



Universidad Nacional de La Plata
Facultad de Ciencias Naturales y Museo

Taxonomía y Biología de los Cercopidae (Hemiptera) asociados a pasturas nativas y cultivadas del centro y norte de la Argentina, e identificación de sus enemigos naturales

LIC. ALVARO FOIERI



DIRECTOR:

DR. EDUARDO G. VIRLA.

CODIRECTOR:

DRA. ANA M. MARINO DE REMES LENICOV.

- 2017 -

Agradecimientos

En primer lugar quiero agradecer a Lili y Rulo, mis viejos, por el apoyo incondicional brindado durante todos estos años, por alentarme siempre a estudiar y por enseñarme que todos los días se puede ser una mejor persona, los quiero mucho!!!!

A mi director Eduardo por haber confiado en mí durante todos estos años, por su ayuda y guía en todo este tiempo juntos, por abrirme las puertas del PROIMI, por brindarme todos los medios para mi formación y sus valiosísimos conocimientos para la realización y culminación de los trabajos de beca y tesis doctoral.

A mi directora Ana, por darme la oportunidad de trabajar juntos durante tantos años, por siempre confiar en mí, guiarme y enriquecerme en todo momento con sus conocimientos científicos. Gracias por ser, al mismo tiempo, un director, madre y una gran amiga!!!.

A Aline, Claudiña, Guada, Jime, Leo, Leyla, Lu, Marce, Mari, Marianita, Pablito, Panchuque, Pau, Vir y la familia Rodriguez, gracias por ser mi principal sostén durante los 5 años en Tucumán. Les debo la vida!.

A Barbi, por ser una gran amiga, por estar siempre a mi lado. Gracias por tanta ayuda y aguante.

A Roxi, por cruzarte en mi camino, por tantos mates y abrirme las puertas a la ciencia.

A mis compañeros de laboratorio Susa, Andre, Cuca, Edu, Eri, Euge, Fer, Lili, Nano, Pato, Ulises, Viki, por compartir todos esos buenos momentos durante la tesis y ser excelentes amigos.

A la Planta Piloto de Procesos Industriales Microbiológicos (PROIMI – Biotecnología), División Control Biológico, que permitió el lugar de trabajo para desarrollar mi tesis doctoral.

A la Universidad Nacional de la Plata (UNLP) por proporcionarme un espacio de trabajo en la División Entomología de la Facultad de Ciencias Naturales y Museo de La Plata y por permitirme el acceso a la colección entomológica del Museo de Ciencias Naturales.

A la Fundación Miguel Lillo por brindarme un espacio y permitir el acceso a la colección entomológica.

Al Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET) por financiar mi tesis doctoral mediante el otorgamiento de la Beca Interna Doctoral.

ÍNDICE

Índice de figuras.....	5
Índice de tablas.....	14
Resumen.....	17
Abstract.....	20
INTRODUCCIÓN Y ANTECEDENTES GENERALES.....	23
FORMULACIÓN DE HIPÓTESIS.....	30
OBJETIVOS.....	31
CAPITULO I. TAXONOMÍA DE LA FAMILIA CERCOPIDAE.....	32
INTRODUCCIÓN.....	33
MATERIALES Y MÉTODOS.....	46
RESULTADOS.....	49
CONCLUSIONES.....	142
CAPITULO II. ASPECTOS POBLACIONALES DE <i>Notozulia entreriana</i> Y <i>Deois</i>	
(<i>Deois</i>) <i>mourei</i>.....	144
INTRODUCCIÓN.....	145
MATERIALES Y MÉTODOS.....	146
RESULTADOS.....	152
DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES.....	183
CAPITULO III. ESTUDIOS BIONÓMICOS Y MORFOLÓGICOS DE <i>Notozulia</i>	
<i>entreriana</i> Y <i>Deois</i> (<i>Deois</i>) <i>moure</i>.....	187
INTRODUCCIÓN.....	188
MATERIALES Y MÉTODOS.....	193
RESULTADOS.....	200
DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES.....	232
CAPITULO IV. ENEMIGOS NATURALES.....	237

INTRODUCCIÓN.....	238
MATERIALES Y MÉTODOS.....	241
RESULTADOS.....	247
DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES	253
CONCLUSIONES GENERALES.....	259
PROYECCIONES FUTURAS.....	263
BIBLIOGRAFÍA CITADA.....	264

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1.	Análisis cladístico, basado en análisis moleculares, de las relaciones entre las diferentes familias de Cercopoidea.....	25
Figura I.1.	Algunos representantes de la familia Cercopidae, integrantes de la fauna neotropical.	33
Figura I.2.	Cabeza de Cercopidae.....	35
Figura I.3.	Aparato bucal sucto picador de un Cicadomorpha (vista ventral de la cabeza).....	37
Figura I.4.	Tórax de Cercopidae en vista dorsal.....	38
Figura I.5.	Alas de Cercopidae.....	40
Figura I.6.	Patas de Cercopidae.....	41
Figura I.7.	Abdomen de Cercopidae.....	42
Figura I.8.	Genitalia de Cercopidae.....	54
Figura I.9.	<i>Neosphenorhina curvipenis</i> , vista lateral.....	53
Figura I.10.	<i>Neosphenorhina curvipenis</i> : estructuras de la genitalia masculina. A) parámetros.....	54
Figura I.11.	<i>Deois (Deois) correntina</i> , vista lateral.....	58
Figura I.12.	<i>Deois (Deois) correntina</i> : estructuras de la genitalia masculina....	58
Figura I.13.	<i>Deois (Deois) knoblauchii</i> , vista lateral.....	61
Figura I.14.	<i>Deois (Deois) knoblauchii</i> : estructuras de la genitalia masculina...	61
Figura I.15.	<i>Deois (Deois) mourei</i> , vista lateral.....	69
Figura I.16.	<i>Deois (Deois) mourei</i> : estructuras de la genitalia masculina.....	69
Figura I.17.	<i>Deois (Deois) terrea</i> , vista lateral.....	74
Figura I.18.	<i>Deois (Deois) terrea</i> : estructuras de la genitalia masculina.....	74
Figura I.19.	<i>Deois (Pandysia) schach</i> , vista lateral.....	78
Figura I.20.	<i>Deois (Pandysia) schach</i> : estructuras de la genitalia masculina....	79
Figura I.21.	<i>Isozulia christenseni christenseni</i> , vista dorsal.....	85
Figura I.22.	<i>Isozulia christenseni christenseni</i> : estructuras de la genitalia masculina.....	85
Figura I.23.	<i>Isozulia christenseni jujuyana</i> , vista dorsal.....	90

