera, la población de larvas de las especies de lepidópteros especies *Spodoptera frugiperda*, *Mocis* sp. y *Panoquina* sp., no desarrollaron niveles de daño económico, ya que se constituyen en fuente de alimento esencial para el establecimiento, reproducción e incremento de

las poblaciones de arañas en el cultivo de arroz. Nicholls y Altieri (1999), reportan que las poblaciones de *Spodoptera littoralis*, plaga de los manzanos en Israel, no llegaron niveles de daño económico en los árboles poblados por arañas

Investigaciones con hongos entomopatógenos sobre *Spodoptera frugiperda*

Vargas y Sánchez (1983), midiendo el control natural de algunas plagas sobre dos variedades de arroz, encontraron una mortalidad en larvas de *S. frugiperda* de 24,32 y 5,2% por *N. rileyi* en las variedades Cica 6 e IR-22, respectivamente.

Bustillo y Posada (1986), al determinar la patogenicidad de la cepa NRB1 de *N. rileyi* sobre larvas de tercer instar de *S. frugiperda* alimentadas con hojas de maíz en condiciones de laboratorio, registraron porcentajes de mortalidad de 40,9; 83,75 y 83 % para las concentraciones de 0,3; 3,1 y 30,6 respectivamente y no encontraron diferencias significativas entre las concentraciones de 3,1 y 30,6 conidias/mm². Los mismos autores indican que el Tiempo Letal medio fue de 7,86 y 7,82 días para las concentraciones de 3,1 y 30,6 conidias/mm² respectivamente. La CI50 fue de 0,87 conidias/mm².

Boucias *et al.* (1982), obtuvieron con una cepa virulenta de *N. rileyi*, 82% de mortalidad en larvas de segundo instar de *S. frugiperda*, expuestas a una concentración de 7500 conidias/mm² sobre dieta artificial. Pruebas de patogenicidad realizadas en condiciones de laboratorio con dos cepas del hongo *M. anisopliae*, aisladas de *Ancognatha scarabaeoides* Burmeister (C₁) y *Zulia colombiana* Lallemed (C₇), respectivamente, aplicadas sobre larvas de tercer instar de *S. frugiperda* en concentraciones de 2,7 x 10³, 2,7 x 10⁶ y 1,78 x 10⁹ conidias/ml, registraron bajos porcentajes de mortalidad y diferencias significativas entre ellas; la Cepa C₁ resultó más virulenta con 20, 40 y 54% de mortalidad para las dosis evaluadas (Guarín y Mesa, 1987). Los mismos autores indican que las dos cepas no presentaron diferencias significativas en el número de días transcurridos desde la inoculación hasta la muerte de las larvas, variando de 2,44 días en la dosis de 2,7 x 10⁶ conidias/ml para la cepa C₇ hasta 3,55 días en la dosis de 1,78 x 10⁹ de la cepa C₁.

Al estimar la susceptibilidad de los instares larvales de *S. frugiperda* a la acción de la cepa C₁, se presentaron diferencias significativas entre el primero, segundo y cuarto instar, con respecto al tercero y quinto instar; el instar más susceptible fue el primero con 73% de mortalidad y el menos, el quinto con 40%; el porcentaje de mortalidad causado por el hongo *M. anisopliae* tiende a disminuir a medida que aumenta la edad de la larva (Guarín y Mesa, 1987).

Bajo condiciones de laboratorio se hicieron aspersiones del hongo *N. rileyi* e insecticidas selectivos sobre *Spodoptera exigua* (Hubner); los tratamientos con el hongo produjeron mortalidad de 50 y 76,6% en larvas de primer y cuarto instar respectivamente y 32,1% en larvas de quinto instar; el tratamiento de *Bacillus thuringiensis* produjo una mortalidad de 54,4% sobre larvas 13 días después del tratamiento (Goh *et al.*, 1992).

Pérez y Vergara (1997) evaluaron dos cepas de *Beauveria bassiana* aisladas de *Mocis latipes* (Guenee) y una pupa de un Noctuidae (especie no identificada), provenientes del Caribe Húmedo, sobre *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith). Se utilizaron larvas de tercer instar de 10 días de edad de una cría del insectario de la Coporación Para Investigaciones Biológicas (CIB) en Medellín. Las condiciones de temperatura fueron de 24 °C + 3 ° C y 70 % de H.R. Se adoptó un diseño experimental completamente al azar con tres repeticiones. En cada tratamiento se utilizaron 10 larvas. Los hongos se evaluaron en concentraciones de $5,4 \times 10^6$, $5,4 \times 10^7$ y $5,4 \times 10^8$ conidias/ml. Diariamente se adelantaron observaciones y se calcularon las respectivas CL 50 y TL 50, mediante análisis probits.

Los resultados demuestran que el aislamiento Bb 99, presentó 88,33% de mortalidad en concentración de $5,4 \times 10^8$ conidias/ml. Su mortalidad promedia fue de 66,66% y su TL 50 de 3,33 días. Con base en estos resultados se puede afirmar de la existencia de un potencial de hongos entomopatógenos en la zona para el control de los insectos fitófagos de importancia económica en el Caribe Húmedo de Colombia.

Resistencia varietal

No se conocen variedades comerciales de arroz resistentes a *S. frugiperda*. Existen reportes de genotipos que inducen baja preferencia a la oviposición o que sufren poco daño del cogollero.

Variabilidad genética de *S. frugiperda*

Marín *et al.* (2018), evaluaron la composición genética de estos biotipos, que afecta el manejo de la plaga. Para ello, se dispuso de una sub-muestra de 64 larvas, procedentes de cuatro subregiones agrícolas de Colombia: Valle del río Magdalena (VGRM), Caribe Húmedo (CH), Valle del Río Cauca (VGRC) y la Orinoquía. Posteriormente, se evaluaron 4 protocolos de extracción de ADN, a partir de tejido de cabeza, tórax, abdomen y postabdomen. Se observó que el ADN que se extrajo del tejido de cabeza exhibió la mejor calidad a nivel cuantitativo (absorbancias) y cualitativo (gel de calidad). Por lo cual, fue el protocolo seleccionado para la extracción de ADN, el cual fue utilizado para realizar la caracterización molecular de los biotipos de cogollero, mediante la técnica de Código de Barras del ADN basada en la clonación del gen de la Citocromo Oxidasa I (COI). Esta aproximación metodológica permitió garantizar la integridad y homogeneidad de la información del gen COI, y la calidad del secuenciamiento. La secuencia del gen COI, obtenida para los individuos analizados presentó numerosos polimorfismos asociados a maíz, arroz y, algodón. En este sentido el conocimiento de la variabilidad genética de *S. frugiperda*, permitirá implementar estrategias de control específicos.

Manejo Integrado

Se deben implementar varias alternativas de control. El manejo agronómico del cultivo juega un papel fundamental. Las trampas de feromonas disminuyen la población de adultos machos. Las trampas de tul de color rojo atraen a las hembras para que coloque los huevos. Eliminar las malezas en los bordes y destruir los residuos de la cosecha anterior. El cogollero tiene buen parasitismo en larvas. Cuando se observen los primeros daños se puede inundar el lote, para disminuir población de larvas y daño a las plantas. Se debe realizar control oportuno, monitorear daños en las hojas y presencia de larvas. El *Bacillus thuringiensis* y los inhibidores de síntesis de quitina realizan buen control de larvas.

Consideraciones finales

El Manejo Integrado de Insectos Fitófagos es el conjunto de prácticas agronómicas, ambientales con sentido técnico social y responsables, que combinan diversas estrategias basadas en la planificación y el conocimiento del entorno del cultivo, para mantener en equilibrio las poblaciones de los insectos, conservando el medio ambiente en un sistema productivo sostenible.

En el manejo integrado de *S. frugiperda*, las feromonas juegan un papel importante en el monitoreo. Ayudan a determinar la presencia de adultos, posible oviposición y emergencia de larvas. Deben combinarse con el monitoreo constante de larvas y daños en las plantas.

Se deben realizar muestreos para detectar los primeros brotes del cogollero, y así disminuir los daños de la misma y los costos de control.

Referencias

Casmuz, A.; Juárez, M. L.; Socías, M. G.; Murúa, M. G.; Prieto, S.; Medina, S.; Willink, E. y Gastaminza G. (2010). Revisión de hospederos del gusano cogollero del maíz, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). Rev. Soc. Entomol. Argent. 69(3-4):209-231.

Cuevas A., Castilla, A., Pérez, C. y Higuera, O. (2016). Alternativas de Manejo Natural y Biológico en la Finca Amtec. Fedearroz-Fondo Nacional del Arroz- Minagricultura. Convenio de asociación No. 20160596. Monica Vera. Bogotá 63 p

Marin L. Diana V., Castillo, Diana K., Rodriguez Chalarca, Jairo, Becerra Lopez, Luis A., Pérez, Cristo R. (2018). Protocolo para detectar la variabilidad genética de *Spodoptera frugiperda* Smith (Lepidoptera: Noctuidae) en algodónero, arroz y maíz en Colombia. In: Memorias Congreso Colombiano de Entomología, Santiago de Cali, Colombia. Julio 11 al 13. 1 p.

Pérez C.; Duque M y Cuasquer J (2018). Plan de muestreo de daños por insectos en el cultivo de arroz en Colombia. Documento interno de Trabajo. Fedearroz-CIAT. 11 p.

Pérez, C.; Cardona, W. y Guzmán, S. 2018. Atracción de *Spodoptera frugiperda* hacia cuatro arreglos espaciales de trampas de monitoreo con feromona sintética en el cultivo de arroz. In: Memorias Congreso Colombiano de Entomología, Santiago de Cali, Colombia. Julio 11 al 13. 1 p. ISSN 2389-7694.

Pérez C y Cuevas A (2017). Manejo integrado de insectos en el cultivo de arroz. Fedearroz-Fondo Nacional del Arroz-AMTEC. Bogotá. Editorial MR. 61 p. ISBN 978-958-59927-3-3.

Pérez C (2017). Alternativas de manejo ecológico de insectos en el cultivo de arroz en Colombia. In: Memorias 44 Congreso Sociedad Colombiana de Entomología, SOCOLEN. Bogotá. pp 290-302.

Pérez C (2017). Evaluación de trampas de feromona y tela para el control de *Spodoptera frugiperda* J.E. Smith [LEPIDOPTERA: NOCTUIDAE] en el cultivo de arroz. Memorias 44 Congreso Sociedad Colombiana de Entomología, SOCOLEN. Bogotá. p 468. ISSN 2389-7694.

Pérez C (2016). Monitoreo de artrópodos en el cultivo de arroz. Toma de decisión en Amtec. En Memoria Seminario Interno del cultivo de arroz. Fedearroz-Fondo Nacional del Arroz. Neiva. 6p.

Pérez C (2015). Manejo integrado de artrópodos fitófagos en el cultivo de arroz. Amtec experiencia exitosa. En Memorias 42 congreso Socolen, Medellín. pp. 175-187.

Pérez C y Saavedra E (2014). Dinámica poblacional de insectos fitófagos y benéficos en Córdoba. Revista Arroz. Vol. 62 No. 509. pp. 30-44.

Manejo biológico y natural de *Spodoptera frugiperda* en Colombia: Experiencias y retos

Carlos Espinel Correal¹, Elsa Judith Guevara Agudelo²

¹ Centro de Investigación AGROSAVIA. Centro de Investigación Tibaitatá. Mosquera, Colombia. ² Centro de Investigación La Libertad- AGROSAVIA. Puerto López, Meta, Colombia.

<cespinel@agrosavia> coeguevara@agrosavia.co

Los insectos de la familia Noctuidae están entre las plagas que ejercen mayor riesgo en el mundo, debido a su naturaleza cosmopolita y a su comportamiento voraz de alimentación. Es considerada como plaga limitante, responsable de afectar la productividad de varios cultivos importantes para la alimentación y manutención del hombre. Además, posee gran adaptabilidad a condiciones ambientales y ha desarrollado resistencia a diferentes insecticidas químicos (Lobo *et al.*, 2019). No obstante, como es conocido, la naturaleza provee de herramientas de control para todos los organismos en los ecosistemas de tal manera que se procure la homeostasis de estos. En el caso de los agroecosistemas por ser el producto de la intervención del hombre, este equilibrio se ve afectado y el control natural presente en los cultivos no es suficiente para regular las poblaciones de *S. frugiperda* en el campo, las cuales aumentan en la medida que se aumente el manejo químico y se eliminen sus controladores. En este contexto el control biológico toma gran interés siendo la base para disminuir las primeras generaciones de *S. frugiperda* y evitar daños que afecten la rentabilidad de los cultivos.

Debido a que *S. frugiperda* es una especie polifitófaga nativa del trópico, con amplia distribución geográfica, desde Argentina hasta el sur de Estados Unidos y tener muchos cultivos hospedantes como el algodón, sorgo, soja, girasol, maíz, etc. (Pastrana y Hernández, 1979; Álvarez, 1991, Murillo, 1991), posee también, una amplia gama de enemigos naturales que van desde los microorganismos hasta los entomófagos, con gran relevancia en parasitoides, depredadores y entomopatógenos, usados como herramienta eficaz dentro del manejo integrado de plagas.

En un estudio meticuloso realizado por Molina-Ochoa (2003) sobre el inventario de parásitos de *S. frugiperda* para América y el Caribe, en cultivos de maíz y arroz, se encontró que el parásito de mayor distribución en América fue *Chelonus insularis* (Cresson) (Hymenoptera: Braconidae) y para Suramérica los parasitoides de mayor prevalencia fueron *Archytas incertus* (Macq) (Diptera: Tachinidae), *C. insularis* y *Meteorus laphygmae* (Viereck 1913) (Hymenoptera: Braconidae). Con esta evidencia, se determinó que los parasitoides y parásitos pueden ser altamente efectivos para el manejo de las poblaciones de *S. frugiperda*.

En Colombia, se han realizado innumerables estudios sobre el diagnóstico del control biológico o natural de esta plaga durante los más de 100 años (1914) que fue reportada esta plaga en el

cultivo de maíz en el departamento de Antioquia (Álvarez 1991). Estos estudios se han realizado a lo largo y ancho del territorio en los cultivos establecidos desde el nivel del mar hasta los 2000 msnm. En la mayoría de estos diagnósticos, se ha reportado que los parasitoides de los órdenes Hymenoptera y Diptera, son los de mayor frecuencia atacando los diferentes estados de desarrollo del cogollero del maíz (Vilaseca *et al.*, 2008).

En este contexto, estudios realizados en el Valle del Cauca, zona donde se ha desarrollado la mayor cantidad de diagnóstico natural de plagas con el objeto de involucrarlas en prácticas de control biológico aplicado, se han reportado diversas especies de parasitoides y predadores, los cuales han disminuido en algunas oportunidades hasta el 50% de las poblaciones de huevos y larvas de *S. frugiperda* (Vargas & Sánchez, 1983; García, 1989; García, 1990; García *et al.*, 1999).

Entre estos, se ha determinado que *Trichogramma atopovirilia* (Hymenoptera: Trichogrammatidae), *Telenomus remus* (Hymenoptera: Scelionidae), Trichogrammatidae y *Chelonus insularis*, son los parasitoides de mayor importancia y prevalencia en el control de posturas de *S. frugiperda*, al evitar el daño directo. Para el control del estado larval se han reportado parasitoides como *Meteorus laphygmae* y nuevamente *Chelonus insularis* también son reportados como enemigos naturales eficaces en el control de larvas de este fitófago.

Así mismo, los insectos depredadores de los órdenes Coleoptera, Hemiptera, Diptera, Hymenoptera, Odonata y Neuroptera, son descritos como los más abundantes en los sistemas productivos del Valle del Cauca, destacándose *Chrysoperla carnea* por su voracidad en la succión de los líquidos de las presas (plagas) y *Polistes erythrocephalus* (Hymenoptera: Vespidae) (Harmonia, 2004), consideradas como las responsables en gran parte del control de plagas del follaje como el cogollero del maíz (Martin & Bellotti, 1986). En el caso de *P. erythrocephalus* ha sido tan abundante y eficaz que se desarrolló la técnica de trasladar sus nidos a sitios de refugio cerca al cultivo y/o alrededor del cultivo de maíz para concentrar su actividad depredadora hacia *S. frugiperda* (García, 1999).

Este inventario ha sido similar en las zonas arroceras, maiceras y algodoneras en otras regiones del centro de Colombia y Nariño, encontrándose los parasitoides *M. laphygmae*, *Cotesia* sp. (Hymenoptera: Braconidae), *Chelonus texanus* (Hym: Braconidae), dípteros de la familia Tachinidae, Phoridae y Calliphoridae (León, *et al.*, 1989). Para los Llanos Orientales, se ha encontrado como parasitoide importante en el control de huevos a *Telenomus remus* (Guevara, 1997) así mismo, en el control de larvas se ha reportado a *Meteorus laphygmae*, *Euplectrus* spp. (Hymenoptera: Eulophidae) y *Cotesia*, principalmente. Los depredadores de relevancia son las avispas del género *Polistes*, los crisópidos y los coleópteos de la familia Coccinellidae (*Coleomegilla* sp.) (Guevara, 1998).

Dentro de los entomopatógenos, se encuentran los virus, las bacterias y los hongos como enemigos naturales de este insecto. En la Tabla 1, se muestran los productos a base de microorganismos que cuentan con registro de venta ICA, con fecha de corte de diciembre de 2018. Se puede observar que la mayor cantidad de productos registrados son a base de *Bacillus thuringiensis*, obedeciendo a la tendencia mundial de liderazgo, con este entomopatógeno. Hay algunos esfuerzos con hongos, utilizando los géneros más comunes, *Beauveria* y *Metarhizium*; aunque en Agrosavia se ha hecho esfuerzos importantes con *Metharizium (Nomuraea) rileyi*; se cuenta con un aislamiento virulento que ha sido probado en diferentes condiciones, aunque todavía no se ha llegado a obtener registro, pues este hongo es particularmente complicado en aspectos de fermentación para producción masiva un registro, y en comparación con los virus entomopatógenos, es más lento en su mecanismo de acción. A propósito de los virus, solo hay un entomopatógeno registrado en Colombia para este insecto, del cual ampliaremos su información a continuación.

Tabla 1. Insumos biológicos registrados ante el ICA (30 diciembre 2018), para el control de *Spodoptera frugiperda*.

Empresa titular	Nombre comercial del producto	Registro de venta ICA	Última resolución ICA	Ingrediente(s) activo(s) de la formulación	Tipo de formulación	Cultivo
Semillas Valle S.A.	BT-BIOX	10055	26673-13/06/2018	<i>Bacillus thuringiensis</i> Var Kurstaki	WP (Polvo mojable)	Maíz
MITSUI de Colombia S.A	Thuricide HP WP	950	Sin Res. 7/05/1980	<i>Bacillus thuringiensis</i> var. Kurstaki (Serotipos IIIA y IIIB)	WP (Polvo mojable)	Algodón, soya
Bayer S.A.	Dipel WG	1881	19659 25/01/2018	<i>Bacillus thuringiensis</i> var. Kurstaki	WP (Polvo mojable)	Algodón, soya, maíz
Valent Biosciences Corporation	Xentari WG	2729	3949 1/09/2013	<i>Bacillus thuringiensis</i> var. aizawai	WG (gránulos dispersables)	Algodón, maíz
Laverlam S.A.	Destruxin® WP	3413	Sin Res. 12/11/1999	<i>Metarhizium anisopliae</i>	WP (Polvo mojable)	Arroz
Industria productora de arroz Inproarroz S.A.	Beauveria inpro WP	7552	1695 06/06/2014	<i>Beauveria bassiana</i>	WP (Polvo mojable)	Arroz
Plantador Colombia Ltd	Bitoxibacillin WP	7562	1295 16/05/2012	<i>Bacillus thuringiensis</i> var. thuringiensis	WP (Polvo mojable)	Arroz
Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria	Spobiol	11245	22635-6/04/2018	Nucleopoliedrovirus de <i>Spodoptera frugiperda</i> NPV003	WP (Polvo mojable)	Maíz

(Fuente: <https://www.ica.gov.co/getdoc/a5c149c5-8ec8-4fed-9c22-62f31a68ae49/fertilizantes-y-bio-insumos-agricolas.aspx>)

Los virus patógenos de insectos, específicamente los Baculovirus (familia Baculoviridae), son los más estudiados entre los grupos virales de esta clase y se han usado con éxito en el control de insectos de importancia agrícola (Moscardi, 1999). Dentro de esta familia, el género *Alphabaculovirus* (anteriormente llamados Nucleopoliedrovirus (NPV)), son los NPV aislados de lepidópteros y se caracterizan por tener cuerpos de inclusión (virión o partícula infectiva rodeada por una matriz protéica) de forma poliédrica o irregular, de tamaños entre 0,1 y 15 μm (Caballero *et al.*, 2001).

En la taxonomía viral, la especie lleva el nombre del insecto en el cual fue aislado. Por consiguiente, existe un *Alphabaculovirus* llamado: Nucleopoliedrovirus de *Spodoptera frugiperda* (Nombre reducido: SfNPV). Esta especie ha demostrado tener una eficiencia alta y gran especificidad para el control de *S. frugiperda*. Ha sido aislado en Estados Unidos, Nicaragua, Argentina y Brasil (Ordoñez-García *et al.*, 2015). En Colombia, su investigación inició en el 2008, y fue llevada a cabo por el grupo de investigación en control biológico de plagas agrícolas de Agrosavia (en ese entonces, Corpoica). Se hizo la búsqueda, aislamiento y selección de aislamientos nativos de SfNPV en varias regiones productoras de maíz, seleccionándose el aislamiento NPV003, proveniente del departamento de Córdoba, por sus características interesantes (Villamizar *et al.* 2018). De manera resaltante, su análisis genómico reveló que dos de los 145 *open Reading frames* (ORF), no están presentes en los otros genotipos de SfNPV secuenciados hasta el momento, y posiblemente fueron adquiridos por una recombinación homóloga entre el NPV de *S. frugiperda* y de *S. litura* (Barrera *et al.*, 2015).