Figura I.24.	<i>Isozulia christenseni jujuyana</i> : estructuras de la genitalia masculina.....	90
Figura I.25.	<i>Kanaima fluvialis</i> , vista lateral.....	95
Figura I.26.	<i>Kanaima fluvialis</i> : estructuras de la genitalia masculina. A) parámetros.....	96
Figura I.27.	<i>Mahanarva (Ipiranga) integra</i> , vista lateral.....	101
Figura I.28.	<i>Mahanarva (Ipiranga) integra</i> : estructuras de la genitalia masculina.....	102
Figura I.29.	<i>Mahanarva (Mahanarva) paraguayana</i> , vista dorsal.....	105
Figura I.30.	<i>Mahanarva (Mahanarva) paraguayana</i> : estructuras de la genitalia masculina.....	106
Figura I.31.	<i>Mahanarva (Mahanarva) quadripunctata</i> , vista dorsal.....	109
Figura I.32.	<i>Mahanarva (Mahanarva) quadripunctata</i> : estructuras de la genitalia masculina.....	109
Figura I.33.	<i>Mahanarva (Mahanarva) rubropicta</i> , vista dorsal.....	113
Figura I.34.	<i>Mahanarva (Mahanarva) rubropicta</i> : estructuras de la genitalia masculina.....	113
Figura I.35.	<i>Monecphora cingulata</i> , vista lateral.....	117
Figura I.36.	<i>Monecphora cingulata</i> : estructuras de la genitalia masculina. A) parámetros; B) edeago, en vista lateral; C) edeago en vista anterior; D) placa subgenital.....	118
Figura I.37.	<i>Notozulia entreriana</i> , vista lateral.....	122
Figura I.38.	<i>Notozulia entreriana</i> : estructuras de la genitalia masculina.....	122
Figura I.39.	Patrón de coloración alar que exhibe <i>Notozulia entreriana</i>	129
Figura I.40.	<i>Sphenorhina phalerata</i> , vista lateral.....	136
Figura I.41.	<i>Sphenorhina phalerata</i> : estructuras de la genitalia masculina.....	136
Figura I.42.	<i>Sphenorhina plata</i> , vista lateral.....	140
Figura I.43.	<i>Sphenorhina plata</i> : estructuras de la genitalia masculina.....	141

Figura II.1.	Área de muestreo, con gramíneas de crecimiento espontáneo ubicada en la localidad de San Miguel de Tucumán, Tucumán (26°48'34,92" S 65°14'28,03" O, 464 m.snm).....	148
Figura II.2.	a) Área de muestreo quemada durante la época invernal, en la localidad de San Miguel de Tucumán, Tucumán; b) y c) distintos estados de recuperación, que ocurre entre los meses de octubre y noviembre; d) recuperación total del área quemada, vegetación típica durante	149
Figura II.3.	Toma de muestras al azar, para colecta de ninfas de Cercopidae, utilizando un marco de pvc (Policloruro de vinilo) de 0,25 m ² ...	149
Figura II.4.	Colecta de ejemplares adultos de la familia Cercopidae, utilizando red entomológica de arrastre.....	150
Figura II.5.	Abundancia relativa (%) de las especies colectadas durante el 2012-2015, en el área de estudio en San Miguel de Tucumán, Tucumán. (D.k.: <i>Deois</i> (<i>Deois</i>) <i>knoblauchii</i> ; D.m: <i>Deois</i> (<i>Deois</i>) <i>mourei</i> ; I.c.c.: <i>Isozulia christenseni christenseni</i> ; N.e.: <i>Notozulia entreriana</i>	153
Figura II.6.	Abundancia (promedio y desvíos estándar) de adultos <i>Notozulia entreriana</i> , durante la temporada 2012-2013, en San Miguel de Tucumán.....	157
Figura II.7.	Abundancia (promedio y desvíos estándar) de ninfas de <i>Notozulia entreriana</i> , durante la temporada 2012-2013, en San Miguel de Tucumán.....	158
Figura II.8.	Abundancia (promedio y desvíos estándar) de adultos de <i>Notozulia entreriana</i> , durante la temporada 2013-2014, en San Miguel de Tucumán.....	159
Figura II.9.	Abundancia (promedio y desvíos estándar) de ninfas de <i>Notozulia entreriana</i> , durante la temporada 2013-2014, en San Miguel de Tucumán.....	159