Este virus fue formulado mediante microencapsulación y se evaluó bajo diferentes condiciones en el departamento del Meta, seleccionándose la concentración mínima efectiva de $1,5 \times 10^{12}$ Ci/ha, con una eficacia superior al 60%; de igual forma se determinó que la aplicación del virus favorece la diversidad y la riqueza específica de la entomofauna benéfica asociada al cultivo de maíz (Gómez *et al.*, 2013). Este producto ya cuenta con registro de venta del ICA, el cual se denomina Spobiol® y Agrosavia se encuentra en negociaciones con empresas multinacionales para su producción y comercialización. Sin embargo, no se han hecho campañas de manejo de *S. frugiperda* con NPV a nivel masivo en Colombia, por lo menos con productos que tengan registro ICA; por el simple hecho de que no existen productos registrados, a excepción de Spobiol®, como lo mencionamos anteriormente.

Aunque no hace parte de control biológico, es importante mencionar que, a comienzos de los años 90, salió al mercado el maíz genéticamente modificado para producir toxinas insecticidas de la bacteria *Bacillus thuringiensis* (Bt). El maíz Bt proporcionó una herramienta efectiva para el manejo de varios lepidópteros e incluso coleópteros, aunque en los últimos años se han presentado casos de resistencia, por ejemplo, a la toxina Cry1F en maíz, en Puerto Rico y Brasil; demostrando las limitaciones de esta tecnología (Gassmann & Clifton, 2017). A pesar de esta

resistencia en cultivos transgénicos, la estrategia clásica de aplicar Bt como bioinsecticida para Noctuidos, es utilizada ampliamente.

Teniendo en cuenta que varios cultivos tienen como principal plaga a *S. frugiperda* y que este fitófago se presenta desde el establecimiento del cultivo, como cortadora de la base los tallos, lo que causa la muerte de la plántula y posteriormente, se presenta hasta las etapas reproductivas afectando directamente la producción de los cultivos como maíz, sorgo, algodón y pastos, es necesario establecer una estrategia que integre varios métodos de manejo. Es el caso de los métodos culturales, biológicos y por último, el químico; los cuales se deben fundamentar en la supervisión de la población de insectos, de tal manera que facilite la toma de decisión sobre los métodos a establecer para que estos tengan eficacia en el momento de ser aplicados. En este contexto, se deberían tener como principios para la aplicación del MIP los siguientes aspectos:

1. Sembrar dentro de las fechas establecidas
2. La siembra de materiales adaptados, prácticas culturales y sanidad de las plantas
3. Monitoreos constantes de los cultivos en suelos, agua y desarrollo vegetativo de las plantas, estado de las plagas y enfermedades.
4. La evaluación del sistema en las praderas a establecer debe ser permanente de tal manera que lo observado corresponda con lo calificado.
5. Medidas de manejo con base en el monitoreo y decisiones económicas, sociales y ecológicas
6. Manejo de control biológico
7. El método químico, como último recurso de control

Los monitoreos para determinar el tipo de manejo deben ser permanentes, registrando la presencia del insecto y el daño según la fase vegetativa.

Una vez obtenido los resultados del monitoreo el control biológico se debe basar en el uso de entomopatógenos como *Bacillus thuringiensis*, Baculovirus, y *B. bassiana*, principalmente. Así mismo, parasitoides como *Telenomus* sp, predadores como Crisópidos y traslados de avispas nativas, además del control natural. Estas herramientas deben ser combinadas con manejos culturales y si se determina la aplicación de un producto químico se debería iniciar por un producto de bajo impacto y/o específico o de preferencia.

Por tal razón, se deberían seguir las siguientes recomendaciones generales, teniendo en cuenta que el cogollero del maíz es uno de los más limitantes, debido a las características mencionadas anteriormente.

Recomendaciones generales:

- Monitorear niveles de daño
- Liberar parasitoides de huevos como *T. remus*.
- Reconocimiento de plagas y benéficos del lote a sembrar.
- Establecer materiales de maíz adaptados.
- Manejar las poblaciones de tierreros con cebos
- Si hay historial de presencia de tierreros, aplicar insecticida a la semilla
- Liberar parasitoides, depredadores y entomopatógenos
- No aplicar insecticidas de amplio espectro
- Si es necesario aplicar un insecticida químico, utilizar simuladores hormonales o inhibidores de quitina.

Como se ha visto, el manejo de *Spodoptera frugiperda* sugiere varios retos. Obviamente se debe tener un conocimiento de la biología y hábito del insecto en el cultivo que está atacando y esto debería estar correlacionado con el mecanismo de acción del microorganismo o comportamiento parasítico o depredador del entomófago. Para el caso de entomopatógenos, es necesario tener en cuenta variables de producción masiva, formulación y sobre todo la forma y momento preciso de aplicación, el incremento de la virulencia y su comportamiento ante condiciones medioambientales que podrían ser adversas. Sin embargo, es una apuesta que vale la pena, pues el beneficio desde todo punto de vista es marcado, ganando el productor y el medio ambiente.

Referencias

Álvarez JA (1991). Reseña Histórica y aspectos bioecológicos del gusano cogollero del maíz, *Spodoptera frugiperda* J.E. Smith. En: Memorias de seminario de *Spodoptera frugiperda* (El Gusano Cogollero en sorgo, maíz y otros cultivos). SOCOLEN, CIAT, Cali- Colombia. 13 a 14 de junio 1991: 12-14

Barrera GP, Belaich M, Patarroyo MA, Villamizar LF, Ghiringhelli PD (2015). Evidence of recent interspecies horizontal gene transfer regarding nucleopolyhedrovirus infection of *Spodoptera frugiperda*. BMC Genomics 16, 1008. doi: 10.1186/s12864-015-2218-5

Caballero P, López-Ferber M, Williams T (2001). Los baculovirus y sus aplicaciones como bioinsecticidas en el control biológico de plagas. Valencia, España: Phytoma-España: 25

García F, Pulido J (1989). Plagas del maíz y su manejo. En: Cereales de consumo – maíz y sorgo. Asiava, ICA, Fenalce: 81-84

García F (1990). Avances y perspectivas del control biológico en Colombia. Ciencia y Tecnología. Proyectos Especiales, ICA.

García F, Mosquera A, Vargas C, Rojas L (1999). Informe Técnico Final Convenio 9527601 39 Corpoica-Pronatta "Control biológico, microbiológico y físico de *Spodoptera frugiperda*, plaga del maíz y de otros cultivos en Colombia". Palmira. Mayo de 1999: 140.

Gassmann AJ, Clifton EH (2017). Current and potential applications of biopesticides to manage insect pest of maize. In: Lacey (ed). Microbial control of insect and mite pests. Academic Press, Elsevier, London: 173-184

Gómez J, Guevara EJ, Cuartas P, Espinel C, Villamizar L (2013). Microencapsulated *Spodoptera frugiperda* nucleopolyhedrovirus: insecticidal activity and effect on arthropod populations in maize. Biocontrol Science and Technology 33(7): 829-846

Guevara, JYG A. (1997). Avances sobre manejo integrado de plagas en soya para el Piedemonte Llanero. En: Resúmenes XXIV Congreso SOCOLEN. Pereira. Colombia: 43.

Guevara EJ & González A (1998). Bases para el manejo integrado de plagas en el cultivo de algodón en el Piedemonte Llanero. Información técnica. Año 2(22). Hoja divulgativa. CORPOICA Regional Ocho, Fondo de Fomento Algodonero y CONALGODON. Villavicencio, Meta, Colombia: 8.

León G, Roja T, Luque E. (1984). Evaluación del parasitismo natural de *Meteorus laphygmae* (Viereck) sobre *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) en algodón y sorgo para las zonas de Espinal (Tolima) y Nariño (Cundinamarca). Agron. Colomb. 2 (1-2): 109-117

Lobo M, Sanches M, Aguiar D, Faria M, Espinel-Correal C, Sihler W, Lopes R. (2019). Within-host interactions of *Metarhizium rileyi* strains and nucleopolyhedroviruses in *Spodoptera frugiperda* and *Anticarsia gemmatalis* (Lepidoptera: Noctuidae). Journal of Invertebrate Pathology 162:10-18.

Martin CA, Bellotti AC (1986). Biología y comportamiento de *Polistes erythrocephalus* Ltr. (Hymenoptera: Vespidae), en predador del gusano cachón de la yuca *Erinnyis ello* L. (Lepidoptera: Sphingidae) Acta Agron. 36(1): 63-76

Molina-Ochoa AJ, Carpenter J, Heinrichs EA, Foster JE (2003). Parasitoids and parasites of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in the Americas and caribbean basin: an inventory. Florida Entomologist, 86(3): 254–289

Moscardi F (1999). Assessment of the application of baculoviruses for control of Lepidoptera. *Annual Review of Entomology* 44:257-289. doi: 10.1146/annurev.ento.44.1.257

Ordoñez-García M, Ríos-Velasco C, Berlanga-Reyes DI, Acosta-Muñiz CH, Salas-Marina MA, Cambero-Campos, OJ (2015). Occurrence of natural enemies of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera:Noctuidae) in Chihuahua-México. *The Florida Entomologist* 98(3): 843-847. doi: 10.1653/024.098.0305

Vargas, M, Sánchez, G. (1983). Control natural de algunas plagas de arroz en las variedades IR-22 y CICA-6. *Revista Colombiana de Entomología* 9(1-4): 50-54

Villamizar L, Cuartas P, Gómez J, Barrera G, Espinel C, López-Ferber M (2018). Virus entomopatógenos en el control biológico de insectos. En: Cotes AM. (ed) *Control Biológico de fitopatógenos, insectos y ácaros*. V1. Agentes de control biológico- Agrosavia, Bogotá, 368-409

Adaptive potential of fall armyworm and its impact on resistance evolution to Bt crops

Julio Cesar Fatoetto¹

¹Syngenta Crop Protection. Caixa Posta 21, Holambra-SP.

julio.fatoetto@syngenta.com

Introduction

The fall armyworm (FAW), *Spodoptera frugiperda* (JE Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae), is the major maize pest in South America (Blanco, 2016). Corn yield reductions caused by FAW can reach 34-38% (Carvalho, 1970). When late instar larvae act as seedling cutworm, losses can reach up to 100% (Avila, 1997). Such population outbreaks are a consequence of increased cultivation during more than one corn crop season. In Brazil, FAW populations used to present population peaks only during the summer season and are now found throughout the extended growing period facilitated by the so-called "green bridges"; plant hosts where FAW migrate from one crop to another in the same region, maintain high populations.

Chemical control has widely been used in the last three decades to manage FAW infestations; although this tactic is not without concerns. Growers lack or do not adopt economic thresholds for chemical applications, as multiple immigrations are common in early stage corn fields. In addition, females usually lay eggs on the upper layer of the corn leaves and, after hatching, the neonates tend to quickly move to the whorl of the plant. Once hidden in the whorl, the exposure and therefore efficacy of chemical controls are limited (Young, 1979). Thus a successful insecticide control should be weekly based and before neonates move to the plant whorl (Cruz, 1995). After neonates hidden in the whorl, one of the strategies used by growers is to increase the liquid volume and sometimes increase application doses to reach the larvae with non-sub lethal doses. However, aerial applications are used across large farms, which use very low liquid volume and lead to sub-lethal dosage. Association of larval behavior and chemical application may promote rapid resistance evolution of this species to many insecticides (Diéz-Rodríguez, 2001). The Arthropod Pesticide Resistance Database lists FAW resistance to twenty-four different active ingredients. Field resistance has been documented in 45 different locations, split into 8 countries.

To help to overcome control challenges imposed by FAW, transgenic corn hybrids expressing insecticide proteins derived from *Bacillus thuringiensis* (Bt) have been the most widely adopted technology in South America and across the world (NAS, 2016). The rapid adoption of genetically modified crops has been driven by various benefits provided by this technology, including effective insect control, reduced agricultural inputs (i.e. chemical pesticides) and

positive economic impact for growers. For example, between 1996 and 2011, genetically modified crops provided an economic benefit of \$98.2 billion; in 2011 alone, this benefit was estimated at \$19.8 billion. An additional benefit was the significant increase of corn productivity, which had increased by 195 million tons globally (Brookes and Barfoot, 2013).

Not different from insecticides, FAW can also develop resistance to Bt crops in response to the strong selection pressure that this technology imposes over field populations due to constitutive Bt protein expression along crop cycle (Storer, 2012). To manage resistance and ensure trait durability, Insect Resistance Management (IRM) practices for Bt crops must be a priority. IRM strategies include refuge (i.e. non-Bt crops planted with Bt corn), high-dose, and recessive resistance. The primary IRM strategy for insect resistance management is the adoption of refuge. Without Bt, the refuge should produce a preponderance of susceptible insects (genotype *ss*) which will mate with potential homozygous resistant (*rr*) selected in Bt area. Assuming resistance is recessive, the offspring generated would be heterozygous (*rs*), and controlled by a Bt crop (Gould, 1998; Tabashnik *et al.*, 2009).

Refuges are most effective when in concert with a high-dose protein. Under high-dose, homozygous recessive (*ss*) and heterozygous (*rs*) insects cannot survive when exposed to the product; only homozygous resistant (*rr*) insects might survive (Tabashnik *et al.*, 2004). The high dose strategy has been successful in other Bt crops such as cotton expressing Cry1Ac to control *H. virescens* and *P. gossypiella*; these pests became resistant only 11 and 13 years, respectively, after introduction of Bt cotton (Tabashnik, 2013). Perhaps the best case of refuge/high-dose success has been with *Ostrinia nubilalis*, or the European corn borer. Once the most damaging corn pest in North America, this Lepidopteran has been substantially controlled by several Bt proteins (Hutchison *et al.*, 2010).

Bt traits that do not pose as high dose might require multiple control tactics to maintain the frequency of resistance low. This strategy assumes that insect resistance to all tactics is unlikely, and at least 1 toxin will provide mortality. Pyramiding of Bt proteins is on such example adopted for manage insect resistance to Bt crops. Successful cases of pyramiding was reported in cotton expressing Cry1Ac+Cry2Ab to control *H. armigera* and *H. punctigera* in Australia; since its introduction in 2005, there is no report for resistance for both species (Tabashnik, 2013). However success of IRM will depend on other conditions: initial low frequency of resistance for each protein are low, resistance is recessive for each protein, fitness cost and incomplete resistance, lack of cross resistance, refuge strategy (block compared to integrated) and refuge compliance (Tabashnik, 2013; Carrière *et al.*, 2010).

In South America, multiple Bt are labelled for FAW control, either in single or pyramid combinations. Cry1Ab was first introduced in 2008 in Brazil against FAW, but unexpected damage occurred 3 years later. Similarly, Cry1F was introduced in 2009 and growers reported unexpected damage in several different regions of the country as early as 2012. A pyramid Bt

product containing Cry1A.105+Cry2Ab2 was introduced market in 2010, but yet unexpected damage was first noticed in 2013. In addition, FAW resistance emerged in other South American countries where the same products expressing the same Cry proteins are grown. Of all the Bt proteins, FAW remains susceptible to only one, Vip3Aa20 which is an exotoxin (as opposed to a Cry endotoxin). Introduced in 2010, there have been no reports of unexpected damage or product failures in the field.

In this paper we discuss FAW resistance evolution to Bt toxins within a framework of three interacting factors: i) Genetics; ii) Biology and ecology; iii) Implementation of resistance management tactics. We suggest that factors enabled FAW to overcome Bt crops in an unexpected and unprecedented period of time in South America.

2. Genetics characteristics of FAW and its impact on resistance evolution to Bt crops

Resistance allele frequencies: assumption and empirical estimations

Resistance evolution tends to be faster when initial frequency of resistance alleles is high in insect populations (Tabashnik, 1994; Roush, 1997). Due to its contribution for resistance evolution, the estimation and predictions of resistance through mathematical modeling could be substantially improved if the frequency of resistance was empirically estimated (Gould *et al.*, 1997); in most cases estimation of resistance frequencies is usually absent and only assumed. With F2 screens, frequencies have been estimated in limited number of studies, mostly in Lepidoptera: *H. armigera* (Wu *et al.*, 2002), *H. virescens* (Gould *et al.*, 1997), *Helicoverpa zea* (Burd *et al.*, 2003), *Ostrinia nubilalis* (Andow and Alstad, 1998, 2000; Bourguet *et al.*, 2003), *Scirpophaga incertulas* (Bentur *et al.*, 2000) and *Pectinophora gossypiella* (Tabashnik *et al.*, 2000). Initial frequency of a new allele is calculated by the mutation rate and the population size. Mutation rates are usually very low due to efficient DNA repair mechanisms. For example, the mutation rate in *Drosophila melanogaster*, with phenotypic effect is 10^{-5} (Drake *et al.*, 1998). Thus, the population size can affect the presence and persistence of a mutation. Taking FAW as a case study (assuming a mutation rate of 10^{-5}) whose mutants are resistant to Bt corn, and considering average R_0 of population feeding on different host plants as 406.55 female/female/generation producing 1688 offspring/female (Barros *et al.*, 2010), the mutant rate would be 7 individuals/generation expected to carry the mutant allele if the female mated does not already have a copy of the resistance allele. Thus, each female of FAW would generate 69 mutants per year in an environment with 10 generations in the same period. With that, the potential for high initial frequency of a given mutation tend to be very high for this species, yet potentiate through selection pressure, the frequency will raise quickly due to fitness of mutants be higher over non-mutants under selection pressure. Large population sizes also influence genetic and allelic diversity and reduce the potential of rare alleles (i.e. resistance) to be lost through random genetic drift.

Integrated pest management strategies, when deployed in regional level, can enforce a population reduction, decreasing diversity and adaptation potential (Hutchison, 2010). However, this population reduction is accompanied with a strong selection pressure such as insecticides or Bt traits. Before product failures, therefore, we may expect a genetic bottleneck, not due to random processes (e.g. environmental), but a selective bottleneck retaining only resistant individuals.

High initial frequency of resistance alleles provided mainly by a high frequency of homozygous resistant (*rr*) insects can neutralize the benefit from any resistance management practices adopted. For example, the most useful strategies are a high dose/refuge, however if high in frequency, *rr* insects will also reside on refuge, and potentially outnumber susceptible (*ss*). Additional control tactics in the refuge could control *rr* insects, but *ss* insects will likely suffer the same fate. It is possible that the rapid evolution of FAW resistance to Cry proteins in Brazil may be associated with higher initial frequency of resistance alleles in the field populations than originally assumed.

FAW resistance as a dominant trait facilitates rapid evolution

Assuming that resistance is based on a single gene or allele extended Bt trait durability depends on inheritance of resistance, e.g. recessive or dominant (Storer *et al.*, 2003). If resistance is recessive, than an insect will need 2 copies of the resistant allele. Resistance is functionally recessive when the dose of protein expressed in the Bt plant is sufficient to kill all heterozygous insects (*rs*); however some survivorship of resistant homozygous insects (*rr*) is expected (Tabashnik *et al.*, 2004). Alternatively, functional dominance of insect resistance to Bt crops can be measured by the heritability (*h*), which varies from 0 (completely recessive) to 1 (completely dominant) (Gould and Tabashnik, 1998). This parameter can also be indirectly estimated through crossing experiments of resistant and susceptible individuals (Tabashnik *et al.*, 2004, Gould and Tabashnik, 1998). As the dominance of resistance is classified as “functionally” completely dominant or completely recessive, it may also depend on protein expression of plant tissues (e.g. dosage). Cry protein expression in cotton and corn can be reduced as the plant matures (Dutton *et al.*, 2004). Bt cotton expresses less Cry1Ac during the reproductive stages than in vegetative stages; thus resistance can appear as recessive if insects feed on plants in vegetative stage but partially dominant during reproductive stages (Showalter *et al.*, 2009).

Bt resistance in FAW appears to be dominant, with substantial heterozygote survival (Cry1F – Farias *et al.*, 2015; Cry1Ab – Jakka *et al.*, 2016). FAW genetics combined with insufficient protein concentration to kill all heterozygous (*rs*) individuals (e.g. high-dose) likely facilitated the persistence of resistant alleles in heterozygotes and enabled FAW resistance evolution in Brazil.

Absence or reduced fitness costs promotes survival of resistant FAW

A fitness cost is a biological or ecological penalty that organisms encounter for carrying the resistance allele. The intensity of this penalty is influenced by the environment and genetics of

the target pest (Carrière *et al.*, 2010). In regards to the high dose/refuge strategy, fitness costs are most effective when resistant (rr) insects are less fit compared to susceptible individuals (ss) when both are fed non-Bt plants (e.g. susceptible individuals are more likely to survive and reproduce on non-Bt plants than resistant individuals). As the rationale of the refuge is to support the production of ss individuals, any survival of rr can potentially increase resistance evolution (Carrière and Tabashnik, 2001). Bt durability can be very successful when resistance comes with a high fitness cost, is recessive, and refuges are abundant, even if the initial frequency of resistance is high (Carrière and Tabashnik, 2001).

Assuming the initial frequency of resistance alleles is low and likely carried by heterozygous insects (rs), resistance evolution in this stage is largely governed by the difference of fitness between susceptible individuals (ss) and heterozygous (rs) feeding on refuge areas (assuming before widespread Bt adoption). Thus, the strength of the fitness cost is critical for individuals that carrying r allele to transmit resistance to the next generation.

Data on the strength of fitness costs will help to better understand the resistance risks and develop improved IRM strategies. Unfortunately for FAW resistance to Cry proteins, fitness costs are reduced or are absent when larvae are fed non-Bt corn (Jakka *et al.*, 2014; Santos-Amaya *et al.*, 2016; Vélez, 2013) or when resistant larvae are fed on different host plants, limiting the effectiveness of the refuge.

3. Biology of FAW and its influence on resistance evolution

A species' life history traits, have a strong influence on resistance evolution; these include developmental rate, sex ratio, generations per year and the timing and rate of reproduction. Evolution of resistance, for example, is directly correlated to the number of generations per year (Tabashnik and Croft, 1982). FAW is highly reproductively efficient in tropical areas, where the warmer temperature allows the species to have more generations per year compared to temperate areas (no more than 2 generation in a year).

Different host plants might influence FAW life cycle and net reproductive rate. A study on the reproductive capacity of FAW in different host plants showed that the number of eggs/females ranged from 1,341.5 up to 1,844.3 when, as larvae, FAW were fed millet and corn leaves, respectively, and 1,844.3 and 1,838.7 when fed soybean and cotton, respectively (Barros *et al.*, 2010). Furthermore, this study confirmed the high oviposition capacity, especially on corn and cotton which are 2 hosts that provide selection pressure for Bt resistance. The net reproductive rate female/female per generation (R_0) is statistically equal when larvae are grown on soybean (421.8 ± 107.0), millet (330.5 ± 42.4), cotton (372.2 ± 80.82), but higher in corn (501.7 ± 42.04). Despite these differences, FAW females do not appear to exhibit a preference among host plants to lay eggs (Barros *et al.*, 2010). Assuming 8 generation in the field, one reproductive female

could be responsible for 14,752 offspring in a year (1,844 eggs x 8 generations). Combined with the strong selection imposed by Bt crops, any resistance can quickly spread in FAW populations.

High migration capacity of FAW increases resistance allele dispersal

Migratory capacity and gene flow influences the dispersal of Bt resistance alleles when species are not genetically structured and share similar environments across its range, such as common agronomic crop production practices and management tactics (Fuentes-Contreras *et al.* 2004). The speed of dispersal will depend on the initial frequency of the resistance alleles in the population as well as the dispersion characteristics of adults. In addition to a large reproductive capacity describe above, FAW adults are able to migrate hundreds of kilometers after mating but before laying eggs (Metcalf *et al.*, 1965). Meteorological synoptic maps have recorded long distance dispersal, detecting adults migrating from Mississippi USA to Canada within 30 hours (Johnson, 1995). Adult insects have the potential to rapidly spread resistance alleles among regional and continental populations. However, some geographic barriers to FAW migration do exist, such as the Appalachian Mountains in eastern North America (Nagoshi *et al.*, 2015).

FAW polyphagy increases exposure to similar Bt proteins in multiple crop hosts

FAW is a polyphagous species that feeds on more than 80 species of plants, including the most important commercial crops of, maize, cotton and soybean (Capinera, 2008). These latter three crops are also used in succession or concomitant in some regions. The FAW life cycle is very similar among those host crops (24.2 days – corn; 27.4 – cotton; 26.4 – soybean; 24.5 – millet) (Barros *et al.*, 2010). FAW resistant to Cry1F do not appear to have fitness costs when fed maize, soybean or cotton (Jakka *et al.*, 2014). These results support the potential for those crops to keep multiple and perhaps overlapping generations of FAW, including those resistant to Bt, which maintains large population sizes in all Brazilian regions. In addition to commercial and cash crops, FAW can feed on several host plants used for cover crops, occupying more than 90% of crop area. While none of these crops include Bt varieties, this practice likely maintains large FAW populations year round (Barros *et al.*, 2010).

Complex detoxification system from adaptation to multiple host plants

FAW feeding on different host plants may have facilitated adaptation to overcome many plant allelochemicals including expressing plant protease inhibitors (Jongsma *et al.*, 1995; Chikate *et al.*, 2013), developing cell detoxification systems including cytochrome P450s and ABC transporters (Xie *et al.*, 2012), and increasing metabolism of toxic compounds (Wadleigh and Yu, 1988, Li *et al.*, 2007). Detoxification is a major physiological trait related to host-plant evolution (Ehrlich and Raven, 1964). Cytochrome P450s are a class of a detoxification enzymes metabolizing xenobiotic compounds in insects (Li *et al.*, 2004). There is a hypotheses proposed that insects with a wide host range have a diverse set of P450's, whereas specialists are more

limited in number (Giraud *et al.*, 2014). For example, FAW has 100-120 P450 genes (Giraud *et al.*, 2014) while *Drosophila sechellia*, a specialist insect, has around 70 P450s (Good *et al.*, 2014). Interestingly, P450s are also known as one of the main enzymes responsible for metabolizing many insecticide molecules, which could explain such capacity of FAW's ability to rapidly adapt to several different active ingredients under selection pressure.

ABC transporters are also used to detoxify of host plant allelochemicals, and have frequently been reported to be associated with resistance to insecticides and, more recently, with Bt crops (*H. virescens* to Cry1Ac, Gahan *et al.*, 2010; *P. xylostella*, Baxter *et al.*, 2011; *Spodoptera exigua*, Park *et al.*, 2014; *H. armigera* to Cry1Ac and Cry1Ab, Xiao *et al.*, 2014). However, mechanisms of FAW insecticide or Bt resistance have yet to be determined.

FAW larvae movement is density dependent and influenced by strong cannibalism

Pronounced FAW cannibalism is an additional ecological factor that plays a crucial role in population regulation. Despite the large reproductive output, it is common to find only one late instar larvae in a corn plant. Cannibalism is affected by several factors with insect density associated with host plant architecture being the most important (Fischer, 1961). On corn, females lay eggs in the upper surface of new leaves emerging from the whorl. After hatching, neonates drop into the whorl where they remain agglomerated until they are induced to disperse to avoid being easy prey from intraspecific.

Movement rate is also affected by the larvae density in the whorl where movement increased with increasing neonate density. Larval movement plays a considerable role in insect resistance evolution to Bt crops, especially in integrated refuges (e.g. refuge in a bag) when feeding starts on Bt plants, but then moves to refuge to avoid toxin which can lead to sub-lethal doses. Late instar larvae carrying resistance alleles can survive on Bt plants even if acts as a "high dose" event (i.e. no movement, Miraldo *et al.*, 2016). However, most of the Cry proteins are not "high dose" for FAW (Santos-Amaya *et al.*, 2015, Farias *et al.*, 2015) and the potential of late instar survivorship is very high, contributing to accelerate the resistance evolution. Assuming 50% of maize plants are infested at with 1 larvae, and planted at 65,000 plants per hectare, around 32,500 larvae per hectare in the first generation can be produced.

4. IRM strategies for extending Bt corn durability attending to basic principles for FAW resistance management

Among the three factors influencing resistance evolution (pest genetics, biology/ecology and resistance management), only resistance management is amenable to human intervention. Thus Industry has been strongly working on together with Academy and institutions of research towards develop and advertise the best practices for IRM for Bt crops. The primary IRM strategies recommended is the refuge which will reduce the selection pressure for a proportion of

the population. However, refuge compliance in South America countries has been one of the biggest challenges that agricultural industry has faced since Bt crops launched. In addition, all Cry proteins launched since 2008 in South America are not considered high dose (Cry1F – Farias *et al.*, 2015, Cry1Ab – Jakka *et al.*, 2016) thus not adhering to the high dose/refuge strategy.

The refuge effectiveness also depends on the biology/ecological factors of each target pest. For example, when FAW larvae feed on corn leaves, volatiles are released that deter additional oviposition (De Moraes *et al.*, 2001). Refuge under high FAW pressure will be highly damaged by larvae from the first migration to the field. Additional females that migrate will then prefer to lay eggs on Bt corn instead refuge portion (Téllez-Rodríguez *et al.*, 2014). Refuge would be likely generating susceptible adults only in the first migration of FAW, and may result in asynchronous mating times between adults emerging from Bt and refuge fields. A potential recommendation would be to increase refuge size. Also, refuge could be planted with hybrids that support higher plant density, thus it would increase the number of susceptible insects being generated as it is found only one late instar larvae per whorl due to its cannibalism.

A different strategy would be including a partial insecticide spray program to protect some of the new corn leaves in the refuge. In Brazil, IRAC (Insecticide Resistance Action Committee) recommends to plant refuge and perform no more than two foliar applications until V6 corn stage when 20% of the plants reach a FAW damage score of 3 (Davis Scale) (Figure 2.4). This recommendation can generate a reasonable number of adults in early corn stages and could give some protection of at least two waves of new leaves which would be suitable for new females to lay eggs in later growth stages of the refuge (IRAC-BR, 2016). This could make the refuge more effective for longer time periods. Unfortunately, this recommendation was released in 2015, after which wide-scale resistance had already occurred.

Pyramid strategy is also strongly recommended for manage resistance in Bt fields and has been used worldwide. The pyramid strategy discussed earlier is the use of two or more genes expressing Bt protein in the same hybrid. Extended durability is achieved when each single protein from that combination is able to control all susceptible individuals (Roush 1998). The rapid resistance evolution for pyramids might be also explained by the potential for cross resistance between proteins in the pyramid hybrids. Some of the proteins compete for the same binding sites in the receptor of FAW midgut, causing unstable binding when one protein is in presence of the other, reducing the efficacy of both (Hernández-Rodríguez *et al.*, 2013).

Another option for IRM tactic is the use of chemical treatment in Bt corn. The use of insecticide for manage resistance in Bt crops can have positive (if only Bt field is treated), negative (if only refuge is treated) or neutral impact (if both refuge and Bt field are treated) (IRAC International, 2016). The rationale of spraying the Bt field would be to kill any potential survivorship selected on Bt areas (i.e. rr insects). However, similar challenges in application efficacy, such as protection in the ear, remain, and rr could still emerge, with the added determinant of insecticide exposure.

5. Conclusion

Bt crops are the fastest technology ever adopted for agronomic crop production which has brought benefits not only to growers but also to the environment, consumers and food security (NAS, 2016). The high adoption of such technology has strongly contributed to reduction of important crop pests in several regions and crops. Indeed, after Bt corn was first introduced to FAW control, larvae practically disappeared from corn fields. However, Bt trait efficacy was broken very quickly in South American countries due to fast resistance evolution of this pest to all Cry proteins. Rapid resistance evolution seems to not have been influenced by any individual factor, but through the contribution of several different factors including genetics and biology/ecology characteristics of the species, the agricultural landscape and, especially, resistance management practices adopted. Immense and rapid reproduction, large scale dispersal, lack of fitness costs and high-doses, and poor refuge compliance have created a perfect storm that facilitated Bt resistance in FAW. Further research and implementation on IRM strategies and would help understand the potential risk for resistance evolution before product launching and allow companies and academy to propose and improve proactive resistance management strategies.

Development of a perfect IRM system is challenging due to the interaction of biology, ecology and even society (e.g. refuge amounts, and compliance). Decision of any IRM strategy implementation starts on the farm and will largely influence trait durability.

References

- Andow DA and Alstad DN (1998). F2 screen for rare resistance alleles. *Journal of Economic Entomology*. 91(3): 572-578.
- Avila CJ, Degrande PE, and GOMEZ SA (1997). Insetos pragas: reconhecimento, comportamento, danos e controle. *Milho: informações técnicas*. 5.
- Barros EM, Torres JB, and bueno AF (2010). Oviposition, development, and reproduction of *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) fed on different hosts of economic importance. *Neotropical entomology*. 39(6). 996-1001.
- Baxter SW, Badenes-Pérez FR, Morrison A, Vogel H, Crickmore N, Kain W, Wang P, Heckel DG, Jiggins CD (2011). Parallel evolution of *Bacillus thuringiensis* toxin resistance in Lepidoptera. *Genetics*. 189(2): 675-679.
- Bentur JS, Andow DA, Cohen MB, Romena AM, Gould F (2000). Frequency of alleles conferring resistance to a *Bacillus thuringiensis* toxin in a Philippine population of *Scirpophaga incertulas* (Lepidoptera: Pyralidae). *Journal of economic entomology*. 93(5): 1515-1521.

Blanco CA, Chiaravalle W, Dalla-Rizza M, Farias JR, García-Degano MF, Gastaminza G, Mota-Sánchez D, Murúa MG, Omoto C, Pieralisi BK, Rodríguez J, Rodríguez-Maciel JC, Terán-Santofimio H, Terán-Vargas AP, Valencia SJ, Willink E (2016). Current situation of pests targeted by Bt crops in Latin America. *Current Opinion in Insect Science*. 15: 131-138.

Bourguet D, Chaufaux J, Séguin M, Buisson C, Hinton JL, Stodola TJ, Porter P, Cronholm G, Buschman LL, Andow DA (2003). Frequency of alleles conferring resistance to Bt maize in French and US corn belt populations of the European corn borer, *Ostrinia nubilalis*. *Theoretical and Applied Genetics*. 106(7): pp.1225-1233.

Brookes G and Barfoot P (2013). The global income and production effects of genetically modified (GM) crops 1996–2011. *GM crops & food*. 4(1): 74-83.

Burd AD, Gould F, Bradley JR, Van Duyn JW, Moar WJ (2003). Estimated frequency of nonrecessive Bt resistance genes in bollworm, *Helicoverpa zea* (Boddie) (Lepidoptera: Noctuidae) in eastern North Carolina. *Journal of Economic Entomology*. 96(1): 137-142.

Capinera JL (2008). *Encyclopedia of entomology*. Springer Science & Business Media. Springer Netherlands.

Carrière Y and Tabashnik B (2001). Reversing insect adaptation to transgenic insecticidal plants. *Proceedings of the Royal Society of London B: Biological Sciences*. 268(1475): 1475-1480.

Carrière Y, Crowder DW, Tabashnik BE (2010). Evolutionary ecology of insect adaptation to Bt crops. *Evolutionary Applications*. 3(5-6): 561-573.

Carvalho R P L (1970). Danos, flutuação da população, controle e comportamento de *Spodoptera frugiperda* (JE Smith, 1797) e suscetibilidade de diferentes genótipos de milho, em condições de campo. Tese Doutorado, Universidade de São Paulo, Piracicaba.

Chikate YR, Tamhane VA, Joshi RS, Gupta VS, Giri AP. (2013). Differential protease activity augments polyphagy in *Helicoverpa armigera*. *Insect Molecular Biology*. 22(3): 258-272.

CRUZ I. (1995). A lagarta-do-cartucho na cultura do milho. Centro Nacional de Pesquisa de Milho e Sorgo.

De Moraes CM, Mescher MC, Tumlinson JH (2001). Caterpillar-induced nocturnal plant volatiles repel conspecific females. *Nature*. 410(6828): 577-580.

Diez-Rodríguez G I and Omoto C (2001). Herança da resistência de *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) a lambda-cialotrina. *Neotropical Entomology*. 30(2): 311-316.

Drake JW¹, Charlesworth B, Charlesworth D, Crow JF (1998). Rates of spontaneous mutation. *Genetics*, 148(4), 1667-1686.

Dutton A, Alessandro MD, Romeis J and Bigler F (2004). Assessing expression of Bt-toxin (Cry1Ab) in transgenic maize under different environmental conditions. IOBC WPRS Bulletin. 27(3): 49-56.

Ehrlich PR, and Raven P H (1964). Butterflies and plants: a study in coevolution. Evolution. 586-608.

Farias JR, Andow DA, Horikoshi RJ, Sorgatto RJ, dos Santos AC, Omoto C (2015). Dominance of Cry1F resistance in *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) on TC1507 Bt maize in Brazil. Pest Management Science.

Fischer, Z. 1961. Cannibalism among the larvae of the dragonfly *Lestes nympha* Selys. Ekologia Polska Seria B. 7: 33-39.

Fuentes-Contreras E, Figueroa CC, Reyes M, Briones LM, Niemeyer HM (2004). Genetic diversity and insecticide resistance of *Myzus persicae* (Hemiptera: Aphididae) populations from tobacco in Chile: evidence for the existence of a single predominant clone. Bulletin of Entomological Research. 94(01): 11-18.

Gahan LJ, Pauchet Y, Vogel H, Heckel DG (2010). An ABC transporter mutation is correlated with insect resistance to *Bacillus thuringiensis* Cry1Ac toxin. PLoS Genet, 6(12): 1001248.

Giraud M, Hilliou F, Fricaux T, Audant P, Feyereisen R, Le Goff G (2014). Cytochrome P450s from the fall armyworm (*Spodoptera frugiperda*): responses to plant allelochemicals and pesticides. Insect molecular biology. 24(1): 115-128.

Good RT, Gramzow L, Battlay P, Sztal T, Batterham P, Robin C (2014). The molecular evolution of cytochrome P450 genes within and between *Drosophila* species. Genome Biology and Evolution. 6(5): 1118-1134.

Gould F and Tabashnik B (1998). Bt-cotton resistance management. Now or never: Serious New Plans to Save a Natural Pest Control. 65: 105.

Gould F, Anderson A, Jones A, Sumerford D, Heckel DG, Lopez J, Micinski S, Leonard R, Laster M (1997). Initial frequency of alleles for resistance to *Bacillus thuringiensis* toxins in field populations of *Heliothis virescens*. Proceedings of the National Academy of Sciences. 94(8): 3519-3523.

Hutchison WD, Burkness EC, Mitchell PD, Moon RD, Leslie TW, Fleischer SJ, Abrahamson M, Hamilton KL, Steffey KL, Gray ME, Hellmich RL (2010). Areawide suppression of European corn borer with Bt maize reaps savings to non-Bt maize growers. Science. 330(6001): 222-225.

(IRAC-BR) Insecticide Resistance Action Committee- Brazil. (2016). Insect resistance Management for Bt corn.

(ISAAA) International Service for the Acquisition of Agri-Biotech Applications. (2013). Access:<http://isaaa.org/resources/publications/briefs/49/executivesummary/default.asp>.

Jakka SR, Knight VR, Jurat-Fuentes JL (2014). Fitness costs associated with field-evolved resistance to Bt maize in *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). *Journal of Economic Entomology*. 107(1): 342-351.

Jakka SRK, Gong L, Hasler J, Banerjee R, Sheets JJ, Narva K, Blanco CA, Jurat-Fuentes JL. (2016). Field-evolved Mode 1 resistance of the fall armyworm to transgenic Cry1Fa-expressing corn associated with reduced Cry1Fa toxin binding and midgut alkaline phosphatase expression. *Applied and Environmental Microbiology*. 82(4): 1023-1034.

Jongsma MA, Bakker PL, Peters J, Bosch D, Stiekema WJ. (1995). Adaptation of *Spodoptera exigua* larvae to plant proteinase inhibitors by induction of gut proteinase activity insensitive to inhibition. *Proceedings of the National Academy of Sciences*. 92(17): 8041-8045.

Johnson SJ (1995). Insect migration in North America: synoptic-scale transport in a highly seasonal environment. Pp. 31–66 in VA Drake and AG Gatehouse, (eds.). *Insect migration: tracking resources through space and time*. Cambridge Univ. Press, Cambridge, U.K.

Li X¹, Baudry J, Berenbaum MR, Schuler MA. (2004). Structural and functional divergence of insect CYP6B proteins: from specialist to generalist cytochrome P450. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*. 101(9): 2939-2944.

Li X, Schuler MA and Berenbaum MR (2007). Molecular mechanisms of metabolic resistance to synthetic and natural xenobiotics. *Annu. Rev. Entomol.* 52: 231-253.

Metcalf CL; Flint WP (1965). *Insectos destructivos e insectos útiles: sus costumbres y su control*. Compañía Editorial Continental. México. 1610 p

Miraldo LL, Bernardi O, Horikoshi RJ, e Amaral FSA, Bernardi D, Omoto C (2016). Functional dominance of different aged larvae of Bt resistant *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) on transgenic maize expressing Vip3 Aa20 protein. *Crop Prot.* 2016, 88:65-71.

Nagoshi RN, Rosas-García NM, Meagher RL, Fleischer SJ, Westbrook JK, Sappington TW, Hay-Roe M, Thomas JM, Murúa GM (2015). Haplotype profile comparisons between *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) populations from Mexico with those from Puerto Rico, South America, and the United States and their implications to migratory behavior. *Journal of Economic Entomology*, 108(1):135-44

National Academies of Sciences, Engineering, and Medicine (2016). *Genetically Engineered Crops: Experiences and Prospects*. National Academies. Washington, DC.

Park J, Stanley D and Kim Y. (2014). Roles of Peroxinectin in PGE 2-Mediated Cellular Immunity in *Spodoptera exigua*. PloS One. 9(9): 105717.

Roush RT (1997). Bt-transgenic crops: just another pretty insecticide or a chance for a new start in resistance management? Pesticide Science. 51(3): 328-334.

Roush RT (1998). Two-toxin strategies for management of insecticidal transgenic crops: can pyramiding succeed where pesticide mixtures have not? Philosophical Transactions of the Royal Society of London B: Biological Sciences. 353(1376): 1777-1786.

Santos-Amaya OF, Tavares CS, Monteiro HM, Teixeira TP, Guedes RN, Alves AP and Pereira EJ (2016). Genetic basis of Cry1F resistance in two Brazilian populations of fall armyworm, *Spodoptera frugiperda*. Crop Protection. 81: 154-162.

Showalter AM, Heuberger S, Tabashnik BE, Carrière Y, Coates B (2009). A primer for using transgenic insecticidal cotton in developing countries. Journal of Insect Science. 9(1): 22.

Storer NP, Peck SL, Gould F, Van Duyn JW, Kennedy GG (2003). Spatial processes in the evolution of resistance in *Helicoverpa zea* (Lepidoptera: Noctuidae) to Bt transgenic corn and cotton in a mixed agroecosystem: a biology-rich stochastic simulation model. Journal of Economic Entomology. 96(1): 156-172.

Storer NP, Thompson GD and Head GP (2012). Application of pyramided traits against Lepidoptera in insect resistance management for Bt crops. GM crops & food. 3(3): 154-162.

Tabashnik BE (1994). Evolution of resistance to *Bacillus thuringiensis*. Annual Review of Entomology 39(1): 47-79.

Tabashnik BE and Croft BA (1982). Managing pesticide resistance in crop-arthropod complexes: interactions between biological and operational factors. Environmental Entomology, 11(6): 1137-1144.

Tabashnik BE, Brévault T and Carrière Y (2013). Insect resistance to Bt crops: lessons from the first billion acres. Nature Biotechnology. 31(6): 510-521.

Tabashnik BE, Gould F and Carrière Y (2004). Delaying evolution of insect resistance to transgenic crops by decreasing dominance and heritability. Journal of Evolutionary Biology. 17(4): 904-912.