Figura II.10.	Abundancia (promedio y desvíos estándar) de adultos de <i>Notozulia entreriana</i> , durante la temporada 2014-2015, en San Miguel de Tucumán.....	160
Figura II.11.	Abundancia (promedio y desvíos estándar) de ninfas de <i>Notozulia entreriana</i> , durante la temporada 2014-2015, en San Miguel de Tucumán.....	161
Figura II.12.	Curvas de abundancia media de machos y hembras de <i>Notozulia entreriana</i> en una parcela de vegetación espontánea de Tucumán. A: temporada 2012-13, B: 2013-14 y C: 2014-15.....	163
Figura II. 13.	Autocorrelación temporal entre la abundancia de <i>Notozulia entreriana</i> y la temperatura promedio a un número creciente de días acumulados para su cálculo.....	164
Figura II.14.	Autocorrelación temporal entre la abundancia de <i>Notozulia entreriana</i> y la humedad promedio a un número creciente de días acumulados para su cálculo.....	165
Figura II.15.	Autocorrelación temporal entre la abundancia de <i>Notozulia entreriana</i> y las precipitaciones promedio a un número creciente de días acumulados para su cálculo.....	165
Figura II.16.	Curvas de abundancia media de ninfas y adultos de <i>Notozulia entreriana</i> en una parcela de vegetación espontánea de Tucumán y las temperaturas medias registradas. A: temporada 2012-13, B: 2013-14 y C: 2014-15. La llama indica el momento de quema de la parcela en estudio.....	167
Figura II.17.	Curvas de abundancia media de ninfas y adultos de <i>Notozulia entreriana</i> en una parcela de vegetación espontánea de Tucumán y la humedad media registradas. A: temporada 2012-13, B: 2013-14 y C: 2014-15. La llama indica el momento de quema de la parcela en estudio.....	168

Figura II.18.	Curvas de abundancia media de ninfas y adultos de <i>Notozulia entreriana</i> en una parcela de vegetación espontánea de Tucumán y las precipitaciones registradas. A: temporada 2012-13, B: 2013-14 y C: 2014-15. La llama indica el momento de quema de la parcela en estudio.....	169
Figura II.19.	Abundancia (promedio y desvíos estándar) de adultos de <i>Deois (Deois) mourei</i> , durante la temporada 2012-2013, en San Miguel de Tucumán.....	171
Figura II.20.	Abundancia (promedio y desvíos estándar) de ninfas de <i>Deois (Deois) mourei</i> , durante la temporada 2012-2013, en San Miguel de Tucumán.....	172
Figura II.21.	Abundancia (promedio y desvíos estándar) de adultos de <i>Deois (Deois) mourei</i> , durante la temporada 2013-2014, en San Miguel de Tucumán.....	173
Figura II.22.	Abundancia (promedio y desvíos estándar) de ninfas de <i>Deois (Deois) mourei</i> , durante la temporada 2013-2014, en San Miguel de Tucumán.....	173
Figura II.23.	Abundancia (promedio y desvíos estándar) de adultos de <i>Deois (Deois) mourei</i> , durante la temporada 2014-2015, en San Miguel de Tucumán.....	174
Figura II.24.	Abundancia (promedio y desvíos estándar) de ninfas de <i>Deois (Deois) mourei</i> , durante la temporada 2014-2015, en San Miguel de Tucumán.....	174
Figura II.25.	Curvas de abundancia media de machos y hembras de <i>Deois (Deois) mourei</i> en una parcela de vegetación espontánea de Tucumán. A: temporada 2012-13, B: 2013-14 y C: 2014-15.....	176

Figura II. 26.	Autocorrelación temporal entre la abundancia de <i>Deois (Deois) mourei</i> y la temperatura promedio a un número creciente de días acumulados para su cálculo.....	177
Figura II.27.	Autocorrelación temporal entre la abundancia de <i>Deois (Deois) mourei</i> y la humedad promedio a un número creciente de días acumulados para su cálculo.....	178
Figura II.28.	Autocorrelación temporal entre la abundancia de <i>Deois (Deois) mourei</i> y las precipitaciones promedio a un número creciente de días acumulados para su cálculo.....	178
Figura II.29.	Curvas de abundancia media de ninfas y adultos de <i>Deois (Deois) mourei</i> en una parcela de vegetación espontánea de Tucumán y las temperaturas medias registradas. A: temporada 2012-13, B: 2013-14 y C: 2014-15. La llama indica el momento de quema de la parcela en estudio.....	180
Figura II.30.	Curvas de abundancia media de ninfas y adultos de <i>Deois (Deois) mourei</i> en una parcela de vegetación espontánea de Tucumán y la humedad media registradas. A: temporada 2012-13, B: 2013-14 y C: 2014-15. La llama indica el momento de quema de la parcela en estudio.....	181
Figura II.31.	Curvas de abundancia media de ninfas y adultos de <i>Deois (Deois) mourei</i> en una parcela de vegetación espontánea de Tucumán y las precipitaciones registradas. A: temporada 2012-13, B: 2013-14 y C: 2014-15. La llama indica el momento de quema de la parcela en estudio.....	182
Figura III.1.	Esquema del tubo digestivo y túbulos de Malpighi (coloreado en negro) en ninfas de Cercopidae. (1) cámara filtro, (2) segmento proximal, (3) segmento distal y (4) recto (modificado de Marshall, 1968).....	189

Figura III.2.	Unidades de cría de las especies de Cercopidae, armadas con vasos de poliestireno expandido y conteniendo una planta como hospedador.....	196
Figura III.3.	Unidades de cría con cápsula oscura de poliestireno expandido; en su interior se encuentran las ninfas de cercópidos en desarrollo..	197
Figura III.4.	Detalle del interior de la unidad de cría con una ninfa en desarrollo cubierta de espuma. Se pueden apreciar las raíces secundarias expuestas.....	197
Figura III.5.	Jaulas de oviposición de los cercópidos, construidas con botellas de Poliestileno-tereftalato, con una planta en su interior, y una cama de algodón sobre la base para permitir oviposición y posterior rescate de los huevos.....	198
Figura III.6.	Jaulas de crías, con armazón de aluminio (50 × 50 × 50 cm).....	200
Figura III.7.	Comparación de la supervivencia (<i>lx</i>) de machos y hembras, durante la adultez, de <i>Notozulia entreriana</i> criada sobre <i>Brachiaria sp.</i> en laboratorio.....	202
Figura III.8.	Curvas de supervivencia (<i>lx</i>) y esperanza de vida (<i>ex</i>) de <i>Notozulia entreriana</i> criada sobre <i>Brachiaria sp.</i> en laboratorio.....	203
Figura III.9.	Representación de la Tasa de oviposición media diaria de <i>Notozulia entreriana</i> mantenida en laboratorio con <i>Brachiaria sp.</i>	204
Figura III.10.	Curvas de supervivencia (<i>lx</i>) y esperanza de vida (<i>ex</i>) de <i>Notozulia entreriana</i> sobre <i>Zea mays</i>	206
Figura III.11.	Comparación entre la supervivencia (<i>lx</i>) y esperanza de vida (<i>ex</i>) de <i>N. entreriana</i> sobre <i>Chloris gayana</i> var. <i>epica</i> en laboratorio.....	209
Figura III.12.	Comparación de la supervivencia (<i>lx</i>) de adultos machos y hembras, de <i>Notozulia entreriana</i> criada sobre <i>Chloris gayana</i> var. <i>epica</i> en laboratorio.....	209
Figura III.13.	Representación de la Tasa de oviposición media diaria de <i>Notozulia entreriana</i> mantenida en laboratorio con <i>Chloris gayana</i> var. <i>epica</i>	210
Figura III.14.	Estadios inmaduros de <i>Notozulia entreriana</i> , vista dorsal. (A) ninfa I; (B) ninfa II; (C) ninfa III; (D) ninfa IV y (E) ninfa V.....	216