Tabashnik BE, Van Rensburg JBJ and Carrière Y (2009). Field-evolved insect resistance to Bt crops: definition, theory, and data. Journal of Economic Entomology. 102(6): 2011-2025.

Vélez AM (2013). Characterization of resistance to the Cry1F toxin from *Bacillus thuringiensis* in resistant fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) from Puerto Rico. Dissertation, University of Nebraska - Lincoln.

Young JR (1979). Fall armyworm: control with insecticides. Florida Entomologist.130-133.

Wadleigh RW and Yu SJ (1988). Detoxification of isothiocyanate allelochemicals by glutathione transferase in three lepidopterous species. Journal of Chemical Ecology. 14(4): 1279-1288.

Wu K, Guo Y, Lv N, Greenplate JT, Deaton R (2002). Resistance monitoring of *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) to *Bacillus thuringiensis* insecticidal protein in China. Journal of Economic Entomology. 95(4): 826-831.

Xiao Y, Zhang T, Liu C, Heckel DG, Li X, Tabashnik BE and Wu K (2014). Mis-splicing of the ABCC2 gene linked with Bt toxin resistance in *Helicoverpa armigera*. Scientific Reports. 4: 6184.

Xie X, Cheng T, Wang G, Duan J, Niu W, Xia Q (2012). Genome-wide analysis of the ATP-binding cassette (ABC) transporter gene family in the silkworm, *Bombyx mori*. Molecular Biology Reports 39(7): 7281-7291.

PLAGAS EN SISTEMAS FORESTALES

Estado actual y nuevos retos para la salud forestal en Colombia

Carlos A. Rodas Peláez¹

¹Smurfit kappa Colombia, Forest Health Protection Programme, Yumbo, Colombia, South América. Forestry and Agricultural Biotechnology Institute (FABI), University of Pretoria, Pretoria, 0002, South Africa.

<carlos.rodas@smurfitkappa.com.co>

Las plantaciones forestales en Colombia cubren aproximadamente 477.575 ha., representadas en especies nativas y no nativas de los géneros *Pinus* y *Eucalyptus*. Las condiciones ambientales de nuestro país, ofrecen grandes ventajas agroecológicas para la reforestación y su productividad, sin embargo, esta variabilidad ambiental ha permitido que un amplio rango de insectos, se adapte a los diferentes genotipos plantados. Desde la década de los 50's, las plantaciones se han visto seriamente amenazadas por un amplio grupo de insectos, incluyendo nativos e introducidos al país. Algunas especies de insectos nativos de los órdenes Lepidoptera (Geometridae), Hymenoptera (Formicidae) y Phasmatodea (Heteronemiidae) han causado serios daños a las plantaciones de forestales en diferentes regiones del país. Adicionalmente, en los últimos 10 años, nuevas especies de insectos nativos como *Monalonia velezangeli*, *Nystalea nyseus*, *Sarsina purpurascens*, *Euselasia pance* y *Megaplatypus dentatus* han registrado daños de importancia económica. Recientemente, la aparición de plagas introducidas como *Pineus boernerii*, *Glycaspis brimblecombei* y *Gonipterus platensis*, sumada a la de otros como *Sirex noctilio*, *Leptocybe invasa*, *Thaumastocoris peregrinus* y *Ophelimus maskelli*, representan una seria amenaza para la reforestación en Colombia. Esta situación, es en un asunto de preocupación nacional porque representa un riesgo para la viabilidad económica y la sostenibilidad a largo plazo de la industria forestal. Como consecuencia, el sector forestal, la academia y otras organizaciones están creando un Programa Nacional de Protección Forestal (PPF) con una visión de Prevención, Vigilancia y Manejo Integrado de Plagas (MIP) que permita reducir el riesgo que representan estos insectos para las plantaciones forestales en el país.

***Gonipterus platensis* Marrelli (Coleoptera: Curculionidae) nueva plaga de importancia forestal en Colombia**

José Alejandro Madrigal Cardeno¹

¹Asesor Independiente. Programa Nacional de Protección Forestal.

<jamadriga@gmail.com>

La reforestación en Colombia alcanza un área aproximada de 600.000 ha, de las cuales según MADR (2014), citado por Rodas, 2015, sólo 477.575 ha se encuentran registradas. Las especies forestales predominantes en el país son:

Pinus patula, *P. oocarpa*, *P. maximinoi*, *P. kesyia*, *Eucalyptus grandis*, *E. urophylla*, *E. urograndis*, *E. saligna*, *E. camaldulensis*, *E. tereticornis*, *Cupressus lusitanica*, *Acacia mangium*, *Cordia alliodora* y *C. gerascanthus*, entre otras.

Entre las especies forestales plantadas en Colombia, las del género *Eucalyptus* constituyen un grupo de gran importancia ocupando aproximadamente 80.000 hectáreas (MADR, 2014), las especies más importantes son *E. grandis*, *E. urophylla*, *E. urograndis*, *E. saligna*, *E. globulus*, *E. viminalis*, *E. tereticornis*, *E. camaldulensis*, y *E. pellita*.

Las plantaciones de eucalipto, al igual que las demás explotaciones forestales y los cultivos agrícolas constituyen ecosistemas homogéneos altamente vulnerables afectados por factores bióticos como enfermedades y plagas, entre las cuales, en Colombia, las más importantes son:

Lepidópteros defoliadores:

Glena bisulca Rindge (Lepidoptera: Geometridae)

Oxydia trychiata (Guen.) (Lepidoptera: Geometridae)

Melanolophia commotaria (Maassen) (Lepidoptera: Geometridae)

Euselasia pance Callaghan (Lepidoptera: Riodinidae). Recientemente registrada por el Dr. Carlos A. Rodas en el Valle del Cauca.

Sarcina violascens (Herrich-Schäffer) (Lepidoptera: Lymanthridae). Recientemente registrada por el Dr. Carlos A. Rodas en el Valle del Cauca.

Nystalea nyseus (Cramer) (Lepidoptera; Notodontidae). Recientemente registrada por el Ingeniero Forestal Jorge Torio Perez en Cauca (Ant.).

Citheronia sp. (Lepidoptera: Citheronidae), Registrada recientemente atacando *E. pellita* en el Vichada

Coleopteros:

Chalcophana sp. (Coleoptera: Chrysomelidae)

Nodonota sp. (Coleoptera: Chrysomelidae)

Anomala sp. (Coleoptera: Melolonthidae)

Phyllophaga sp. (Coleoptera: Melolonthidae).

Hemipteros:

Glycaspis brimblecombei (Moore) (Hemiptera: Psyllidae)

Ctenarythaina eucalyptii Maskell (Hemiptera: Psyllidae)

Horciacysca signata (Distant) (Hemiptera: Miridae)

Dado que los eucaliptos son originarios de Australia, muchas de las especies insectiles que los atacan tienen el mismo origen y han ido colonizando las áreas de distribución de los mismos en el mundo, es así como en Colombia se han registrado *Ctenarythaina eucalyptii* Maskell (Homoptera: Psyllidae) en *Eucalyptus globulus* Labill (Pinzón, Guzman y Navas, 2000) y *Glycaspis brimblecombei* en *E. camaldulensis*, *E. teriticornis*, *E. pellita*, *E. urophylla*, *E. urograndis* y *E. grandis* (Rodas, 2015).

El 28 de Abril de 2016, en el municipio de San Pedro de los Milagros (Antioquia) a 2.300 msnm, y el 29 del mismo mes, en el corregimiento de Santa Elena, municipio de Medellín, a 2.600 msnm el autor de esta nota encontró huevos, larvas y adultos de un picudo del género *Gonipterus*, muy probablemente *G. scutellatus* Gyll. (Coleoptera: Curculionidae). Pocos días después (mayo 15), el mismo insecto se detectó en la vereda El Tablazo, municipio de Rionegro

(Antioquia), a 2.100 msnm en *Eucalyptus grandis*, constituyéndose este en el primer registro de este género en Colombia, y en caso de confirmarse, el primer registro de la especie en el país.

Ante las dudas sobre la identificación de la especie encontrada, el ICA envió muestras al taxónomo Dr. Rolf Oberprieler de CSIRO, Australia, quien la identificó como *Gonipterus platensis*, especie descrita en 1926 por Marrelli.

Mapondera *et al.* (2012) revisaron el estatus taxonómico del complejo *Gonipterus scutellatus* y concluyeron que hasta entonces sólo cuatro especies de *Gonipterus* estaban descritas así: *G.*

balteatus Lea, 1997; *G. platensis* (Marrelli, 1926); *G. pulverulentus* Lea, 1897 y *G. scutellatus* Gyllenhal, 1933.

Los autores encontraron que la especie considerada como plaga en el mundo corresponde a *G. platensis* (Nueva Zelanda, América y Oeste de Europa). Anotaron que las poblaciones de *G. platensis* en el Oeste de Australia muestran pequeñas variaciones indicando que corresponden a una introducción reciente desde Tasmania. También dejan como válida la especie *Gonipterus platensis* y como sinónimo *Gonipterus scutellatus*

Varios autores citan como sinónimos de *G. scutellatus* Gyllenhal 1933 a *Dacnirostatus platensis* Marrelli, 1926; *Gonipterus marrellii*, Uyttenboogaart y *Gonipterus platensis*, 1926 (Marrelli, 1926, 1928; Marshall, 1928; Rosado Neto, 1993 y Rosado Neto y Marques, 1996, citados por CABI, 2017).

Sinonimias

Beeche *et al.* (1992) registran a *Gonipterus platensis* en Chile; Romanyk & Cadahia (1992) registran a *Gonipterus gibberus* Boisd. y CABI (2005), EPPO (1980) menciona como sinónimos a *Dacnirotatus brucki* Marelli y a *Gonipterus gibberus*. Mapondera *et al.* (2012), citados por Rodas (2015), respecto a *Gonipterus scutellatus* anotan:

“Hasta hace muy poco la literatura se ha referido a este insecto solo como *G. scutellatus*, recientes estudios basados en biología molecular y patrones morfológicos de la genitalia controvierten dicha identificación, indicando que hay más de una especie y la mejor forma para referirse a ellos es como “El complejo de *Gonipterus scutellatus*” que incluye a *G. balteatus*, *G. platensis*, *G. pulverulentus* y *G. scutellatus*, otras aun no descritas se refieren a *Gonipterus* sp. Número 1 a 4”.

Distribución

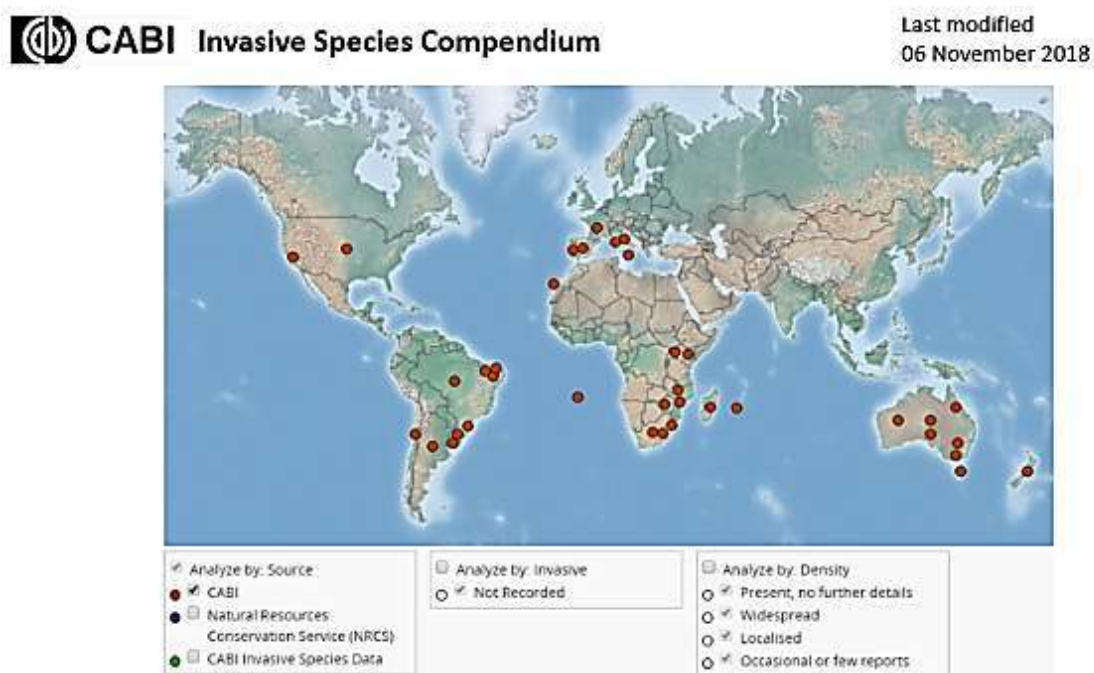
La información más reciente de la distribución de *Gonipterus scutellatus* es la que registra CABI (2015):

“*G. scutellatus* es nativo de Australia y fue introducido a Sur Africa in 1916 (Mally, 1924; Tooke, 1955), a Nueva Zelandia en 1890 (Miller, 1927; Clark, 1938). *G. scutellatus* se dispersó de Sur Africa a Mozambique y Malawi (1938). En 1940s llegó a Zimbabwe (1940), Kenya (1944), Uganda (1944), Islas Mauricio (1940), Madagascar (1948) y la isla Santa Helena (1948). En Sur America, fue introducido en 1925 (Argentina) (Marelli, 1926, 1928; Fiorentino and Diodato de Medina, 1991), y después se dispersó a Uruguay (1943) (Bosq, 1943; Kober, 1955), Brazil (1955) (Barbiellini, 1955; Silva *et al.*, 1968; Freitas and Rosado Neto, 1980; Rosado Neto and Freitas, 1982; Fenilli, 1982; Rosado Neto, 1993) y Chile (1998) (Beeche Cisternas *et al.*, 1999). Se

registró por primera vez en Europa (Italia) en 1976, y después a Francia (1978) y España (1991). *G. scutellatus* fue registrado en 1994 en California, USA.

Un registro de *G. scutellatus* en China (Zhejiang) (EPPO, 2006) publicado en una versión previa de Compendium ha sido removido porque estaba basado en un dato inválido.”

Mapa de distribución de *Gonipterus scutellatus*



Descripción

El adulto es un pequeño escarabajo de abdomen robusto que mide 7 a 10 mm de longitud y 5 a 7 mm de ancho, siendo más pequeños los machos; Su trompa es corta y sus antenas geniculadas. Son de coloración óxido o ladrillo cuando jóvenes y se tornan castaño oscuro grisáceo uniforme cuando están más viejos.

Presentan en el tórax una banda mediana más escamosa y clara; los élitros presentan estrías longitudinales con puncturas a lo largo de ellas.

Los huevos son subcilíndricos, alargados, miden 1mm de longitud y 0,4mm de ancho, con los extremos redondeados y corion liso, son de color blanco brillante inicialmente y luego amarillosos. Son colocados en grupos de 5 a 10 y cubiertos por una secreción gris oscura a negra que se endurece al contacto con el aire formando una ooteca.

Los huevos son colocados en grupos de 8 a 10 en una ooteca, adheridos a las hojas tiernas. La hembra se aparea varias veces y oviposita durante toda su duración como adulta, que es de unos tres meses. Una hembra coloca 21 a 33 ootecas y tienen un periodo de preoviposición de 13 a 21 días (Moutia & Vinson, 1945, citados por CABI, 2017)

Oliveira (2006) anota que cada postura de *G. platensis* contiene 2 a 12 huevos y que los adultos pueden vivir en promedio 223.9 días cuando se alimentan con *E. urophylla*, 75.2 días en *E. camaldulensis* y 61.9 días en *E. grandis*.

Las larvas alcanzan unos 12 mm de longitud, son ápodas, de aspecto robusto y gelatinoso, de color amarillo claro, con dos bandas oscuras longitudinales dorso-laterales, que se hacen marcadamente más notorias en las larvas de último ínstar; tanto en la parte dorsal como en las pleuras presentan puntos negros redondos. La cabeza es cubierta por un mucílago grisáceo.

Las larvas acumulan sus excretas formando una especie de “espagueti fecal” de color negro que delata su presencia.

La pupa se desarrolla en el suelo, 3 a 4 cm bajo la superficie, recién formada es blanca y traslúcida, 24 horas después se torna color marrón a partir de sus patas y luego todo el cuerpo (Romanyk & Cadahia, 1992).

Biología

La literatura revisada sobre el tema coincide en que *G. scutellatus* puede tener 1 a 4 generaciones por año dependiendo de la influencia de gran diversidad de factores ambientales.

La duración de cada uno de sus estados de desarrollo, según CABI (2017) varía en los siguientes rangos:

Huevo.....6 a 10 días

Larva 1.....3 a 6 días

Larva 2.....3 a 7 días

Larva 3.....3 a 8 días

Larva 4.....7 a 10 días

Pupa.....30 a 38 días

El ciclo total varía de 52 a 79 días, a temperaturas de 27 a 17.8 grados centígrados (CABI, 2017). Sanches (1993), citado por Wilcken y Oliveira (2015) anota que la temperatura ideal para el desarrollo de *G. platensis* se ubica en la faja entre 22°C y 26°C.

Sanches (1998) estudió la influencia de la temperatura en el desarrollo de *G. scutellatus*; el autor realizó un estudio de laboratorio sobre la biología del insecto en *E. viminalis* a cuatro diferentes temperaturas (18, 20, 22 y 24°C), con humedad relativa de 70 más o menos 10% y fotoperiodo de 12 horas. Se establecieron temperaturas mínimas para el desarrollo así: 9.16°C para huevo, 8.08°C para larva y 8.60°C para pupa. Así mismo se establecieron las constantes térmicas así: huevo: 109.32°D, larva: 271.36°D y pupa: 518.04°D. Estos requerimientos sugieren que el insecto es bivoltino.

Daños

Las larvas recién emergidas roen la epidermis de las hojas y cuando fortalecen sus mandíbulas rompen la lámina foliar desde el borde hacia la parte interna. Los adultos comen las hojas del borde hacia adentro en forma de “festoneado”, también atacan brotes apicales y yemas florales, llegando a causar severas defoliaciones que debilitan los árboles dejándolos muy susceptibles al ataque de otros insectos. Los daños se pueden resumir en los siguientes aspectos:

- Reducción del crecimiento
- Defoliación
- Pérdida de la dominancia apical
- Ramificación excesiva (arrepollamiento)
- Muerte
- Debilitamiento y aumento de la susceptibilidad a otros agentes dañinos (plagas y enfermedades)

Especies susceptibles

La literatura menciona como susceptibles casi todas las especies de eucaliptos; algunas que unos autores mencionan como poco susceptibles, otros las destacan como altamente susceptibles.

En la región de origen, *G. platensis* ocurre principalmente en *Eucalyptus viminalis*, *E. globulus* y *E. punctata*, de éstas *E. viminalis* es considerada la especie hospedera preferida (Mansilla-Vázquez, 1992). Parra y González (1999) destacan que los hospederos preferidos por *G. scutellatus* son *E. globulus* y *E. viminalis*.

En Brasil, *G. platensis* fue encontrado en *E. viminalis*, *E. saligna* (variedad protusa), *E. globulus*, *E. dunnii* y en híbridos de *E. grandis* x *E. urophylla* “*urograndis*” (Freitas, 1979; Wilcken *et al.*, 2008, citados por Ferreira y Zucchi, 2015).

Silva *et al.* (1968), citados por CABI (2017), destacan como especies más susceptibles a *G. platensis*, a *E. globulus*, *E. viminalis*, *E. camaldulensis*, *E. robusta*, *E. amygdalina*, *E. citriodora*,

E. saligna y *E. tereticornis*. Las especies de hoja angosta como *E. puchella* normalmente no son atacadas (CABI, 2017).

Una prueba de 42 procedencias de *Eucalyptus* realizada en dos sitios de Lesotho, Sureste de Africa, mostró que *E. blexandii*, *E. elata*, *E. oreades*, *E. radiata*, *E. robertsonii* y *E. andrewsii*, son resistentes a *G. scutellatus*, pero solo *E. radiata* tuvo una buena tasa de sobrevivencia. *E. scoparia* se mostró más susceptible que *E. viminalis*, conocida por ser severamente atacada (Richardson & Meakins, 1986).

Tooke (1955), citado por Ferreira y Zucchi (2015), presenta un listado de grados de susceptibilidad de especies de *Eucalyptus* a *G. platensis*.

Tabla 1. Clasificación de las especies de *Eucalyptus* atacadas por *G. platensis* en América del Sur, según Tooke (1955).