Figura III.15.	Antena de los estadios ninfales de <i>Notozulia entreriana</i> . (A) ninfa I; (B) ninfa II; (C) ninfa III; (D) ninfa IV y (E) ninfa V.....	217
Figura III.16.	Porción apical de la tibia y tarso de los estadios inmaduros de <i>Notozulia entreriana</i> (A) ninfa I; (B) ninfa II; (C) ninfa III; (D) ninfa IV y (E) ninfa V.....	218
Figura III.17.	Comparación de la supervivencia (<i>lx</i>) de adultos machos y hembras, de <i>Deois (Deois) mourei</i> criada sobre <i>Setaria parviflora var. parviflora</i> en laboratorio.....	220
Figura III.18.	Curvas de supervivencia (<i>lx</i>) y esperanza de vida (<i>ex</i>) de <i>Deois (Deois) mourei</i> alimentada con <i>Setaria parviflora var. parviflora</i>	221
Figura III.19.	Representación de la Tasa de oviposición media diaria de <i>Deois (Deois) mourei</i> mantenida en laboratorio con <i>Setaria parviflora var. parviflora</i>	222
Figura III.20.	Estadios inmaduros de <i>Deois (Deois) mourei</i> , vista dorsal. (A) ninfa I; (B) ninfa II; (C) ninfa III; (D) ninfa IV y (E) ninfa V.....	229
Figura III.21.	Antena de los estadios ninfales de <i>Deois (Deois) mourei</i> . (A) ninfa I; (B) ninfa II; (C) ninfa III; (D) ninfa IV y (E) ninfa V.....	230
Figura III.22.	Porción apical de la tibia y tarso, de los estadios inmaduros de <i>Deois (Deois) mourei</i> (A) ninfa I; (B) ninfa II; (C) ninfa III; (D) ninfa IV y (E) ninfa V.....	231
Figura IV.1.	Camas de algodón con huevos de <i>Notozulia entreriana</i> , expuestas a campo sobre capsulas de yeso humedecidas.....	243
Figura IV.2.	Huevos de <i>Notozulia entreriana</i> y <i>Deois (Deois) mourei</i> sobre cápsulas de petri con yeso y papel de filtro humedecido; cubiertas con film plástico adherente, para la emergencia de parasitoides	244
Figura IV.3.	Jaulas de cuarentenas para detectar la presencia de parasitoides, armadas con bolsas de tela tipo voile, conteniendo plantas en su interior para la alimentación de los insectos.....	246

Figura IV.4.	Unidades de crías para ninfas de Cercopidae, armadas con recipientes de acrílico con tapa plástica y brotes de <i>Cynodon dactylon</i> en su interior.....247
Figura IV.5.	Hongos entomopatógenos del genero <i>Pandora</i> infectando a cuatro especies de Cercopidae (A) <i>Deois (Deois) knoblauchii</i> . (B) <i>Deois (Deois) mourei</i> . (C) <i>Isozulia christenseni christenseni</i> y (D) <i>Notozulia entreriana</i>251
Figura IV.6.	Fotografía tomada bajo microscopio estereoscópico (magnificación de 40X). Detalle de Conidióforos y conidios de <i>Pandora</i> sp. (Entomophthorales) teñidos con aceto-orceína, infectando a <i>Notozulia entreriana</i>252
Figura IV.7.	Nematodos de la familia Mermithidae infectando a cercópidos: (A) adulto de <i>Notozulia entreriana</i> ; (B) ninfa V de <i>Deois (Deois) mourei</i>253

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla II.1.	Resumen de los datos de muestreo obtenidos para las especies presentes en la parcela de estudio, San Miguel de Tucumán, durante todo el período de muestreo (2012-2015). Ni: número de individuos por especie; Nt: número total de individuos de todas las especies; Mi: número de muestras en las que aparece la especie “i”, Mt: número total de muestras tomadas; IR: importancia relativa152
Tabla II. 2.	Resultados de los análisis de varianza (ANOVA) comparando datos meteorológicos obtenidos a lo largo del período de muestreo en tres campañas consecutivas en la localidad de San Miguel de Tucumán. Cuando corresponde se muestran las medias y entre paréntesis el correspondiente desvío estándar. Valores con igual letra en una misma fila no son significativamente diferentes (Tukey, $p \geq 0,05$, $n=24$).....154
Tabla. II.3.	Parámetros estadísticos de las poblaciones de <i>Notozulia entreriana</i> , durante tres años, en la localidad de San Miguel de Tucumán...156
Tabla II.4.	Proporción de sexos total (machos:hembras), de la primera y tercera generación de <i>Notozulia entreriana</i> , por cada temporada162
Tabla II.5.	Modelos aditivos generalizados mixtos para evaluar si la abundancia de <i>Notozulia entreriana</i> es explicada por variables microclimáticas (edf: grados de libertad estimados) (temperatura, humedad y precipitaciones).....166
Tabla. II.6.	Parámetros estadísticos de las poblaciones de <i>Deois (Deois) mourei</i> , durante los tres años, en la localidad de San Miguel de Tucumán170