Severamente atacadas	Poco atacadas	Aparentemente inmunes al ataque	Regionalmente atacadas
<i>E. amplifoli</i>	<i>E. albens</i>	<i>E. acmanioides</i>	<i>E. bosistoana</i>
<i>E. blakelyi</i>	<i>E. bicolor</i>	<i>E. aggergata</i>	<i>E. bridgesiana</i>
<i>E. deanei</i>	<i>E. caleyi</i>	<i>E. alpina</i>	<i>E. darlympleana</i>
<i>E. elaeophora</i>	<i>E. cambagei</i>	<i>E. altior</i>	<i>E. lemanni</i>
<i>E. foecunda</i>	<i>E. capitellata</i>	<i>E. botryoides</i>	<i>E. melliodora</i>
<i>E. globulus</i>	<i>E. camphora</i>	<i>E. calophylla</i>	<i>E. punctata</i>
<i>E. goniocalix</i>	<i>E. coccifera</i>	<i>E. citridora</i>	<i>E. rostrata</i>
<i>E. longifolia</i>	<i>E. cornuta</i>	<i>E. cinerea</i>	<i>E. rubida</i>
<i>E. longicornis</i>	<i>E. creba</i>	<i>E. cladocalyx</i>	<i>E. tereticornis</i>
<i>E. loxophleba</i>	<i>E. decipiens</i>	<i>E. corymbosa</i>	
<i>E. maidenii</i>	<i>E. gomflocomuta</i>	<i>E. dealbata</i>	
<i>E. maculosa</i>	<i>E. marginata</i>	<i>E. diversicolor</i>	
<i>E. microtheca</i>	<i>E. microcarpa</i>	<i>E. dives</i>	
<i>E. obcordata</i>	<i>E. microcorys</i>	<i>E. eugenioides</i>	
<i>E. occidentalis</i>	<i>E. nova-angelica</i>	<i>E. fastigata</i>	
<i>E. pauciflora</i>	<i>E. obliqua</i>	<i>E. ficifolia</i>	
<i>E. propinqua</i>	<i>E. ovata</i>	<i>E. gigantea</i>	
<i>E. reduunca</i>	<i>E. patens</i>	<i>E. gomphocephala</i>	
<i>E. robusta</i>	<i>E. piperita</i>	<i>E. numerosa</i>	
<i>E. smithii</i>	<i>E. planchoniana</i>	<i>E. paniculata</i>	
<i>E. stuartiana</i>	<i>E. populifolia</i>	<i>E. regnans</i>	
<i>E. viminalis</i>	<i>E. resinifera</i>	<i>E. siebariana</i>	
	<i>E. risdonii</i>	<i>E. stricta</i>	
	<i>E. saligna</i>	<i>E. yarraensis</i>	
	<i>E. siderophloia</i>		
	<i>E. sideroxylon</i>		
	<i>E. todtiana</i>		
	<i>E. trabuti</i>		
	<i>E. urnigera</i>		
	<i>E. virgata</i>		

Control

El control biológico con el parasitoide de huevos *Anaphes nitens* Girault (Hymenóptera: Mymaridae) ha demostrado ser la mejor alternativa para el control de *G. platensis*, muchos autores documentan su éxito, en África del sur (Tooke, 1955), en Estados Unidos (Hanks *et al*, 2000), en Chile (Lanfranco & Dungey, 2001), en Nueva Zelanda (Withers, 2001) y en España (Cordero-Rivera, Santolomazza-Carbone & Andrés, 1999).

A. nitens es un microhimenóptero que mide 0.9 mm de longitud; sus hembras localizan las ootecas y parasitan los huevos de *G. platenis* y *G. pulverulentus*. Completan su ciclo de vida en aproximadamente 17 días a temperaturas entre 20 y 25°C (Santolomazza-Carbone, Rodríguez-Illamola & Cordero-Rivera, 2006)

Otras dos especies de *Anaphes* que parasitan huevos de *G. platensis* fueron descritas en Australia y son ellas *A. tasmaniae* y *A. inexpectatus*, que fueron introducidas a África del sur para el control del gorgojo del eucalipto en áreas con bajo parasitismo de *A. nitens* (Huber & Prinsloo, 1990).

En Antioquia se han colectado e identificado dos predadores de *Gonipterus*, como *Apiomerus ochropterus* (Hemiptera: Reduviidae) y *Podisus congrex* (Hemiptera: Pentatomidae) (Mesa Nacional Fitosanitaria Forestal, 1°, 2018)

También se ha sugerido el uso del hongo entomopatógeno *Beauveria bassiana* (Bals.Vuill.).

Resistencia varietal

El uso de especies o variedades no susceptibles puede ser una alternativa para el manejo del gorgojo; en África del sur las especies susceptibles al ataque de *G. "scutellatus"* fueron sustituidas por otras resistentes (Tooke, 1955); las especies dominantes plantadas en 1916, cuando *G. "scutellatus"* fue detectado, eran *E. viminalis*, *E. globulus* y *E. maidenii*, siendo también las más susceptibles al ataque de la plaga (Tooke, 1955; Richardson & Meakins, 1986). Actualmente casi el 80% de las plantaciones de eucalipto en Suráfrica están constituidas con *E. grandis*, considerada más resistente. En Brasil *E. grandis* también es poco atacada por *G. platensis* (Vilela & Zucchi, 2015).

Avances en Colombia

Desde el momento de la detección de insecto en Colombia el ICA, ha emitido dos alertas fitosanitarias referentes al complejo *G. scutellatus*.

El ICA importó de Suráfrica cepas de *Anaphes nitens* y *Anaphes inexpectatus* y realizó una evaluación preliminar de su capacidad de parasitismo sobre *G. platensis*; El estudios se realizó en el Laboratorio Nacional de Tratamientos Cuarentenarios (LNTC) ubicado en el municipio de

Mosquera, Cundinamarca y tuvo una duración de 37 días desde la llegada de los parasitoides al país. De este estudio se concluyó (Acta N° 01,2018. Mesa Nacional Fitosanitaria Forestal):

Del material donado por FABI se evidenció emergencia de las dos especies durante el periodo de evaluación.

De las unidades de parasitación conformada con el material biológico sexado y el hospedero de *G. platensis* presente en Antioquia, se observó parasitación de la especie *A. inexpectatus* en 40% de las ootecas puestas a parasitar.

El hospedero (ootecas de *G. platensis*) fue exitoso en términos de producción, viabilidad y ventana de vulnerabilidad.

En este ensayo se obtuvo la primera generación de *A. inexpectatus*.

Con estos resultados se evidencia que *G. platensis* reportado en Colombia puede ser parasitado por *A. inexpectatus*.

Algunos proyectos de investigación en marcha en relación con *Gonipterus* son:

“Desarrollo y evaluación de estrategias para el manejo de insectos de importancia forestal y agroforestal”, en este proyecto está incluido *Gonipterus platensis* por AGROSAVIA

El ICA en conjunto con la Universidad Nacional de Colombia, Sede Medellín, están realizando los siguientes trabajos:

-Fluctuación poblacional de *Gonipterus platensis*, se realizará en predios de Caldas (Ant.), tiempo proyectado un año.

-Dispersión en el departamento de Antioquia según zonificación proyectada, incluyendo afectación, tiempo proyectado un año.

-Muestreo: Se realizará un modelo matemático, validando método de muestreo creado a partir de varios autores y adaptado al departamento de Antioquia. Tiempo proyectado un año. Funcionario ICA secciona Antioquia, estudiante de maestría.

-Evaluación en laboratorio de cepas de hongos entomopatógenos comerciales, tiempo proyectado 6 meses. Estudiante de pregrado.

-Ciclo de vida en laboratorio. Tiempo proyectado un año. Estudiante de maestría.

Evaluación en laboratorio de predación por *Apiomerus ochropterus* (Hemiptera: Reduviidae) y *Podisus congrex* (Hemiptera: Pentatomidae). Tiempo proyectado seis meses. Estudiante de pregrado.

-AGROSAVIA adelantará la solicitud de autorización para la importación y/o Exportación de especímenes de la Diversidad Biológica no Listados en los apéndices de la Convención CITES ante la ANLA, con el objeto de realizar la importación de parasitoides de *Gonipterus* spp.

Referencias

Beeche C, M. *et al.* (1997). Manual de reconocimiento de Plagas Forestales Cuarentenarias. Servicio Agrícola y Ganadero (SAG). Santiago de Chile.

CABI. (2015). Invasive species compendium: Datasheets, maps, images, abstracts and full text on invasive species of the world. www.cabi.org/isc/datasheet/25719.

CABI. (2017). *Gonipterus scutellatus* (eucalyptus snout beetle). Search Invasive species Compendium.

CABI. (2018). *Gonipterus scutellatus*. (eucalyptus snout beetle). Search Invasive species Compendium.

Cordero-Rivera, A; Santolomazza-Carbone S & Andrés JA (1999). Life cycle and biological control of the Eucalyptus snout beetle (Coleoptera: Curculionidae) by *Anaphes nitens* (Hymenoptera: Mymaridae) in north-west Spain. *Agricultural and Forest Entomology* 1: 103-9.

EPPO (European and Mediterranean Plant Protection Organization). (1980). *Gonipterus gibberus* Boisd. and *Gonipterus scutellatus* Gyll. Curculionidae. EPPO Bulletin 10:69-72.

EPPO (European and Mediterranean Plant Protection Organization). (2005). OEPP/EPPO. Bulletin 35:368-379.

Ferreira E & Zucchi RA (2015). Pragas introduzidas no Brasil, Insetos e ácaros. FEALQ. 779-791.

Hanks LM *et al.* (2000). Classical biological control of the Australian Weevil *Gonipterus scutellatus* (Coleoptera: Curculionidae) in California. *Biological Control* 29: 369-75.

Huber JT & Prinsloo GL (1990). Redescription of *Anaphes nitens* Giraud and description of two new species of *Anaphes* Haliday (Hymenoptera: Mymaridae), parasites of *Gonipterus scutellatus* Gyllenhal (Coleoptera: Curculionidae) in Tasmania. *Journal of Australian Entomological Society* 29: 333-41

ICA. (2018). Mesa Nacional fitosanitaria forestal. Acta N°1.

INFOR CL. (1999). Informativo Sanitario Forestal N° 2. Gorgojo del eucalipto. <http://www.infor.cl>.

- Lanfranco, D. & Dungey, H.S. (2001). Insect damage in *Eucalyptus*: a review of plantations in Chile. *Australian Journal of Ecology* 26: 477-81.
- Mansilla-Vázquez JP (1992). Presencia sobre *Eucalyptus globulus* Labill de *Gonipterus scutellatus* Gyll. (Col.: Curculionidae) en Galicia. *Boletín de Sanidad Vegetal y Plagas* 18(3): 547-54.
- Oliveira NC 2006. Biología de *Gonipterus scutellatus* (Coleoptera: Curculionidae) em *Eucalyptus* sp. en diferentes temperaturas. Tese doutorado. Universidade Estadual Paulista. 82p.
- Parra PS & González MG (1999). Gorgojo del eucalipto. Informativo sanitario vegetal: Subgerencia de Tecnologías Silvícolas (2):1-12.
- Richardson KF and RH Meakins (1986). Inter-and-intra-specific variation in the susceptibility of *Eucalyptus* to the snout beetle *Gonipterus scutellatus* Gyll. (Coleoptera: Curculionidae). *South African Forestry Journal*. N°139:21-31.
- Rodas P, CA (2015). Plagas recientes en las plantaciones forestales en Colombia. En: XLII Congreso Sociedad Colombiana de Entomología. Memorias. Medellín. Pag. 107-131.
- Romanyk N y Cadahia D (1992). Plagas de insectos en las masas forestales españolas. 2da Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid. 342pp.
- Sanches MA (1998). Influence of the temperature on the development of *Gonipterus scutellatus* Gyllenhal, 1833 (Coleoptera: Curculionidae) in *Eucalyptus viminalis* Labill in Curitiba. state of Paraná. *Arquivos do Instituto Biológico (Sao Paulo)*. 65(2):43-49.
- Tooke FG (1955). The eucalyptus snout-beetle, *Gonipterus, scutellatus* Gyll. A study of its ecology and control by biological means. *Entomological Memoires Department of Agriculture Union of South Africa* (3). 282pp.
- Wilcken CF y Oliveira NC (2015). Gorgulho do eucalipto, *Gonipterus platensis* Marelli. En: Ferreira V., E. y R.A. Zucchi. 2015. Pragas introduzidas no Brasil. FEALQ. SP. Brasil. 779-791.
- Withers TM (2001). Colonization of in New Zeland by Australian insects. *Australian Forestry* 26: 467-76.

INDICE DE AUTORES

A Herrán	579
A. García.....	579
Adam J. Branscum.....	191
Adriana Marcela Santos Diaz.....	353
Adriana Martínez.....	389
Alan Luer.....	217
Alba Nora Sanchez.....	563, 564, 570
Alberto Alaniz	210
Alberto Rodríguez Rueda.....	358
Alberto Soares Correa	605
Alberto Soto Giraldo	606, 608
Alejandra Arroyave	432, 435
Alejandra Clavijo Giraldo	560
Alejandro Hipólito Pabón Valverde	602
Alejandro Lopera Toro	447, 448, 450, 480
Alessandre de Medeiros.....	199
Alex Bustillo.....	283, 599
Alex Efraín Arango Sinchico	368
Alex Enrique Bustillo Pardey.....	351, 352, 370, 372, 462, 494, 598
Alexander García García	416, 470, 496, 663
Alfonsina Arriaga-Jiménez.....	652
Alfonso Ladino.....	397
Alicia Romero-Frías	283,599
Aline Peruchi	293
Alison Enciso.....	439
Alveiro Quiroz Gamboa	628
Amanda Varela Ramirez	388
Amanecer Rueda Monsalbe.....	400
Amrita Chakraborty.....	157
Ana Beatriz Arias Bulla.....	514

Ana Beatriz Rinta Piñeros	557
Ana Elizabeth Díaz.....	632, 639
Ana M. C. Santos.....	483
Ana M. Vélez.....	593
Ana María Benavides	505
Ana María Castro	150
Ana Maria López Torres.....	399, 498
Ana María Murillo-P	517
André Victor Lucci Freitas.....	437
Andrea Carolina Henao Sepúlveda	650
Andrea Carolina Jiménez Bolívar.....	516
Andrea Díaz-Roa	402
Andrea Lorena García Hernández	440, 479, 480, 481, 485, 667
Andrea Niño-Castro.....	484
Andrea Paola Zuluaga	176, 184
Andrés Alfonso Patiño Martínez	588
Andrés C. Márquez.....	642
Andrés F. Maya	417
Andres Felipe Gamez Vargas.....	633
Andres Felipe Grajales-Andica	442
Andrés Felipe Londoño Martínez.....	419
Andrés Felipe Morales Alba.....	464
Andrés Felipe Torres Moya.....	455
Andrés Felipe Zorro-González	393
Andrés Gómez Palacio	422
Andrés Guarín Anacona	447, 482
Andres Guarín-Anaconda.....	450
Andrés López-Rubio	417, 419
Andrés M. Hernandez.....	191
Andrés Mejía Soto	655
Andrés Ojeda Pérez	355
Andrés Ricardo Peraza Arias.....	586

Andres Velasco.....	360
Ángel Lagunes-Tejeda.....	596
Angela Castro Avila	672
Angela M. Arcila Cardona.....	463
Ángela María Echeverry Tobón	647
Ángela Patricia Castro Avila	166
Ángela R. Amarillo Suárez.....	513, 642
Angela Rocio Amarillo Suarez.....	430
Ángela Rodríguez.....	283
Angélico Fortunato Asenjo Flores.....	666
Aníbal Arcila Moreno.....	385, 614
Antonio Figueira.....	293
Antonio Segura Miranda	597
Arianne Wallace	662
Arley Calle Tobón	422
Armando Equihua Martínez	664
Arnol Cardozo Rueda	440
Arnubio Valencia Jiménez.....	593
Arturo Carabalí Muñoz.....	431
Arturo Carabali Muñoz.....	653
Arturo Goldarazena	601,603, 672
Arturo Gutiérrez-Urrego.....	484
Ashly Nayreth Sánchez Reyes.....	589
Aslyn Bravo Cujia	366
Augusto L. Montoya.....	472
Augusto León Montoya Giraldo.....	646, 647
Aurélie Bak.....	187
AVL Freitas	85
Axel Arenas-Parral	652
Ayda Viviana Prieto Martínez.....	561
Aymer Andrés Vásquez-Ordóñez.....	590
Aymer Andrés Vásquez-Ordóñez.....	582

B. Huertas	85
Beatriz Arias Bulla	362
Beatriz Elena García-Vallejo.....	369
Bernardo Villegas Estrada	593
Bernhard Leo Löhr	590
Blanca Huertas.....	66
Brayan Ospina	611
Brenna J. Aegerter	187
Brigitte Paola Duque Leal	506
Bryan Steven Valencia-Marín	415
Camila Díaz-Durán.....	670
Camila González.....	555
Camilo Andrés Llano Arias.....	460, 643, 644, 668
Camilo Andrés Salazar Clavijo	633
Camilo Salazar.....	68, 662
Carlos A. Rodas Peláez	335
Carlos Andres Londoño Carvajal	451
Carlos Andrés Sendoya-Corrales	494
Carlos Cultid Medina	482
Carlos Díaz Dagua.....	240
Carlos E. Brochero	463, 610, 613
Carlos Eduardo Giraldo Sanchez.....	487, 604, 618
Carlos Enrique Barrios Trilleras.....	462
Carlos Enrique Velásquez	569
<u>Carlos Espinel Correal</u>	311, 573
Carlos Espinel.....	632, 639
Carlos Espinel-Correal	574
Carlos Hugo Avendaño Arrazate.....	601
Carlos Jaime Barrios Hernández	458
Carlos Mario Chinchilla Perdomo.....	457
Carlos Prieto Martinez.....	660
Carlos Prieto	510

Carlos Váquiro-Capera.....	491
Carmenza E. Góngora B.....	150, 382
Carolina Camargo.....	409, 410, 413
Carolina Chegwin.....	283, 599
Carolina Henao-Sepúlveda.....	629, 651, 657, 658
Carolina López Castañeda.....	408
Carolina Pardo Díaz.....	68, 633
Carolina Zamorano Montañez.....	580
Cássio Cardoso Pereira.....	507, 508
Celso Omoto.....	293, 605
César A. Sierra.....	283, 599
Charles Zapata-Prisco.....	477
Chris D. Jiggins.....	68
Cindy Julieth Solano Puerto.....	428
Cindy Lorena Flautero Murillo.....	559
Cindy Milena García.....	612
Cindy Pérez.....	407
Cindy Y. Pérez.....	403
Clara Milena Concha Losada.....	148
Clara-Inés Melo-Cerón.....	387
Clare L. Casteel.....	65, 180, 187
Claudia A. Medina.....	446, 500
Claudia E Moreno.....	387
Claudia Echeverri Rubiano.....	600
Claudia Marcela Cuellar Palacios.....	453
Claudia Marcela García Chamizo.....	582
Claudio Fernández Herrera.....	355, 575, 577
Cristian Enrique Cadena Caballero.....	458
Cristian Javier Zamorano.....	490
Cristian Klimaitis.....	109
Cristian Román Palacios.....	661
Cristina Mendoza Forero.....	367

Cristo Rafael Pérez Cordero	587
Cristo Rafael Perez	617
Dalton de S. Amorim.....	658
Dalton Pereira da Fonseca	199
Daniel Bautista Zamora	426, 623
Daniel Castaño Suarez.....	580
Daniel Estiven Quiroga-Murcia	596
Daniel Monroy.....	474, 475
Daniel Osorio Serrato	602
Daniel Rafael Miranda-Esquivel	638
Daniel Rodríguez.....	381
Daniela Hoyos Benjumea	666
Daniela Jaramillo Castillo	430
Daniela Jaramillo Rivera	466, 493
Danilo A. Monsalve García	613
Danis Marcela Hormechea García.....	456
Dante Bobadilla Guzmán.....	648
Dario Corredor Pardo	672
David Vanegas Alarcón.....	440, 447, 450, 480
Deisy Viviana Toloza-Balcucho.....	567
Denis Mairú Hincapié Montoya	637, 645
Diana Cristina García Ruenes	433
Diana Grisales	656
Diana Gutierrez Mora.....	653
Diana Katherine Castillo	617
Diana Lizeth Pinzón Rangel.....	373, 374
Diana María Méndez-Rojas.....	481
Diana María Molina Vinasco	616
Diana Mendéz Rojas.....	666
Diana Paola Jara Diaz.....	502
Diana Pérez.....	381
Diana Victoria Marín L	617

Dianelba Valdez	199
Diego A Fachin.....	656
Diego Alejandro Uchima.....	627
Diego Armando Carrero Sarmiento.....	506
Diego Carrero Sarmiento.....	560
Diego Esteban Martínez–Revelo	445, 446, 499, 500
Diego F. Rincón.....	176, 180, 184
Diego F. Vasquez	180, 184
Diego F. Vásquez Mendieta	176
Diego Murillo	416
Dimitri Forero.....	655
Donoban García Palacios.....	501
Doris Elisa Canacuán Nasamuez.....	431, 625
Dorys T. Chirinos	350, 581
Douglas Amado	605
Duverney Chaverra-Rodríguez.....	49
Eddy Enrique Barraza Andrión	589
Edgar Avinísio Patiño Flores.....	503
Edgar Villar-Luna.....	621
Edison Torrado-León.....	620
Eduardo Carneiro.....	641
Eduardo de Proença Barbosa.....	437
Eduardo Arevalo Sierra	354
Edwin Quintero	580
Elder Andrés Vásquez Lenis	485, 667
Elena Luisa Margarita Brochero.....	586
Eliana Andrade	584
Eliana Marcela Galíndez Chicaíza	438
Eliana Rivero Garzón	506
Elkin Hernández	477
Ellen Andresen	480
Elsa Judith Guevara Agudelo	311

Emilio Arévalo Peñaranda.....	166
Emma Despland.....	487
Emmanuel Echeverry Cárdenas.....	408
EP Barbosa	85
Ericsson Coy.....	381
Erik Hedenström.....	62
Erika Amparo Torres Reyes	392, 393, 395
Erika Julieth García Jaramillo	399, 498
Erika Mayerly Ospina;.....	469
Erika Núñez	361
Erika Santamaría.....	416
Erika Valentina Vergara-Navarro.....	659
Esteban Tulande-M.....	377
Esteffany Poala Barros Nuñez.....	459
Eva Dolores Ledezma Rentería	452
Evelin Marcela Vivas Tombe	370
Everth Emilio Ebratt Ravelo.....	502, 649, 672
Ezequiel Núñez Bustos	109, 558
Fabián Camilo Salgado Roa	633
Fabian Rodriguez.....	362
Fabio de Jesús Vélez Macías	459
Fabiola Moreno Martínez	166
Felio J. Bello.....	403, 402, 404, 407
<u>Felipe Borrero-Echeverry</u>	157, 176, 184
Fernando Cantor	360, 381, 669
Fernando Luis Cònsoli	293
Fernando Vargas Salinas	479
Ferney López Franco	615
Francisco Gonzalez Fuentes	161
Francisco José Martínez-Pérez	458
Francisco Luis Hernández Torres.....	582
Francisco Medellín	474

Francisco Serna Cardona	559
Francisco Serna	426, 623
Frank William Avila.....	391, 409, 410, 413
Fredy Arvey Rivera	469
G. Lamas.....	85
G. Rey.....	579
Gabiota Lopera	411
Gabriel Bedoya Berrio.....	412
Gabriel I. Rico Aristizábal.....	642
Gabriel Jaime Castaño Villa.....	606, 608
Gabriel Parra-Henao	199
Gabriela Lourenço Leviski.....	515
Gabriela Moncada.....	505
Geiner Ramírez Rentería	501
Geraldine González Vargas	663
Gerardo Suárez Verge	359
Germán Andrés Vargas Orozco.....	606
Germán Andrés Vargas Orozco.....	608
Germán Augusto López García	634
Germán Vargas	600, 602
Gerson Ramírez	611
Gina D'Amato.....	505
Giovan F. Gómez.....	420, 423, 424, 425
Giovan F. Gómez.....	417
Giovan Fernando Gómez Garcia	419
Giovanini Coelho.....	199
Giovanna Jiménez González	514
Giovanny Fagua.....	71, 128
Giovany Guevara-Cardona.....	460, 491
Gladys Reinoso-Flórez	491
Gloria Barrera.....	632, 639
Gloria Luna Alejandro.....	597

Gonzalo Espinosa Vásquez	375, 595
Graciela Garzón Marín	362, 436, 514
Guillermo Castillo	438
Guillermo Leon Rua Uribe	411, 412
Guillermo López-Guillén	601, 603, 621
Guillermo Rúa Uribe	199, 422
Gustavo A. Ossa Ossa	593
Gustavo Adolfo Arias Álvarez	440, 447, 480
Gustavo Arias Alvarez.....	450
Gustavo Sánchez Tejeda.....	199
Gustavo Viniegra González.....	363
Haroldo Bezerra.....	199
Héctor Alberto Chica Ramírez	600
Hector Emilio Ramirez Chaves	498
Héctor García.....	473
Héctor García.....	477
Héctor García-Q	483
Héctor González Hernández	375, 597
Héctor Lozoya-Saldaña	596
Heiber Cárdenas Henao	661
Helena Brochero	585
Helmuth Aguirre.....	443
Herley Casanova.....	150
Hernando Cortina Guerrero	616
Humberto Giraldo-Vanegas.....	567
Humberto Puebla-Torres	356
I. Alexandra Amaro	409
Ima Sumac Sánchez de Cespedes	368
Indiana Cristóbal Ríos Málaver	110, 562, 559
Indradatta Decastro-Arrazola	473
Inge Armbrecht.....	590
Ingeborg Zenner de Polanía.....	596

Ingrid Pinillos	407
Ingrid L. Santiago-Cruz.....	375
Irene Duarte Gandica.....	415
Irina Tatiana Morales Castaño.....	464
Isabel Acuña	217
Isabel Ceballos Cálad	624
Isabel Luna-Piña.....	594
Isabel Molina	611
Isabella M- Saraiva.....	641
Israel Navarro Quintero	465, 466, 488, 493
Iván Dario Rivera Gallego.....	386
Ivette Johana Beltrán Aldana.....	351
J. L. Salinas-Gutierrez	375
J. Refugio Lomeli-Flores.....	375
Jackeline Gaviria Vega.....	453
Jaime Vicente Estevez Varón	486
Jairo Rodríguez Ch.....	617
<u>Jairo Rodríguez Chalarca</u>	288
James Montoya Lerma.....	453, 484, 590, 649
Jasel Natalia Suárez Mantilla	418
Jason P.W. Hall	59
Javier Barrios-González	380
Javier Mantilla; Pablo Benavides	382
Javier Orlando Orduz-Rodríguez.....	591
Javier Santos	477
Jefersson Andrés Rodríguez-Blandón	659
Jefferson Saucedo Valderrama	630, 651
Jenny Liliana García Morantes.....	586
Jeny Tatiana Bernal Zuluaga	498
Jeny Tatiana Bernal Zuluaga	399, 668
Jessamyn Manson.....	471
Jessica Granados.....	436

Jessica Josefa Sanches	584
Jessica Lorena Vaca Uribe; Maikol Santamaría.....	434
Jessica Vaca-Uribe	585
Jesús Arvey Matabanchoy-Solarte	372
Jesús Arvey Matabanchoy-Solarte	494
Jesús Ballesteros Correa	631
Jesus Eduardo Escobar Castro	418
Jesus Ochoa Santana.....	660
Jesús Romero Nápoles.....	664
Jhan Carlos Charris Olmos	503
Jhon Alveiro Quiroz-Gamboa	574
Jhon César Neita Moreno	43
Jhon César Neita-Moreno.....	628
Jhonatan Gualdrón-Panqueva.....	567
Jhoniel Borja.....	489
Jhoniel Javier Borja Rentería.....	452
Jhonnatan Florez.....	625
Joaquín Calatayud	477
Joaquín Hortal	483
Jocelyn C. Hall	471
Joel Ljunggren	157
Joel Pineda Pineda.....	595
Joel Pineda-Pineda.....	596
Johan García	669
Johana Patricia Ramírez Olier	364
Johana Patricia Ramirez Olier	584
Johanna Tapias	150
John Alexander Pulgarin Díaz.....	443, 573, 574
John Diaz-Montano	569
John J. Selvaraj.....	389
John Jairo Aguirre	569
John W. Davey	68

Jonny E. Duque	401
Jordano Salamanca	362, 378, 436, 514, 612
Jorge Ari Noriega	473,474, 475, 477, 483
Jorge Díaz	409
Jorge Hernan Palacino Córdoba	502
Jorge Jaramillo.....	150
Jorge Lima Pérez	363
Jorge Molina.....	444
Jorge Valdez Carrasco	664
Jose Alberto Martinez Gutierrez.....	502
José Alejandro Madrigal Cardeño	336
José Alexander Pérez Marulanda	604
Jose Antonio Rubiano Rodriguez	563, 565, 564, 566, 570, 568, 571, 572
José Arturo Schlickmann Tank.....	375, 595
José D. Monroy-G	473
José D. Pablo-Cea.....	477
José Hernández	477
Jose Luis Fenández.....	378
José Luis Pastrana-Sánchez	372, 494
José M. Vázquez-Navarro	375
José Mauricio Montes-Rodríguez.....	591
José Miguel Angel Castillo-Minjarez.....	380
José Miguel Castillo-Minjare	365
José Ricardo Assmann Lemes	509
José Soto.....	505
Juan Aicardo Segura Caro	424
Juan C. Hernández-Valencia	398
Juan Carlos Linares Arias.....	427
Juan Carlos Marín-Ortiz.....	628
Juan Carlos Mejia.....	611
Juan Carlos Vaca-Vaca.....	619
Juan D. Amaya	411

Juan D. Gutierrez.....	191
Juan David Carvajal Castro	408
Juan Gómez Correa	613
Juan Gómez-Correa	610
Juan Guillermo Orrego Meza	643
Juan Klimaitis	109
Juan M. Montealegre	619
Juan Mateo Rivera Pérez	460
Juan Pablo Botero.....	429, 627, 635
Juan Pablo Mongui	662
Juan Pablo Serna López.....	459
Juan Rivera- Martinez	356
Juan Sebastian Palacios-Rodríguez	665
Juan Sebastian Pino Bustamante	412
Juana María Díaz	555
Julia Barbosa	584
Julia Karina Prado Beltrán.....	368
Julian Andrés Jaramillo Ospina	358
Julián Andrés Valencia Arbeláez	606, 608
Julián Clavijo-Bustos.....	448, 671
Julián David Gutiérrez-Blanco	392, 393
Julián Mauricio Vallejo Sosa.....	630, 646
Julian Rodrigo Lamilla Monje.....	428
Juliana Agudelo Ramírez.....	391
Juliana Botero	612
Juliana Cardona-Duque	670
Juliana Duran Prieto	377
Juliana Durán	669
Juliana Pérez Pérez	422, 573
Juliana Torres Toro.....	433, 656
Juliano Ricardo Farias	293
Julieth Parra Muñoz.....	367

<u>Julio Cesar Fatoretto</u>	320
Julio Chacón Pacheco.....	631
Junior Velez.....	581
Karen Castaño-Quintana.....	484
Karen Dayana Álvarez Martínez	634
Karen Polson	199
<u>Karina L. Silva-Brandão</u>	293
Karina López-López	619
Karol Darío Pérez García	355, 575, 577
Karol Lizarazo	449
Kathy Darragh	68
Keila Escorcía Dominguez	660
Keiner Sebastián Jaramillo	469
Keith R. Willmott	59, 556
Kevin Salas Gil.....	366
Kevin Stiven Lievano Silva.....	586
Kimberly García	429, 635, 636
KR Willmott	85
L. Santacoloma.....	579
Lady Ximena Larrotta	400
Laura Alexandra Laitón Jiménez.....	615
Laura Alexandra Laiton.....	383
Laura Bernal Arias.....	580
Laura Bibiana Castaño Grisales	451
Laura C. Harrington.....	409
Laura Cecilia Zúñiga García.....	458
Laura M. Perilla-Henao	187
Laura Maria Pantoja Gomez.....	605
Laura Melissa Velásquez Arrubla	440, 479
Laura Pérez	217
Laura Rebeca Giménez Gutiérrez.....	458
Laura Victoria Montoya Patiño	503

Leidy Julieth García Nuñez	351
Leonor Yamile Vargas Méndez.....	392, 393, 395, 396
Lida Franco.....	439
Ligia Inés Álvarez Moncada.....	418
Liliana Aguilar-Marcelino.....	621
Liliana Franco Lara	428
Liliana Prada Lara	513
Liliana Rocío Botero Botero	364
Liliana Rocio Botero	584
Lilianha Domínguez Malfavón.....	365
Lille León Morantes	396
Lina A. Gutiérrez-Builes	423, 424
Liseth Marcella Suarez Pabón	445, 499
Lissette Torres Torres.....	353
Lorena García Hernández.....	482
Lucimar Gomes Dias	465, 488, 668
Lucio Navarro.....	382
Luis Alberto Nuñez Avellaneda	452, 670, 489, 554
Luis Augusto Becerra Lopez	617
Luis Carlos Pardo-Locarno.....	240
Luis Enrique Ramírez-Chamorro	591
Luis Felipe Libreros-Hernández.....	481
Luis Felipe Ramírez Sánchez	410
Luis Fernando Buitrago Barreto	370
Luis Fernando García	360, 432, 439
Luis Fernando González Ferrer	468
Luis Fernando Salazar Salinas.....	465, 467, 488
Luis Fernando Vallejo Espinosa.....	664
Luis Fernando Vallejo Espinosa.....	606, 608
Luis Fernando Vallejo	490
Luis G. Quijano Cuervo	468
Luis García	435

Luis Guillermo Montes-Bazurto.....	268, 370, 598
Luis Miguel Constantino	385, 490
Luisa Barrientos.....	413
Lumey Pérez Artilés	613
Lumey Pérez-Artilés.....	591, 610
Luz Estela Lagos	438
Luz M. Gómez.....	417
Luz Marina Melgarejo	449
Luz Myriam Gómez Piñerez.....	419
Luz Nancy Mateus Vargas	586
Luz Serrato-Díaz.....	592
M Espeland.....	85
MA Marín.....	85
Mabel Natalia Vargas Pineda	418
MacKenzie F. Patton	187
Madeleyne Parra F.....	610, 613
Magnolia Vanegas	403, 404
Maikol Santamaría.....	585
Manuel A. Patarroyo	402
Manuel Alejandro Ramírez Mora.....	390
Manuel Alfonso Patarroyo	403, 404
Manuel Medina.....	397
Manuel Soto.....	240
Marcela Quimbayo F.....	411
Marcelo M. Brandão.....	293
Marco Fidel Suarez.....	416
Marcos López Pérez	363
Margarita de Jesús Martínez.....	356
Margarita M Correa	398
Margarita M. Correa.....	420, 421
Margarita María Hincapié	364
María Angélica Pichimata Sanabria	373

María Carolina Santos-Heredia	480
María Cristina Gallego Ropero	148, 561
María del Carmen Zúñiga.....	674
María F. Gonzalez	68
María Fabiola Ospina Bautista	486
María Fernanda Díaz Niño	166
María Gladis Rosero.....	569
María Isabel Castro Rebolledo	489, 554
María Isabel Salinas Cano	650
María José Romero Astudillo.....	368
María Karlsson	157
María R. Manzano	387, 389, 619
María Raquel Pastrana.....	631
María Teresa Beryl Colinas León.....	595
María Victoria Mateus Pedrozo.....	638
Mariana Posada Sánchez	629
Mariángeles Lacava.....	361
Mariano Altamiranda-Saavedra.....	398
Mariano Altamiranda-Saavedra.....	628
Marie Bengtsson.....	62, 157
Marina do Vale Beirão	508
Mario Alberto Barón Rodríguez.....	392, 393, 395
Mario Alejandro Marin Uribe	437
Marisol Giraldo Jaramillo.....	383, 384
Marlon Leonardo Rodríguez Sierra.....	396
Marnix Doorn	228
Marta Isabel Wolff Echeverri	629, 630, 646, 647, 650
Marta Luz Guerra Chaparros	503
Marta Wolff	20, 433, 472, 627, 651, 655, 656, 657
Martha Garcia.....	474
Martha Isabel Wolff Echeverri	624
Martí March-Salas	483

Mateo Vargas-Hernández	596
Matthias Rö	652
Mauricio Cuadros	581
Mauricio Fernando Martínez	610
Mauricio Manotas	620
Maurício S. Bento	283, 599
Mayda Verde Jiménez	228
Melba Ruth Salazar Gutierrez	606, 608
Melisa Eyes Escalante	405
Melissa Sanchez-Herrera	662
Miguel Alejandro Gómez Cabezas	368
Millerlandy Montes Prado	653
Milner Gutiérrez Hernández	557
Miriam Rosero Guerrero	352
Mirna Martins Casagrande	509, 511, 515, 641
Mónica Betancourt-Vásquez	649
Mónica Higuera-Díaz	471
Monica Yadira Dotor Robayo	455
Natalí Álvarez	420
Natalia Andrea Quirama Cortes	440
Natalia De Moya Guerra	454
Natália Faraj Murad	293
Natalia Londoño Díaz	560
Natalia Pulgarín Franco	440
Natally Alvis Zapata	644
Nataly Forero-Chavez	640
Nathália Ribeiro Henriques	507, 508
Nediker Gonzalez Castillo	663
Neis José Martínez Hernández	429, 454, 457, 468, 635
Nelson Canal	495, 640, 671
Néstor Jaime Aguirre Ramírez	459
Nicolás Amin Hazzi	633

Nicolás Ayala Tovar	665
Nicolás Tovar	470
Nildimar Honorio	199
Nilson Yesid Olaya,.....	554
Niny Adriana Suárez Sarmiento	461
Noemy Seraphim	293
Nora Cristina Mesa.....	625, 653
Octavio Loera	363, 365
Octavio Loera Corral	359
Octavio Loera-Corral.....	356, 380
Octavio R. Rojas Soto	61
Odahir Zoranny Torres	367
Olaf H.H. Mielke	641
Olaf Hermann Hendrik Mielke.....	509, 511, 515
Olga Gómez-Rodríguez.....	621
Olga Patricia Pinzón Florian.....	386
Omar Cantillo-Barraza	397
Omar José Ríos Suárez	575, 577
Omar Triana Ch.....	397
Omar Triana Chavez.....	422
Orlando Torres.....	402, 403, 404, 407
Oscar Alexander Aguirre Obando	408
Oscar Alexander Aguirre-Obando.....	414, 415
Oscar Ascuntar – Osnas.....	674
Oscar Daniel Salomón	199
Oscar Javier Prieto-Rodado	497, 673
Oscar Mahecha-J	517
Oscar Morales Galvan	595
Pablo Benavides Machado.....	150, 205, 383, 384, 385, 490, 614, 615, 616
Pablo Manrique Saide.....	199
Pablo S. Padrón	556
Paola A. Agudelo.....	404

Paola Andrea Cervera Marmolejo	405
Paola G. Santacruz.....	487
Paola Muñoz	416
Paola Sotelo	371
Paola Vanessa Sierra	568
Paola Vanessa Sierra Baquero	571, 572, 565, 566
Paul Bayman.....	592
Paul G. Becher	62
Paul Misael Garza López.....	359, 380
Paula Andrea Giraldo Hincapie	379
Paula Andrea Ospina	469
Paula Camila Bohórquez Coy	496
Paula L. Arias Ortega	593
Paula Vela.....	381
Pedro Figueroa Castro	597
Pedro Fragoso Castilla.....	366
Pedro I. Da Silva Jr.....	402
Peter Witzgall	62, 157
Pierre Arnal.....	555
Pilar Altamar	381
Pilar Moncada Botero	616
Rafael Alejandro Bustamante Rojas.....	388
Rafael Ramon Rey González.....	586
Ranulfo González Obando.....	661
Raul Rojo.....	422
Renato Nunes.....	662
Ricardo Félix	368
Ricardo Martínez	477
Ricardo Russo Siewert	123, 509, 511
Roberto Güller	109
Robinson Cordoba Cantero	354
Rodian Fonseca	510

Rodolphe Rougerie	555
Rodrigo Oliveira da Silva.....	612
Rodulfo Ospina Torres	206
Ronald Zanetti	584
Ros Cecilia Aldana-De La Torre	277
Rosa Aldana.....	283, 599
Rosa Helen Mira Herrera.....	563
Rosa Helen Mira.....	564, 570
Rosa Nathalie Grueso	469
S Nakahara.....	85
Samuel Ramírez Alarcón.....	597
Sandra I. Uribe Soto	445, 499, 560, 446, 500, 637
Sandra Milena Valencia-Giraldo.....	484
Sandra Victoria Mena Córdoba	501
Sandy Torres.....	362
Santiago Rodríguez	474, 475
Santiago Sarmiento Puentes	642
Sara Zuluaga.....	397
Saulo Carmona Toro.....	415
Sebastian Castaño Tinoco.....	486
Sebastián Guzmán-Cabrera	594
Sebastián Martínez; Luis García.....	361
Sebastián Palacios	470
Sebastian Paredes	585
Sebastián Vera-Sandoval.....	414
Sebastián Villada Bedoya.....	465, 466, 488
Sebastien Lebreton	62
Sergio G. Ramírez-Rojas.....	621
Sergio Orduz Peralta.....	379
<u>Sharon Rodríguez</u>	217
Sharon Rodríguez S.....	210
Shirley Palacios Castro.....	588

Simón H. Martin	68
Sirley Palacios-Castro	649
Sirley Palacios-Castro	369
Sofia Medellín	444
Stefany Gil González.....	493
Stelia C. Méndez-Sánchez.....	401
Stephanie Castillo	483
Stephanie Johana Numa-Vergel	373, 374
Stephany Hurtado	449
T Zacca	85
Takumasa Kondo	463, 350, 371
Tamara Chávez Espada	199
Tamara Moreira Costa Aguiar	437
Tania Lisbeth Pico Guerrero	395
Tania Lisbeth Pico-Guerrero	392
Tatiana Cornelissen	507, 508
Tatiana Dueñas	436
Tatiana Ramirez.....	618
Tatiana Sanchez Doria.....	565, 566, 571, 572
Tatiana Sanchez Doria.....	568
Thamara Zacca	437
Thierry Hance	603
Thomas S. Vanegas	401
Tito Bacca.....	640, 671
Tobias U. Lindblom.....	157
Tomasz Pyrcz	517
Ulianova Vidal Gómez	228
Valentina Díaz Grisales	664
Valentina Sarria Rodríguez	661
Valentina Vidal.....	283, 599
Valeria Jiménez Cárdenas	430
Vanessa Garzón	378

Vanessa Vargas; Natalí Álvarez	420
Vianny Lizeth Plaza.....	148
Víctor M. Almaraz-Valle.....	375
Víctor Mario Jaramillo Pérez	392, 393, 395
Vincent Forucassié	584
Virgilio Beltrán.....	397
Viviana Prieto	148
Volker Joerger	62
William Cardona-Garzón	594
William Enrique Higuera Murillo	502
William Talaga	619
William Tálaga	389
Wilson Celis Ariza	475
Winston Rojas Montoya	422
Winston Rojas	412
Xyomara Carretero-Pinzón.....	474
Xyomara Carretero-Pinzón.....	475
Yadira Galeano	421
Yamid Arley Mera Velasco.....	148
Yamileth Domínguez –Haydar.....	456, 461
Yardany Ramos-Pastrana	651
Yasir Ahmed.....	409
Yefersson Rivera Valencia	653
Yenifer Campos Patiño.....	371
Yeraldine Zuluaga	421
Yesica Sidney Durango Manrique.....	390, 419, 423, 424
Yesit Montiel Díaz	427
Yina Amell-Caez	473
Yobana Mariño-Cárdenas.....	592
Zulema Jazmín Quintero-Elena	621
Zulma Nancy Gil Palacio	490, 205, 385