Tabla II.7.	Proporción de sexos total (machos:hembras), de la primera y tercera generación de <i>Deois (Deois) mourei</i> , por cada temporada175
Tabla II.8.	Modelos aditivos generalizados mixtos para evaluar si la abundancia de <i>Deois (Deois) mourei</i> es explicada por variables microclimáticas (edf: grados de libertad estimados) (temperatura, humedad y precipitaciones).....179
Tabla III.1.	Tiempo de desarrollo y longevidad (días) de <i>Notozulia entreriana</i> alimentada con <i>Brachiaria sp.</i> Media (\pm ES).....201
Tabla III.2.	Tasa de mortalidad específica por edades registrada para <i>Notozulia entreriana</i> criada sobre <i>Brachiaria sp.</i> en laboratorio (temp.: $26 \pm 1^\circ\text{C}$, 60-80% HR y 14:10 hs (L:O) de fotoperíodo).....202
Tabla III.3.	Tasa de mortalidad específica por edades registrada para <i>Notozulia entreriana</i> criada sobre <i>Zea mays</i> en laboratorio (temp.: $26 \pm 1^\circ\text{C}$, 60-80% HR y 14:10 hs L:O de fotoperíodo).....205
Tabla III.4.	Tiempo de desarrollo y longevidad (días) de <i>Notozulia entreriana</i> alimentada con <i>Chloris guayana var. epica</i> . Media (\pm ES).....207
Tabla III.5.	Tasa de mortalidad específica por edades registrada para <i>Notozulia entreriana</i> criada sobre <i>Chloris guayana var. epica</i> en laboratorio (temp.: $26 \pm 1^\circ\text{C}$, 60-80% HR y 14:10 hs L:O de fotoperíodo).....208
Tabla III.6.	Comparación del desempeño de <i>Notozulia entreriana</i> criada sobre tres hospedadores: <i>Brachiaria sp.</i> , <i>Zea mays</i> y <i>Chloris guayana var. epica</i>211
Tabla III.7.	Tiempo de desarrollo y longevidad (días) de <i>Deois (Deois) mourei</i> alimentada con <i>Setaria parviflora var. parviflora</i> . Media (\pm ES)219
Tabla III.8:	Tasa de mortalidad específica por edades registrada para <i>Deois (Deois) mourei</i> criada sobre <i>Setaria parviflora var. parviflora</i> en laboratorio (temp.: $26 \pm 1^\circ\text{C}$, 60-80% HR y 14:10 hs (L:O) de fotoperíodo).....220

Tabla III.9.	Comparación del desempeño de <i>Deois Deois mourei</i> criada sobre dos hospedadores: <i>Setaria parviflora</i> var. <i>parviflora</i> y <i>Zea mays</i>	223
Tabla IV.1.	Especies de la familia Cercopidae afectados por entomopatógenos: hongos Entomophthorales del genero <i>Pandora</i> y nematodes de la familia Mermithidae.....	249
Tabla IV.2.	Incidencia de entomopatógenos afectan 16do especies de Cercopidae en Argentina: hongos Entomophthorales y nematodes de la familia Mermithidae.....	250

RESUMEN

Los Auchenorrhyncha son un grupo de insectos fitófagos con un distintivo aparato bucal sucto-picador. Entre los linajes más biodiversos se destaca al infraorden Cicadomorpha, que reúne a las superfamilias: Cicadoidea, Cercopoidea y Membracoidea (= Cicadelloidea) con alrededor de 35.000 especies descritas. Los Cercopoidea son chicharritas saltadoras conocidas comúnmente como "salivazo", "froghoppers", "spittlebugs" entre otros, que cuenta al presente con aproximadamente 3000 especies, de las cuales 475 especies validas pertenecen al Neotrópico.

Los salivazos se alimentan preferentemente desde el xilema de las plantas, y explotan mayormente hospederos de tipo C4 (fijadores de N). Sus ninfas son las que ocasionan mayores daños económicos ya que se alimentan en las raíces y base de los tallos por extraer de manera continua altos volúmenes de fluidos y ocasionar debilitamientos y necrosis que afectan la productividad de las plantas. Los adultos generan graves daños cuando atacan a gramíneas forrajeras, evidenciándose una clorosis o amarillamiento (conocido como "quemado") por reducción de la superficie fotosintética: disminuyen la calidad, productividad y sustentabilidad de pastizales, hasta llegar a ocasionar la muerte de los mismos. Debido a la ocurrencia generalizada del "salivazo" y a los altos niveles de población que alcanzan en la época de lluvias, estos insectos son considerados una plaga limitante de la producción ganadera en América tropical. No obstante su importancia, en la Argentina, los estudios sistemáticos son muy escasos y nada se sabe sobre los aspectos poblacionales, biológicos, y de los factores naturales causales de mortalidad.

En este sentido, en este trabajo de Tesis se plantearon los siguientes objetivos: abordar aspectos taxonómicos de la Familia Cercopidae estudiando las especies presentes en comunidades de poáceas del norte y centro de Argentina; elaborar un registro de las especies presentes en el área de estudio incluyendo datos morfológicos (polimorfismo cromático, tamaño, etc.), fenológicos, distribucionales, plantas hospederas, entre otros, a fin de caracterizar ensambles de especies asociadas a cada hospedante/cultivo. Respecto a los estudios bioecológicos; se realizaron estudios experimentales para conocer aspectos

bionómicos de las especies más importantes (por frecuencia y abundancia) en el área de estudio y describir los estados de desarrollo. Se estudiaron aspectos demográficos de las poblaciones de especies presentes en un área de ocurrencia de cercópidos en el noroeste argentino y se identificaron las especies que actúan como sus antagonistas con énfasis en los entomopatógenos y parasitoides.

En este trabajo se realizó un importante avance en el conocimiento de la familia Cercopidae en Argentina. Se estudiaron ejemplares procedentes de diversas localidades de nuestro país recolectados en los diferentes viajes de campaña realizados entre los años 2012 y 2015, así como aquellos depositados en las colecciones nacionales.

Se amplió el conocimiento acerca de la diversidad específica de los Cercópidos en el agrosistema del centro y norte de la República Argentina. Se incrementa el número de especies de 19 a 24, quedando representada la familia Cercopidae, por ocho géneros, cinco subgéneros y 24 especies. Se registra por primera vez para la Argentina, la tribu Ischnorhinini, el género *Neosphenorhina* y la especie *Neosphenorhina curvipenis*. Dentro de la tribu Tomaspidini, se registran cinco nuevas especies: *Deois (Deois) mourei*, *Mahanarva (Ipiranga) integra*, *Mahanarva (Mahanarva) paraguayana*, *Mahanarva (Mahanarva) quadripunctata* y *Mahanarva (Mahanarva) rubropicta*. Para aquellas especies cuyas descripciones originales son muy antiguas y poco claras, se elaboraron redescipciones de ejemplares de ambos sexos destacando los caracteres de valor taxonómico. Se actualizó la distribución geográfica de todas las especies presentes en nuestro país; en todos los casos se registraron en mapas individuales por especies, mostrando la información del material estudiado. Cabe hacer notar que para la mayoría sólo se conocían localidades o provincias aisladas. Se describen cuatro morfotipos alares (1-4) presentes en Argentina para la especie *Notozulia entreriana*. Se registraron 25 nuevas asociaciones de especies vegetales hospederas y el grado de asociación (huésped de cria o reproducción), para las especies *D. (D.) knoblauchii*, *D. (D.) mourei*, *Isozulia c. christenseni* y *N. entreriana*. Todas las plantas hospederas registradas pertenecieron a la familia Poaceae.

Se estudio la estructura poblacional a campo, de dos especies de salivazos: *N. entreriana* y *D. mourei*, seleccionada por ser las más frecuentes y abundantes asociada a ecosistemas naturales de la Argentina. Considerando la importancia de los factores abióticos en el

comportamiento de los insectos, se realizó un análisis de los parámetros meteorológicos registrados a fin de determinar si existieron diferencias marcadas en las tres temporadas de monitoreo del área de estudio.

Se estudio la biología de dos especies de Cercopidae, *N. entreriana* y *D. (D.) mourei* sobre diferentes hospedadores. Se describieron e ilustraron los cinco estadios inmaduros de ambas especies y se confeccionaron claves dicotómicas para el reconocimiento de los diferentes estadios a nivel intra e interespecífico. Los resultados biológicos obtenidos a partir de la cría de *D. (D.) mourei* así como la descripción de los estadios inmaduros de ambas especies resultaron ser nuevos aportes.

Se cita por primera vez en la Argentina la presencia de hongos Entomophthorales afectando a especies de Cercopidae, y al género *Pandora* como nuevo registro afectando individuos de la familia Cercopidae. Todos los ejemplares infestados resultaron ser adultos (en ninguno de los casos se detectaron ninfas afectadas). Se cita aquí por primera vez a las especies *D. (D.) knoblauchii*, *D. (D.) mourei*, *I. c. christenseni* y *N. entreriana* afectadas por este hongo. De la misma manera se registra por primera vez, la presencia de nematodos entomopatógenos de la familia Mermithidae como enemigos naturales de especies de Cercopidae. En el caso de *N. entreriana* sólo se encontraron adultos infestados, a diferencia de *D. (D.) mourei* donde se encontraron afectados tanto ninfas del estadio V como adultos.

Respecto a especies de parasitoides, este estudio no arrojó resultados que permitieran su detección en la región; contándose hasta el presente con información solo para Brasil, acerca de los parasitoides oófilos *Anagrus uricki* y *Acmopolynema herballi* (Hymenoptera: Mymaridae), atacando huevos de algunas especies de cercópidos.

ABSTRACT

Auchenorrhyncha is an order of phytophagous insects that have distinctive pierce-sucking mouthparts. Among the most biodiverse lineages, the Cicadomorpha suborder stands out, which includes the superfamilies: Cicadoidea, Cercopoidea and Membracoidea (= Cicadelloidea), together with approximately 35,000 described species. Cercopoidea are jumping cicadas commonly known as “*salivazos*”, “frohoppers”, “spittlebugs”, etc., currently containing almost 3,000 species, from which 475 valid species belong to the Neotropics.

“*Salivazos*” feed preferably on plant xylem, and they exploit mainly C4 hosts (nitrogen fixer). Their nymphs are the ones that cause the greater economic damages because they feed on roots and bases of stems, continuously extracting high volumes of fluid, causing weakening and necrosis, which affects the productivity of plants. Adults cause serious damage when they attack grass crops, revealing chlorosis or yellowing due to the reduction of the photosynthetic surface: they reduce quality, productivity and sustainability of grasslands, until causing their death. Due to the widespread occurrence of “*salivazos*” and to the high population levels they reach in rainy seasons, these bugs are known as a plague that limits the livestock production in Tropical America. Despite its importance, in Argentina, systematic studies are very scarce and there is nothing known about biological and population aspects and the natural factors that cause mortality.

In this sense, the following objectives are set in this thesis: to address the taxonomic aspects of the Cercopidae family by studying the species present in the Poaceae communities from the north and center regions of Argentina; to develop a register of the species present in the area of study including morphological (chromatic polymorphism, size, etc.), phenological and distributional data, host plants, among others, with the purpose of characterizing assemblage of species associated to each host/crop. Regarding bioecological research, experimental studies have been made to learn the bionomical aspects of the most important species (due to frequency and abundance) in the area of study and to describe the stages of development. Studies have been performed on the demographic aspects of populations of species present in an area of occurrence of spittlebugs in Northwest Argentina, and the species

acting as their antagonists mostly on entomopathogens and parasitoids have been identified.