INDICE DE NOMBRES CIENTÍFICOS

- A. tamatavensis*, 611
E. lesbia, 87
Euxesta spp, 551
Crypticeria genistae, 433
S. hindustanicus, 570
N. tabacum, 147
A bicolor, 238
A. aegypti, 386, 387
A. aeralis, 611
A. albopictus, 379
A. chiapensis, 611
A. cristatus, 593
A. floribunda, 519
A. fraterculus, 463
A. gallus, 355
A. gossypii, 344, 359, 361, 579
A. grandis, 163
A. herbicolus, 611
A. indica, 335, 532
A. inexpectatus, 319, 320
A. mellifera, 201, 202, 203, 217, 221, 222, 453
A. metallicus, 593
A. nitens, 319
A. platensis, 348
A. solitarius, 593
A. tasmaniae, 319
Ac. subterraneus molestans, 546
Acacia, 601
Acaci mangium, 312
Acamptopoeum submetallicum, 210
Acauro, 485
Acheta domestica, 403, 406
Acinetobacter, 452
Acleris, 72
Acremonium, 409
Acromyrmex subterraneus molestans, 546
Ad. Squamipennis, 377
Adelpha, 60, 469, 503
Adenaria floribunda, 519
Adoxophyes, 72
Ae. aegypti, 52, 53, 191, 364, 372, 380, 382, 384, 389, 393
Ae. aegypti, *An. stephensi*, 52
Ae. albopictus, 191, 393
Ae. scapularis, 377
Aedeomyia squamipennis, 376
Aedes (Stegomyia) aegypti, 331, 367, 382, 383
Aedes aegypti, 57, 331, 351, 363, 364, 365, 366, 367, 372, 380, 381, 382, 383, 384, 386, 387, 389, 393, 542
Aedes Aegypti, 55
Aedes aegypti., 57, 365, 384
Aedes albopictus, 351, 379, 385
Aedes sp, 371
Aedes spp, 393
Aenasius bolowi, 357
Aenasius caeruleus, 357
Aenasius frontalis, 357
Aenasius spp., 357
Agave angustifolia, 559
Agelaia centralis, 427
Akermes, 142
Akermes colombiensis, 136, 138, 139
Alcaeorrhynchus grandis, 345
Alchornea, 404
Alchornea acutifolia, 404
Alchornea verticillata, 404
Alienosternus, 593
Alienosternus sp., 593
Alloxysta, 215
Alphabaculovirus, 292
Alphavirus, 191
Altapedaliodes cocytia, 501
Alurnus, 230, 235, 237, 238, 240, 250
Amanita, 465
Amblyopinus, 623
Amblyseius aeralis, 584
Amblyseius largoensis, 432
Amblyseius tamatavensis, 584
Amiga, 92, 94
Amplicephalus funzaensis, 399
An. albimanus, 391
An. arabiensis, 369
An. darlingi, 369, 391

An. gambiae, 52
An. nuneztovari, 377
An. triannulatus, 377
Anacroneuria, 459
Anagyryus sp., 357
Ananas comosus, 136, 259
Anaphes, 319, 538
Anaphes inexpectatus, 320
Anaphes nitens, 319, 320, 321
Anartia, 469
Anastrepha, 162, 463
Anastrepha obliqua, 463
Anastrus, 478
Anchitrichia, 620
Ancognatha scarabaeoides, 285
Ancylometes bogotensis, 591
Anicetus, 540
Annona muricata, 136
Anomala sp., 313
Anopheles arabiensis, 369
Anopheles (Nyssohrynychus) albimanus, 391
Anopheles (Nyssohrynychus) darlingi, 391
Anopheles (Nyssorhynchus) albimanus, 392
Anopheles darlingi, 369
Anopheles gambiae, 56
Anopheles sp., 371
Anopheles stephensi., 56
Anthonomus cf. eugenii, 530
Anthonomus grandis, 163, 164, 166
Anthonomus vestitus, 163
Anticarsia gemmatalis, 295
Apanteles sp., 536, 537
Aphidius colemani, 348
Aphidius ervi, 348
Aphidius matricariae, 348
Aphidius platensis, 348
Aphis gossypii, 344, 348, 359, 361, 579
Aphis pomi, 348
Aphis ruborum, 216
Aphis sp., 530
Apiomerus ochropterus, 319, 321
Apis mellifera, 198, 199, 200, 205, 206, 217, 224, 225, 226, 405
Arabidopsis, 178, 180
Arabidopsis-mutants, 178
Archips, 73, 74, 77, 129, 130
Archips occidentalis, 74, 77, 129, 130
Archytas incertus, 289
Argentinomyia, 442
Arhuaco ica, 115
Arilus gallus, 355
Artemisia vulgaris, 147
Arvelius sp., 530
Asestra, 485
Astaena, 461
Astaena valida, 458
Astrotischeria, 504
Ataeniopsis, 628
Atopsyche, 620
Atta cephalotes, 236, 337, 452
Attalea, 627
Aulacorthum solani, 215
Australofannia, 390
Austrotachardiella, 137, 138, 139, 142
Austrotachardiella colombiana, 138, 139
Automeris jucunda, 482
Automeris tamsi, 482
Azadirachta indica, 335, 532
Azteca sp., 138
B. carambolae, 162
B. cockerelli, 558
B. cocophilus, 252, 254, 260, 261
B. cucurbitae, 162
B. dorsalis, 162
B. musae, 162
B. philippinensis, 162
B. thuringiensis, 270, 343
B. tryoni, 162
B. zonata, 162
Bacillus, 351
Bacillus thuringiensis, 270, 271, 272, 273, 275, 276, 277, 278, 284, 285, 287, 291, 292, 293, 297, 305, 307, 309, 310, 336, 339, 343, 351
Bactericerca cockerelli, 558
Bactericerca cockerelli, 180
Bactra, 72
Bactris, 627

Bactris gasipaes, 240, 242, 243, 244, 245,
 246, 247, 248, 249, 251, 259, 263, 423,
 545, 552
Bactris gassipaes, 228, 245
Bactrocera, 162
Bactrocera cucurbitae, 161
Bactrocera zonata, 161
Bambusa gracilis, 408
Baridini, 627
Basilia mimoni, 589
Beauveria, 268, 291, 340
Beauveria bassiana, 150, 286, 291, 319,
 352, 360
Bemisia sp., 530
Bibionidae sp., 405
Blaptica dubia, 406
Bombacoccus aguacatae, 136, 138, 139
Bombus spp., 224
Bombus terrestris, 210
Bombyx mori, 310
Botrytis sp., 409
Brachimirmex, 541
Brachymeria sp., 345
Brachytydeus sp., 584
Bradysia, 409
Brethesiella, 540
Brethesiella sp., 329
Brevipalpus obovatus, 584, 611
Brevipalpus yothersi, 584, 611
Brosimum guianense, 516
Bursaphelenchus cocophilus, 252, 259
C. africana, 73
C. albaniana, 130
C. albitarsis, 613
C. argentifasciata, 130
C. bracatana, 73
C. capitata, 161
C. carnana, 130
C. carnea, 350
C. chapana, 73
C. cirripediformis, 329, 540, 541
C. cirripediformis., 540
C. colyma, 73
C. conflictana, 130
C. dimera, 501
C. disparana, 73
C. diversana, 74, 130
C. evanidana, 130
C. expansiva, 73
C. flavipennis, 613
C. foraseminis, 470
C. foraseminis., 470
C. fractivittana, 130
C. frutícola, 554
C. fumiferana, 130
C. gerascanthus, 312
C. gloesporoides, 554
C. griseldis, 408
C. hebenstreitella, 130
C. heliaspis, 73
C. houstonana, 130
C. improvisana, 73
C. insularis, 289
C. irina, 73
C. jezoensis, 130
C. lambertiana, 130
C. lappona, 73
C. leucocephala, 613
C. limon, 365
C. linarosae, 324
C. lunulata, 235
C. luticostana, 130
C. multicatrices, 433
C. murinana, 130
C. occidentalis, 130
C. orae, 130
C. paeon, 408
C. palladinoi, 73
C. paralella, 129
C. paralella, 130
C. picta, 613
C. pinus, 130
C. pomonella, 165
C. pseudoconfusa, 87
C. psoricodes, 73
C. pulchella, 613
C. reticulata, 365
C. retiniana, 130
C. rosaceana, 130
C. seminolana, 73
C. shannoni, 613
C. siamense, 554

C. simonyi, 73
C. sinensis, 365
C. theobromicola, 554
C. touloulou, 87
C. tropicale, 554
C. uncinata, 353
C. vicina, 378
C. xanthobasis, 613
C. zapulata, 130
Cacoceria, 442
Cacoecia occidentalis, 74
Cacoecimorpha pronubana, 129, 130
Cactophagus, 240
Cactophagus spinolae, 330
Caenoptychia, 86
Caeruleptychia, 92
Cajanus, 601
Calendula officinalis, 147
Caligo, 469
Caligo eurilochus, 473
Calliandra magdalenaea, 516
Calliphora vicina, 378
Caloglyphus mycophagus, 581
Calosoma sp., 533
Calta, 485
Campomanesia lineatifolia, 199
Camptopleura, 478
Cananga odorata, 138
Candidatus, 180, 544
Canna spp., 534
Canthon, 443
Canthon aequinoctialis, 443
Capsicum frutescens, 361, 579
Capsicum spp., 361, 530
Capulinia linarosae, 324
Carmenta foraseminis, 470
Carmenta negra, 470
Carmina griseldis, 95, 408
Carmina paeon, 95, 408
Carpophilus sp., 235
Cassia, 601
Catasticta, 521
Catoblepia orgetorix, 114
Cedrela odorata, 413
Celetes, 627
Cenchrus clandestinus, 399
Cephalophritothrix, 585
Cephalotes, 431
Cerasmatrixia, 620
Ceraspis, 461
Ceratitidis capitata, 161, 162, 164
Ceratitidis rosa, 162
Cercyeuptychia, 86, 87
Ceroplastes, 136, 137, 143, 329, 540, 541
Ceroplastes cirripediformis, 329, 540, 541
Cerotoma sp., 531
Ch. bicinctus, 237
Ch. sexmaculata, 344
Chactas sp., 406
Chactas sp., 406
Chalcophana sp., 313
Chantidium sp1, 411
Cheilomenes sexmaculata, 344, 544
Cheiloneurus, 540, 541
Cheiloneurus sp., 329
Chelinidea tabulata, 330
Chelonus insularis, 289, 290
Chelonus texanus, 284, 290
Chiomara, 478
Chloreuptychia, 87, 96
Chloridea virescens, 346
Cholus, 231
Cholus bicinctus, 231, 233, 238, 246
Cholus sp., 239
Cholus spp., 235
Choristoneura, 71, 72, 73, 74, 77, 78, 79, 80, 82, 83, 126, 127, 128, 129, 130, 131, 132
Choristoneura albaniana, 129
Choristoneura diversana, 73
Choristoneura freemani, 74
Choristoneura longicellana, 129
Choristoneura occidentalis, 74
Chroaptomus centralis, 623
Chrysoperla carnea, 290, 350
Cicindela sp., 530, 533
Cissia, 87, 94, 96, 107
Cissia joyceae, 87
Citheronia sp., 313
Citocromo oxidasa, 590
Citrus, 136, 335, 365, 543, 553, 570, 573

Citrus latifolia, 553
Citrus limon, 365
Citrus reticulata, 365
Citrus sinensis, 365
Citrus sp., 543
Citrus spp., 136, 138
Citrus spp., 136
Cleomella serrulata, 441
Co. nigricans, 377
Coccophagus, 540
Cochliomya hominivorax, 51
Cochliomyia Hominivorax, 55
Cocos nucifera, 240
Cocus nucifera, 259
Coenonympha, 87
Coenosia attenuata, 341
Coffea arabica, 142, 145
Coleomegilla maculata, 284
Coleomegilla sp., 290, 536
Colias, 489
Colias dimera, 501
Colletotrichum, 554
Colobure, 469
Conocephalus aff. saltator, 235, 236
Conocephalus sp., 281
Conotrachelus psidii, 267
Consul fabius, 473
Contulma, 620
Conura immaculata, 345
Conura sp., 531
Conura sp., 345
Copaxa decrescens, 482
Copestylum, 442
Copidosoma, 540, 541
Copidosoma sp., 329
Copitarsia sp., 528
Copitarsia uncinata, 353
Copris susanae, 417, 420
Coprophanes corythus, 417, 420
Corades, 525
Cordia alliodora, 312
Cordyceps javanica, 352
Corimelaena, 602
Cosmopolites sordidus, 156, 266
Costitachys inusitatus, 598
Costitachys tena, 598
Cotesia, 290, 328, 345
Cotesia sp., 290, 345
Crotalaria micans, 147
Crypticerya, 142
Crypticerya genistae, 433
Crypticerya multicatrices, 137, 138, 139
Cryptinglisia, 136, 138, 142
Cryptinglisia corpoica, 138
Cryptinglisia ica, 138
Cryptocanthos, 415
Cryptocellus narino, 410
Cryptococcus, 152
Ctenarytaina eucalyptii, 313
Ctenarytaina eucalyptii, 313
Ctenus sp., 403
Cucurbita máxima, 537
Cudonigera, 73
Culex coronator, 376
Culex quinquefasciatus, 376
Culex sp., 371
Cupressus lusitanica, 312
Cx. Quinquefasciatus, 377
Cyclocephala, 586
Cyclocephala lunulata, 458
Cyclocephala signata, 235
Cyclocephala sp., 235
Cyclocephalla, 461
Cycloglypha, 478
Cydia, 72, 152, 157, 165, 166
Cydia pomonella, 152, 157, 165, 166
Cylindrocopturus biradiatus, 330
Cylloepus, 603
Cylloepus whitemanae, 603
Cyllopsis, 93
Cyphomyia, 613
Cyphomyia fascipes, 613
D. alyattes, 450
D. an. anna, 511
D. as. astala, 511
D. as. astalaen, 511
D. borassi, 552
D. busckella, 562, 568
D. chibcha, 603
D. citri, 344
D. hyalinata, 537

D. inca, 603
D. indigenella, 562, 590, 597
D. melanogaster, 51, 52, 53, 62, 63
D. pilitibia, 603
D. saccharalis, 562, 568, 590, 597
D. tabernella, 562
Dacnirostatus platensis, 314
Dacnirotatus brucki, 314
Dactylopius indicus, 330
Dacus, 162
Daidalotarsonemus sp., 611
Dalbulus sp., 399
Dasiops sp., 556
Deltochilum, 415
Deltochilum guildingii, 446
Demotisca neivai, 264
Demotisca sp. aff *pallida*, 235
Dendranthema grandiflorum, 578
Dendrocerus, 215
Derelomini, 627
Dermacentor nitens, 394
Dermestes carnivorus, 466
Devilleterus brunkei, 623
Diabrotis, 415
Diabrotica, 409
Diabrotica sp., 533
Diadasia chilensis, 210
Diaethria, 511
Diaphania hyalinata, 537
Diaphania nitidales, 537
Diaphorencyrtus, 540, 541
Diaphorencyrtus aligarhensis, 544
Diaphorencyrtus sp., 329
Diaphorina citri, 344, 544
Diatraea, 562
Diatraea busckella, 568
Diatraea saccharalis, 342, 346, 568
Diatraea spp, 284, 328, 562, 569, 590, 597
Dichorda, 502
Dichotomius, 415
Dichotomius allyates, 411
Diochus, 370
Disersus, 603
Disersus cacicus, 603
Disersus longipennis, 603
Drosophila, 56, 62, 63, 299, 303, 307, 380, 384
Drosophila melanogaster, 62, 152, 299, 380, 384
Dynamis, 230
Dynamis borassi, 233, 234, 237, 238, 255, 423, 545, 552
Dynamis nitidulus, 250
Dysmicocus brevipes, 235, 236
E. acmanioides, 318
E. aggergata, 318
E. albens, 318
E. alpina, 318
E. altior, 318
E. amplifoli, 318
E. amygdalina, 317
E. andrewsii, 318
E. anguina, 518
E. apta, 518
E. banksi, 584
E. bicolor, 318
E. blakelyi, 318
E. blexandii, 318
E. bosistoana, 318
E. botryoides, 318
E. bridgesiana, 318
E. caleyi, 318
E. camaldulensis, 312, 313, 316, 317
E. cambagei, 318
E. camphora, 318
E. capitellata, 318
E. cinerea, 318
E. citridora, 318
E. citriodora, 317
E. cladocalyx, 318
E. coccifera, 318
E. coli, 373, 374
E. collusoria, 518
E. colubra, 518
E. confusa, 87
E. cornuta, 318
E. corymbosa, 318
E. creba, 318
E. darlympleana, 318
E. dealbata, 318
E. deanei, 318

E. decipiens, 318
E. diversicolor, 318
E. dives, 318
E. dunni, 317
E. elaeophora, 318
E. elata, 318
E. eugenioides, 318
E. fallaciosa, 421
E. fastigata, 318
E. ficifolia, 318
E. foecunda, 318
E. gigantea, 318
E. globulus, 312, 317, 318, 319
E. gomflocomuta, 318
E. gomphocephala, 318
E. goniocalix, 318
E. grandis, 312, 313, 316, 317, 319
E. guineensis, 252, 259
E. ignita, 421
E. Imperialis, 421
E. labe, 87
E. lemanni, 318
E. longicornis, 318
E. longifolia, 318
E. loxophleba, 318
E. maculosa, 318
E. maidenii, 318, 319
E. marceli, 89
E. marginata, 318
E. melliadora, 318
E. memorans, 518
E. microcarpa, 318
E. microcorys, 318
E. microtheca, 318
E. mixta, 421
E. nandaimeii, 611
E. nova-angelica, 318
E. numerosa, 318
E. obcordata, 318
E. obliqua, 318
E. occidentalis, 318
E. oleifera, 259
E. oleifera, 252
E. oreades, 318
E. ovata, 318
E. palladia, 87
E. paniculata, 318
E. patens, 318
E. pauciflora, 318
E. pellita, 312, 313
E. piperita, 318
E. planchoniana, 318
E. populifolia, 318
E. procus, 518
E. propinqua, 318
E. puchella, 318
E. punctata, 317, 318
E. pycnophylla, 409
E. radiata, 318
E. redunca, 318
E. regnans, 318
E. resinifera, 318
E. risdonii, 318
E. robertsonii, 318
E. robusta, 317, 318
E. rostrata, 318
E. rubida, 318
E. rufocincta, 89
E. saligna, 312, 317, 318
E. scoparia, 318
E. serpentifera, 518
E. sideropholoia, 318
E. sideroxylon, 318
E. siebariana, 318
E. similis, 87
E. smithii, 318
E. sonchifolia, 147
E. stricta, 318
E. stuartiana, 318
E. tereticornis, 312, 318
E. teriticornis, 313
E. terrestris, 87
E. themis, 87
E. todtiana, 318
E. trabuti, 318
E. urnigera, 318
E. urograndis, 312, 313
E. urophylla, 312
E. urophylla, 312, 313, 316, 317
E. viminalis, 312, 317, 318, 319
E. virgata, 318
E. yarraensis, 318

Ebrietas, 478
Echinochloa colonum, 281
Eiphosoma sp, 530, 531, 536
Elaeis guineensis, 241, 252, 259, 264, 265, 268, 561
Electresia zalesskii, 75
Eleusine indica, 281, 543
Elzunia, 115
Elzunia humdoldt spp, 526
Empoasca sp, 531, 533, 536
Encarsia, 540
Ephestia cautella, 158
Epicauta dorhni, 397
Epiccocum nigrum, 409
Epiphyas, 72
Epitrix sp, 533
Erinnyis ello, 295
Eristalis sp., 405
Erwinia carnegiana, 330
Erynnini, 478
Erynnis, 478
Eryphanis automedon, 473
Eschericha coli, 373
Espeletia grandiflora, 360
Espeletia pycnophylla, 409
Eucalyptus, 311
Eucalyptus globulus, 313, 322
Eucalyptus grandis, 312, 313
Eucalyptus sp., 322
Eucalyptus viminalis, 317, 322
Euclidiodes, 485
Eudocima, 518
Eumanota, 615
Eumanota wolffae, 615
Euparia, 628
Euparixia, 628
Euplectrus, 540, 541
Euplectrus sp, 284, 530
Euplectrus spp., 290
Euprosterna elaeasa, 560
Euptychia, 87, 89, 90, 91, 92, 98, 99, 107, 114, 119
Euptychia cesarense, 114
Euptychia hilara, 91
Euptychia mollina, 90
Euptychoides, 87
Euryomma, 362, 390
Eurysernus caribaeus, 435
Eurysternus, 415
Eurysternus foedus, 435
Eurysternus foedus, 435
Euseius concordis, 584, 611
Euseius naindaime, 584
Euselasia, 503
Euselasia pance, 311, 312
Euspilatus, 370
Euterpe oleracea, 457
Eutetranychus banksi, 584
Euxesta annonae, 551
Euxesta mazorca, 551
Euxesta stigmatias, 551
Exaerete, 421
Exechia, 608
Exechiopsis, 608
Exitianus atratus, 399
F. occidentalis, 548
Fannia, 362, 390
Fannia lamosca, 390
Fannia pussio, 390
Fannia spinosa, 390
Ferrisia colombiana, 138
Ferrisia kondoi, 137, 138
Ferrisia williamsi, 138
Ficus benamina (, 606
Ficus soatensis, 138
Flavivirus, 191
Foldilecanium multisetosum, 136, 138, 139
Forsterinaria, 87, 89, 94
Fr. occidentalis, 607
Fr. panamensis, 607
Fr. simplex, 607
Fr. xanthomelaena, 607
Franciscoia, 485
Frankliniella gardeniae, 565
Frankliniella occidentalis, 548, 580
Frankliniella panamensis, 607
Fungitarsonemus sp, 584
Fusarium oxysporum, 340, 409
G. "scutellatus, 319
G. balteatus, 314
G. ficicola, 606