In this paper, significant progress has been made concerning the knowledge of the Cercopidae family in Argentina. Samples from several locations in our country collected during season trips taken between 2012 and 2015 have been studied, as well as those deposited in national collections.

It has been increased the knowledge about specific diversity of Cercopids in the agrosystem in north and central regions of the Republic of Argentina. The number of species increases from 19 to 24, resulting in the Cercopidae family to be represented by eight genera, five subgenera, and 24 species. The *Ischnorhinini* tribe, the *Neosphenorhina* genus, and the *Neosphenorhina curvipenis* species are registered for the first time in Argentina. Inside the *Tomaspidini* tribe, there are five new species registered: *Deois (Deois) mourei*, *Mahanarva (Ipiranga) integra*, *Mahanarva (Mahanarva) paraguayana*, *Mahanarva (Mahanarva) quadripunctata* and *Mahanarva (Mahanarva) rubropicta*. For those species whose former descriptions are very old and vague, descriptions of specimens were elaborated about both sexes, highlighting characteristics of taxonomic value. It was updated the geographical distribution of all species present in our country; in all cases, they were registered in individual maps according to species, displaying the information from the material studied. It should be noted that the majority were known only in isolated locations and provinces. Four alar morphotypes (1-4) present in Argentina for the species *Notozulia entreriana* are described. Twenty-five new associations of host vegetal species were registered, together with the degree of association (breeding or reproduction host), for the species *D. (D.) knoblauchii*, *D. (D.) mourei*, *Isozulia c. christenseni* and *N. entreriana*. All host plants registered belonged to the family Poaceae.

It was studied the population structure of two species of “salivazos” in the field: *N. entreriana* and *D. mourei*, selected because of being the most frequent and abundant ones associated to natural ecosystems in Argentina. Considering the importance of abiotic factors in insects' behaviour, it was performed an analysis of the registered weather parameters in order to determine if there existed strong differences in the three seasons of monitoring the area of study.

It was studied the biology of two species of Cercopidae, *N. entreriana* and *D. (D.) mourei* on different hosts. Five immature stages of both species were described and illustrated, and dichotomous keys were drawn for the identification of the different stages at intra- and interspecific levels. Biological results obtained from *D. (D.) mourei* breeding, as well as the description of the immature stages of both, were found to be new contributions.

It has been cited for the first time in Argentina the presence of Entomophthorales fungi affecting the Cercopidae species and *Pandora* genus as a new record affecting the Cercopidae family individuals. All specimens infested were adults (there were no nymphs affected in any of the cases). The species *D. (D.) knoblauchii*, *D. (D.) mourei*, *I. c. christenseni* and *N. entreriana* affected by this fungus are cited here for the first time. In the same way, it is first registered the presence of entomopathogenic nematodes from the Mermithidae family as natural enemies of the Cercopidae species. In the case of *N. entreriana*, only adults were found infested, in contrast to *D. (D.) mourei*, where as much as nymphs in stage V as adults were found to be infested.

Concerning parasitoids species, our research have not revealed results that allow their detection in the region; counting with only one information at present, for Brazil, about the oophagous parasitoids *Anagrus uricki* and *Acmopolynema herballi* (Hymenoptera: Mymaridae), parasitizing eggs from some cercopids species.

INTRODUCCION Y ANTECEDENTES GENERALES

Entre los linajes más diversos de insectos fitófagos, se destaca el infraorden Cicadomorpha, que reúne a las superfamilias: Cicadoidea, Cercopoidea y Membracoidea (= Cicadelloidea) con alrededor de 30.000 especies descritas (Dietrich & Wallner, 2002). Estas superfamilias están bien establecidas por criterios morfológicos, si bien la identidad de los restantes subgrupos de Hemiptera ha sido objeto de un intenso debate (Metcalf, 1951; Kramer, 1960; Evans, 1963; von Dohlen & Moran, 1995; Shcherbakov, 1996; Forero, 2008).

Los Hemiptera fueron tradicionalmente divididos en dos grupos: Homoptera y Heteroptera, sobre la base de diferencias en el tamaño del foramen occipital, tamaño relativo de las alas y número de tarsómeros, entre otros (Boudreaux, 1979; Hamilton, 1981). Diversas evidencias contrapuestas resultaron concluyentes para determinar la parafilia de "Homoptera" (Hennig 1969, 1981) reconociéndose a tres principales clados dentro de Hemiptera: Sternorrhyncha, Auchenorrhyncha y Heteropteroidea, en donde Sternorrhyncha es el grupo hermano de Auchenorrhyncha + Heteropteroidea (Kristensen, 1975; Wootton & Betts, 1986; Carver *et al.*, 1991; Wheeler *et al.*, 1993; von Dohlen & Moran, 1995). De esos, sólo la monofilia de Auchenorrhyncha es aún debatible pero, atendiendo a las evidencias que provienen de estudios moleculares donde los Fulgomorpha se reconocen como el grupo hermano de Heteroptera, la parafilia de Auchenorrhyncha estaría demostrada (Campbell *et al.*, 1995; Bourgoin *et al.*, 1997).

Entre los rasgos más sobresalientes de los auquenorrincos se destacan: la cabeza opistognata, las alas anteriores de consistencia uniforme en toda su extensión e inclinadas a ambos lados del cuerpo y los tarsos uni a trisegmentados (Cryan, 2005).