G. mellonella, 480
G. molesta, 165
G. platensis, 314, 316, 317, 318, 319, 320, 538, 539
G. psidii, 606
G. pulverulentus, 314, 319
G. scutellatus, 313, 314, 315, 316, 317, 318, 319
Galgupha, 602
Galleria mellonella, 350, 480
Gallus gallus, 83
Gardnerycteris keenani, 589
Geocoris sp, 533, 536
Geraeus, 229, 235, 243, 250
Geraeus sp, 235, 243, 250
Gesta, 478
Glena bisulca, 312
Glycaspis brimblecombei, 311, 313
Glyphipterix sp, 534
Godartiana, 87, 94, 99, 100
Gonipterus, 311, 312, 313, 314, 315, 319, 320, 321, 322, 538, 539
Gonipterus gibberus, 314, 321
Gonipterus marrellii, 314
Gonipterus platensis, 311, 312, 313, 314, 320, 322, 538, 539
Gonipterus scutellatus, 313, 314, 315, 321, 322
Gonipterus sp, 314
Gonipterus spp, 538
Gonipterus spp., 321, 539
Gossypium hirsutum, 273
Gossypium s.p., 339
Graphita, 92, 100
Grapholita, 72, 165
Grapholita molesta, 165
Greenidae, 606
Greta, 492
Guaianaza, 87
Guazuma ulmifolia, 516
Guilielma gasipaes, 250
H. armigera, 298, 299, 303
H. crudus, 325, 326
H. discoides, 621
H. draco, 621
H. empiricus, 621
H. erato lativitta, 110
H. grandella, 413
H. guttiger, 621
H. h. duckeii, 496
H. h. sheppardi, 496
H. h. vereatta, 496
H. hampei, 145, 532, 555, 572
H. hecalesia, 517
H. hecalesia hecalesia, 517
H. hecalesia longarena, 517
H. hermathena, 496
H. longirostris, 621
H. m. malleti, 69
H. melpomene, 68, 69, 110
H. punctigera, 298
H. sosybius, 88
H. t. florenci, 69
H. timareta, 68, 69
H. trifasciatus, 402
H. virescens, 298, 299, 303
H. zea, 283, 347
Haemagogus sp, 371
Haemagogus sp., 371
Haemagogus spp, 386
Haldorus sp, 399
Hambletonia pseudococcina, 357
Haplaxius crudus, 325, 326
Haplothrips gowdeyi, 565
Harjesia, 92
Harmonia axyridis, 539
Heilipus, 621
Heilipus lauri, 162, 267
Heilipus trifasciatus, 162, 402
Helias, 478
Heliconius, 68, 70, 110, 469, 477, 494, 496, 517, 526
Heliconius cydno weymeri, 526
Heliconius erato chestertonii, 526
Heliconius gynaesia, 517
Heliconius hecalesia, 517
Heliconius hermathena, 496
Helicoverpa armigera, 306, 310
Helicoverpa armigera, 567
Helicoverpa zea, 299, 306, 309, 346, 347, 567
Heliopsis virescens, 307

Heliotropium indicum, 540, 541
Hemilecanium, 136, 138, 139, 142
Hemilecanium guanabana, 136, 138
Hemilecanium guanabanae, 139
Hermeuptychia, 87, 88, 92, 100, 107
Hermeuptychia atalanta, 88
Hermeuptychia ', 87
Herskovitzia, 589
Hesperolabops gelastops, 330
Hexamermis sp., 284
Homaeotarsus sp., 623
Homona, 72, 73
Homona issikii, 73
Homona magnanima, 73
Horciacysca signata, 313
Howdenia, 585
Hy. zonaria, 413
Hydrellia spp, 284
Hyperaspis sp, 533
Hypomicrogaster, 413
Hypomicrogaster rugosus, 413
Hypomicrogaster zonaria, 413
Hypopus sp, 584
Hyposoter sp., 455
Hypothenemus hampei, 145, 146, 150, 354, 356, 532, 554, 555, 572, 574, 576
Hypsipyla grandella, 413
I. fumosorosea, 332
Icerya montserratensis, 235, 236
Incalvertia, 485
Inga, 601
Iphiseiodes zuluagai, 611
Ipomoea tiliacea, 540, 541
Isaria fumosorosea, 332
J. curcas, 565
Jatropha curcas, 565
Johnlaneia, 485
Junea doraete, 501
L. acuminata, 335
L. acuminata., 335
L. aripa, 529
L. camara, 147
L. cámara, 147
L. circe, 501
L. gongylophorus, 337
L. jatrophae, 565
L. lonchoides, 235
L. thorelli, 333, 334
Lacaria, 485
Lactuca sativa, 528
Lafoensia acuminata, 335, 349
Laneco, 485
Lantana camara, 147, 522
Lasioglossum sp., 210
Lasiophila circe, 501
Laurencella colombiana, 137, 138, 141
Lecanicillium, 340
Leishmania, 190
Leistotrophus versicolor, 623
Lepidocyrtus, 425
Lepidomyia, 442
Leptocybe invasa, 311
Leptoglossus sp, 235, 531
Leptoglossus sp., 236
Leptonema complexum, 631
Leptopeltus sp, 623
Leptopharsa gibbicarina, 560
leptophobia, 489
Leptophobia aripa, 529, 535
Lestes nympha, 307
Leucoagaricus gongylophorus, 337
Leucopodella, 442
Liberibacter psyllaourous, 180
Limnobaris calandriiformis, 255
Liothrips jatrophae, 565
Liriomyza huidobrensis, 341
Liriomyza sp, 528
Liriomyza spp, 578
Lissochlora, 502
Lonomia, 520
Lophochorista, 502
Loxa viridis, 235, 236
Loxotoma elegans, 264
Ludwigia octovalvis, 540
Lycosa thorelli, 333, 334
Lymanopoda, 493
Lymanopoda caeruleata, 115
Lymanopoda flamigera, 115
Lymanopoda mirabilis, 115
Lymanopoda paramera, 115
Lysinibacillus, 392
M. anisopliae, 285

M. confusa, 612
M. coquereli, 595
M. cucurbitae, 537
M. dasyurus, 237
M. dentata, 595
M. distincta, 612
M. elicioi, 595
M. fumosa, 612
M. giganteus, 441
M. hemipterus, 237, 238, 255
M. laphygmae, 290
M. latipes, 549
M. lobata, 612
M. marta, 438
M. menapis, 516
M. persicae, 579
M. polymnia, 516
M. pratorum, 499
M. quadriserrata, 438
M. robertsii, 352
M. ruficornis, 612
M. sacchari, 348, 557
M. scutellaris, 612
M. sexspinosa, 438
M. tarsalis, 595
M. testacea, 612
Ma. indubitans, 377
Macrelmis, 595
Macrosoma tipulata, 524
Magneuptychia, 87, 94, 100, 101, 113
Magneuptychia pax, 113
Mahanarva bipars, 571
Malagoniella astyanax, 446
Malvastrum aff. coromandelianum, 433
Manduca sp., 530, 536
Manerebia, 499
Mangifera indica, 136
Manota, 615
Mansonella, 191
Mansonia humeralis, 376
Mansonia sp., 371
Marpesia tutelina, 113
Martindoelloia, 485
Mechanitis, 455, 516
Mechanitis menapis, 455
Mechanitis menapis mantineus, 455
Megachile pollinosa, 210
Megaplatus dentatus, 311
Megisto, 87
Megisto', 87
Melanaphis sacchari, 348, 557
Melanolophia commotaria, 312
Melidiscus giganteus, 441
Melittia cucurbitae, 537
Melochia parvifolia, 541
Melochia pyramidata, 541
Meridemis, 73
Meristis, 73
Mesocordylus, 240
Mesocordylus spumousus, 235
Mesocordylus subulatus, 235
Mesosemia, 503
Metamasius, 230, 231, 234, 235, 237, 240, 241, 243, 248, 249, 251, 255, 258, 264, 266
Metamasius dasyurus, 234
Metamasius dasyurus., 237
Metamasius hebetatus, 235
Metamasius hemipterus, 234, 237, 240, 241, 243, 249, 255, 257, 258, 264, 266
Metamasius hemipterus sericeus, 248
Metamasius inaequalis, 235
Metamasius submaculatus, 235
Metaphycus, 540, 541
Metaphycus sp., 324
Metaphycus sp., 324
Metarhizium, 268, 291
Metarhizium anisopliae, 291, 326
Metarhizium rileyi, 295
Metarhizium robertsii, 338, 352
Meteorus laphygmae, 284, 289, 290, 295
Metharizium, 340
Metharizium (Nomuraea) rileyi, 291
Metrichia, 620
Metschnikowia, 152
Micandra, 119
Micandra stephanieae, 114
Micrathena, 438
Micrococcus luteus, 373
Mimocalla, 442
Mocis latipes, 286, 549
Mocis sp., 284

Monalonion velezangeli, 311, 355, 575
Moneuptychia, 87, 89, 90, 101, 102
Mononychellus planki, 584
Montina, 612
Morpho rhodopteron, 114, 119, 497
Musa paradisiaca, 259, 464
Myiophagus verainicus, 284
Mystrops, 422
Myzus persicae, 178, 215, 307, 558, 579
MYZUS PERSICAE, 180
N. aberrans, 581
N. gracilipes, 607
N. maculosa, 625
N. rileyi, 285
N. tabacum, 147
N. zipa, 501
Nacobbus aberrans, 581
Nasutitermes costalis, 236
Nectandra sp., 135
Nemoria, 502
Neoconocephalus maxillosus, 236
Neoconocephalus maxillosus, 235
Neocorynura, 453
Neohydatothrips burungae, 607
Neomyopites, 409
Neonympha griphe, 92
Neonympha rubricata, 87
Neopedaliodes, 115
Neopedaliodes zipa, 501
Neoplea semipicta, 625
Neoseiulus anonymus, 584
Neoseiulus tunus, 611
Neotoumeyella, 142
Neotoumeyella caliensis, 135, 136
Neotrepes minutus, 625
Neotrichia, 620
Neruda godmani, 517
Nicotiana tabacum, 147
Nodonota sp., 313
Nomuraea rileyi, 284
Nucara, 485
Nystalea nyseus, 311, 312
O. acuminatus, 450
O. cassina, 345
O. espeletiae, 360
O. lunicollis, 450
Ochroma pyramidale, 196
Odontomachus bauri, 431
Odontothera, 485
Oidaematophorus espeletiae, 360
Oidaematophorus espeletiae (, 360
Oligonychus psidium, 611
Oligonychus sp., 584, 611
Onchocerca, 191
Ontherus, 415
Ontherus kirschii, 417, 420
Onthophagus bidentatus, 417, 420
Onthophagus marginicollis, 435
Oospila, 502
Ophelimus maskelli, 311
Ophyra, 388
Ophyra aenescens, 388
Ophyra albuquerquei, 388
Opoptera aorsa, 114
Opsiphanes cassina, 345
Opsiphanes sp., 236
Opsiphanes sp., 236
Optimandes, 93, 102
Opuntia ficus-indica, 330
Oriza sativa, 273
Orphnabaccha, 442
Oryctes, 265
Oryza sativa, 283
Ostrinia nubialis, 298
Ostrinia nubilalis, 299, 306
Oxelytrum, 370
Oxydia trychiata, 312
P. bolivari, 614
P. coffea, 356
P. denticulata, 614
P. dodecandra, 441
P. epidipnis, 483
P. erythrocephalus, 290
P. fumosa, 614
P. gossypiella, 298
P. guajava, 611
P. guildinii, 334
P. intercidona, 483
P. kesya, 312
P. leucogramma, 594
P. maximinoi, 312
P. meleagris, 417, 420

P. menetriesi, 458
P. nasuta, 354
P. nidorosa, 614
P. obsoleta, 458
P. oocarpa, 312
P. palmivora, 255
P. phalaenoides, 601
P. rinconi, 453
P. sharkey, 614
P. timanthes, 483
P. tonnoiri, 614
P. unifasciata, 483
P. weneri, 114
P. xylostella, 303, 529, 535
P. juliani, 483
Pachycondyla impresa, 431
Pachycopsis, 502
Pachyneuron, 215
Paicelomyes sp., 409
Palmelampus heinricci, 229, 232
Palmelampus heinrichi, 235, 239, 242, 248
Pandemis Simonyi, 130
Panicum laxum, 543
Panonychus citri, 553
Panoquina sp., 284
Panyapedaliodes, 525
Panyapedaliodes rojasi., 115
Papilio arnaca, 92
Papilio helle, 88
Papilio myncea, 87
Papilio ocypete, 88
Paraleia, 614
Paramonota, 615
Pareuptychia ocirrhoe interjecta, 89
Pareuptychia, 87
Parisoschoenus, 229, 235
Paryphthimoides, 87, 103, 107
Passiflora edulis, 136, 199, 340, 556, 584
Passiflora edulis var. flavicarpa, 584
Passiflora edulis, var. flavicarpa, 584
Passiflora ligularis, 199
Passiflora maliformis, 199
Pectinophora gossypiella, 299
Pedaliodes, 492, 493
Pedaliodes nutabe, 115
Penaincisalia, 477
Penicillium, 409
Periplaneta americana, 403
Persea americana, 136, 141, 200, 202, 204, 206, 402, 419
Phanaeus, 437
Phanaeus chalconelas, 437
Phanaeus meleagris, 417, 420
Phanolinopsis, 623
Pharneuptychia, 90, 118
Phaseolus vulgaris, 533
Pheraeus, 599
Pheraeus argynnis, 599
Pheraeus sp., 599
Phrudocentra, 502
Phyllophaga sericata, 458
Phyllophaga sp., 313
Phyllosticta concava, 330
Phyllotrox, 422
Phymasticus coffea, 356
Phytophthora palmivora, 255, 258, 261
Phytophthora sp., 263
Phytoseiulus sp., 432
Piestus lacordairei, 623
Piestus niger, 623
Piezodorus guildinii, 334
Piezzura, 390
Pineus boernerii, 311
Pinus, 311
Pinus patula, 312
Pipuncullosyrphus, 442
Plasmodium, 190
Plectris pavidata, 458
Plutella sp., 529, 535
Plutella xylostella, 159, 529, 535
Podischnus agenor, 235
Podisus congrex, 319, 321, 539
Podisus sp., 342, 345, 531
Poekilloptera, 601
Poekilloptera phalaenoides, 601
Polanisia dodecandra, 441
Polistes, 290
Polistes canadensis, 284
Polistes erythrocephalus, 290, 295
Polybia eritrocephala, 284
Polygrapha cyanea silvaorum, 114

Polypedilum, 439
Polypedilum sp., 439
Polyphagotarsonemus latus, 611
Polythore, 619
Polyvena horatis, 75
Pontia, 481
Praefaunula, 87
Prepona praeneste, 114
Proisotoma, 425
Promanota, 615
Pronophila, 483
Pronophilina, 493
Prorops nasuta, 354
Proteopharmacis, 485
Prunus salicina, 405, 547
Ps. confinnis, 377
Ps. cyanencens, 377
Pseudagapostemon citricornis, 210
Pseudoautomeris irene, 482
Pseudodebis, 87
Pseudomonas aeruginosa, 373
Pseudopostega, 504
Pseudoscaeva, 442
Psidium guajava, 138, 267, 324, 504, 606, 611
Psilaspilates, 485
Psiloibidion, 594
Psiloibidion sp., 594
Psorophora sp., 371
Pterourus euterpinus, 114
Pulvinaria, 136, 138, 143
Pulvinaria caballeroramosae, 136, 138
Purpureocillium, 340
Pyrgini, 478
Pyrochlora, 502
Quercus humboldtii, 399
R. barbirostris, 237
R. elaeis, 432
R. microplus, 394, 395
R. palmarum, 156, 252, 253, 254, 255, 259, 260, 261, 262, 263, 545, 552
R. sanguineus, 394
Raoiella indica, 584
Retinia resinella, 75
Retracrus elaeis, 432
Retracrus johnstoni, 243
Retracrus johnstoni, 236
Rhamma, 477, 493
Rhamma anosma, 501
Rhamma comstocki, 501
Rhina barbirostris, 239
Rhinoligia, 485
Rhinoprosopa, 442
Rhinostomus, 230
Rhinostomus barbirostris, 230, 233, 234, 237, 242
Rhipicephalus microplus, 394, 395
Rhipicephalus sanguineus, 394
Rhodoaenus, 235, 240, 251
Rhodoaenus aff nauradi, 235
Rhodochlora, 502
Rhopalocera, 500
Rhynchophorus, 156, 158, 164, 230, 234, 237, 239, 240, 241, 244, 245, 248, 249, 250, 251, 252, 253, 254, 255, 256, 257, 258, 259, 261, 262, 263, 264, 267, 268, 545, 552
Rhynchophorus cruentatus, 268
Rhynchophorus ferrugineus, 156
Rhynchophorus palmarum, 158, 164, 234, 237, 239, 240, 241, 244, 245, 248, 249, 250, 252, 253, 254, 255, 256, 257, 258, 259, 261, 262, 263, 264, 267, 545, 552
Rickettsia, 191
Rosmarinus officinalis, 138, 142
Rothschildia equatorialis, 482
Rothschildia erycina nigrescens, 482
Rubus glaucus, 550, 607
Ruta graveolens, 335, 337
S. aloeus, 264, 265, 561
S. aureus, 374
S. catenifer, 162, 163
S. cecropia, 343
S. chlorocephala, 476
S. esmeraldus, 476
S. frugiperda, 157, 269, 270, 273, 274, 279, 280, 281, 282, 283, 284, 285, 286, 287, 289, 290, 292, 293, 333, 334, 577
S. hindustanicus, 570, 573
S. japonicum, 335
S. noctis, 417
S. rubrocinctus, 563

S. valida, 462
Saccharum officinarum, 248, 249, 259, 568
Saccharum sp., 568, 569
Sagalassa valida, 236, 264, 462
Sancassania mycophaga, 581
Saprostitellus, 628
Sarcina violascens, 312
Sarconesiopsis magellanica, 373, 374, 375
Sarsina purpurascens, 311
Satyrus phronius, 87
Scapanes australis, 267
Scapanes australis, 265
Schizotetranychus hindustanicus, 570, 573
Scirpophaga incertulas, 299, 305
Scymnus sp., 531
Scyphophorus acupunctatus, 559
Seira, 425
Selenicerus megalanthus, 136
Selenothrips rubrocinctus, 563
Sida rhombifolia, 540
Sirex noctilio, 311
Smilax pilosa, 623
Solanum lycopersicum, 566
Solanum melongena, 536
Solanum phureja, 170
Solanum tuberosum, 170, 177, 178
Sorghum bicolor, 273
Sorghum halepense, 543
Speculum, 478
Splendeptychia, 87, 90, 93, 104
Splendeptychia quadrina, 93
Splendeptychia, 87
Spodoptera frugiperda, 295
Spodoptera, 152, 156, 158, 269, 270, 271, 272, 273, 275, 276, 277, 278, 279, 280, 281, 283, 284, 285, 286, 287, 288, 289, 291, 292, 294, 295, 296, 297, 303, 305, 306, 307, 308, 309, 333, 334, 346, 530, 531, 577
Spodoptera exigua, 285, 303, 308, 309
Spodoptera frugiperda, 158, 269, 270, 271, 272, 273, 275, 276, 277, 278, 279, 280, 281, 283, 284, 285, 286, 287, 288, 289, 291, 292, 294, 295, 296, 297, 305, 306, 307, 308, 309, 333, 334, 346, 577
Spodoptera litoralis, 285
Spodoptera littoralis, 152
Spodoptera sp., 530
Spondias mombin, 516
Staphylococcus aureus, 373
Staphylus, 476
Staphylus chlora, 476
Stator limbatus, 401
Stegosatyrus, 94, 104
steinernema, 331
Stenoma catenifer, 162
Stenoma cecropia, 264, 343, 560
Stenophrixothrix, 585
Stevia rebaudiana, 147
Stigmella pruinosa, 504
Stomoxys calcitrans, 157
Strategus aloeus, 235, 264, 265, 266, 267, 561
Styphnolobium japonicum, 335
Submerga, 75
Sulcophanaeus noctis, 417, 420
Syagrus, 627
Symmela sp., 458
Synchlora, 502
Syrphophagus, 215
Syssphinx molina, 482
Syssphinx smithi, 482
T. brunniceps, 594
T. centrale, 594
T. cruzi, 368
T. dimidiata, 368
T. fuhrmanni, 403
T. litigiosum, 594
T. ludeni, 584
T. pachyurus, 406
T. remus, 294
T. sonorensis, 142
T. subcruciatum, 594
Tachychlora, 502
Tachyphyle, 502
Tagosodes orizicolus, 284
Talahua, 442
Tamarixia, 216
Tamarixia radiata, 544

Tanagridia, 485
Tapinoma, 431
Tarsonemus sp., 584, 611
Taydebis, 86, 105
Taygeti, 91
Taygetis ypthima, 93, 106
Taygetis ', 87
Taygetomorpha, 86, 87
Tecia solanivora, 164, 346
Telchin atymnius, 513
Telchin licus, 513, 564
Telchin] spp, 513
Telenomus remus, 284, 290
Telenomus sp, 293, 345
Tenebrio molitor, 342
Tenuipalpus sp, 584
Tetracha sp., 533
Tetracha sp., 530
Tetranychus ludeni, 584
Tetranychus sp, 530, 536
Tetranychus sp., 530
Tetrastichus, 540
Thaumastocoris peregrinus, 311
Theagenes, 478
Theobroma cacao, 563
Theobroma grandiflorum, 524
Theope, 60
Thysanopyga, 485
Tibraca limbiventris, 284
Tillandsia elongata, 454
Timochares, 478
Tithorea tarricina, 517
Tityus fuhrmanni, 403
Tityus pachyurus, 406
Tortricibaltia diakonoffi, 75
Tortricidrosis inclusa, 75
Toumeyella, 137, 138, 142
Toumeyella cerifera, 142
Toumeyella coffeae, 138
Toxomerus, 442
Trialeurodes vaporariorum, 168, 172,
174, 175
Trianodes delicatus, 631
Triatoma dimidiata, 368
Trichoderma sp., 409
Trichogramma sp., 328
Trichogramma atopovirilia, 290
Trichopsomyia, 442
Trioza aguacate, 216
Tripetes politus, 235
Tropidion sp, 594
Trypanosoma, 190
Tuckerella, 611
Tuta absoluta, 156, 271, 277, 566
Tydeus sp., 584
Typhlodromalus aripo, 584, 611
Typhlodromina tropica, 611
Tyrophagus putrescentiae, 584
Tyrophagus sp, 584
Urbanus sp, 533
Uroxys, 415
V. destructor, 218, 219, 221
Varroa destructor, 218, 224, 225, 226
Vigna unguiculata, 531
W. aequalis, 422
W. radiata, 422
Wettinia, 422
Wuchereria, 191
Xanthoxena, 502
Xenotarsonemus sp, 611
Xenotemna pallorana, 130
Xestocephalus sp., 399
Xylocopa augusti, 210
Xylocopa splendidula, 210
Ypthimoides, 87, 88, 106, 113, 117
Ypthimoides blanquita, 113
Zarhopalus sp., 357
Zea mays, 273
Zealandofannia, 390
Zelus sp, 531, 536
Zulia colombiana, 285