Cicadomorpha ("hoppers" para los anglosajones) es considerado un grupo monofilético y uno de los más numerosos dentro de los hemípteros; comprende aproximadamente 35.000 especies descritas. Pueden ser distinguidos de los otros Hemiptera por la siguiente combinación de caracteres: postclípeo agrandado; pedicelo antenal pequeño sin conspicuas sensilas, flagelo aristiforme; tégula ausente; disposición longitudinal de las nervaduras anales en el ala anterior y las coxas medianas pequeñas y delgadas (Dietrich, 2005).

Dentro de Cicadomorpha, Cercopoidea es el grupo hermano de la superfamilia Cicadoidea (Cryan, 2005). Las especies de ambos se alimentan de los fluidos xilemáticos y muchas especies exhiben una fuerte preferencia por plantas fijadoras de nitrógeno (Thompson, 1994).

Los Cercopoidea son chicharritas saltadoras que son denominadas comunmente como “salivazos”, “frohoppers”, “spittlebugs” entre otros nombres vulgares. Tienen un tamaño variado, desde pocos milímetros hasta 4 cm (Goldani & Carvalho, 2003) y, en el registro geológico, aparecen durante el Jurásico temprano (aproximadamente 205 millones de años) con la posterior diversificación a nivel familiar, la que aparentemente tiene lugar durante el Cretácico y Terciario (Bekker-Migdissova, 1967; Shcherbakov, 2000). Constituyen un grupo de insectos ampliamente distribuidos a nivel mundial, y comprenden aproximadamente 3.000 especies agrupadas en 5 familias: Aphrophoridae Amyot & Serville, 1843; Clastopteridae Dohrn, 1859; Machaerotidae Stål, 1866; Epipygidae Hamilton, 2001 y Cercopidae Westwood, 1839, destacándose esta última familia por su abundancia en el Neotrópico (Fennah, 1953, 1968; Hamilton, 1977; Carvalho & Webb, 2004; Remes Lenicov *et al.*, 2005). Aunque se encuentran en muchos ambientes alrededor del mundo, la mayor diversidad de especies es pan-tropical; aproximadamente el 70 % de las especies descritas son tropicales (Adis & Schubert, 1984).

A partir de los primeros estudios de Amyot & Audinet-Serville (1843) los Cercopidae fueron divididos en dos grupos, Cercopides/Cercopida (la cabeza más estrecha que el pronoto, con ojos globosos y el margen pronotal anterior recto) y Aphrophorides/Aphrophorida (cabeza tan ancha como el pronoto, o más amplia, con ojos transversales y margen pronotal anterior convexo). Posteriormente se establece la familia Clastopteridae Dohrn, 1859, al separar a *Clastopera* Germar, por la conformación alar, y recientemente la familia Epipygidae Hamilton, 2001, que fue descrita a partir de *Eicissus* Fowler y dos géneros nuevos.

Son dispares las conclusiones respecto a la monofilia de Cercopoidea, dado que las valoraciones aun son consideradas preliminares por no estar incluidos varios de los taxones considerados críticos por el autor (Carvalho & Webb, 2005). Cryan & Svenson (2010), a través de análisis moleculares comprobaron la monofilia de Cercopidae, con Machaerotidae como grupo

hermano respecto al resto del linaje Cercopoidea (Fig. 1), aunque ellos siguen sosteniendo que la clasificación de Cercopoidea resulta discutida en casi todos los niveles. No sólo hay desacuerdo en cuanto al número y la constitución de las familias de salivazos, sino que también en las categorías inferiores.

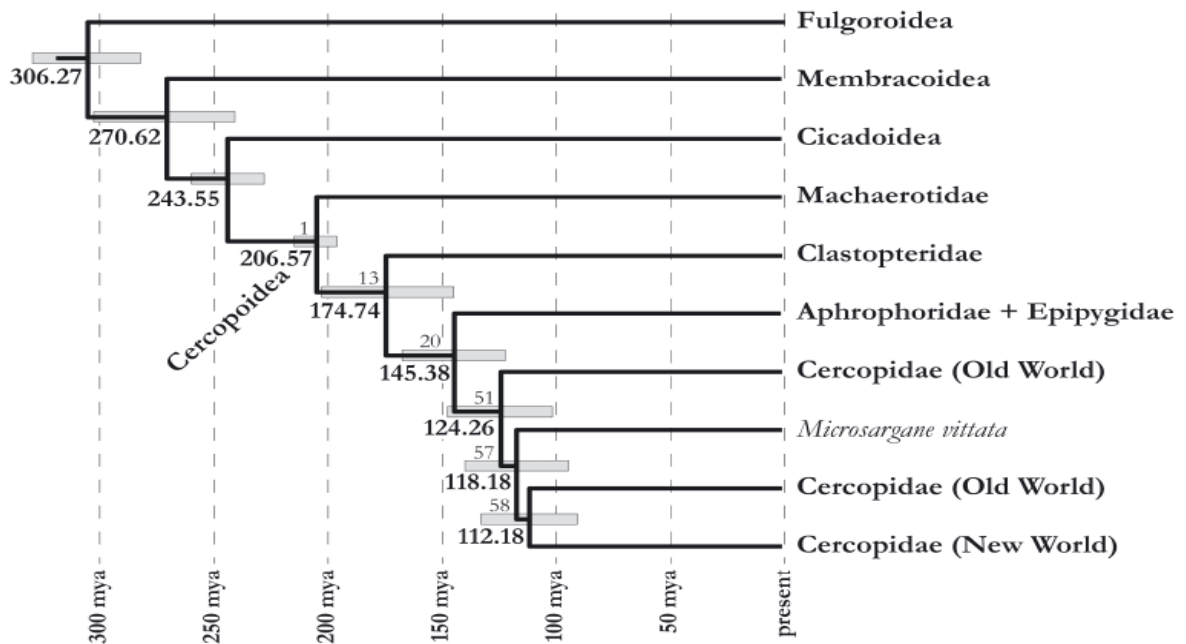


Figura 1. Análisis cladístico, basado en análisis moleculares, de las relaciones entre las diferentes familias de Cercopoidea (Extraído de Cryan & Svenson, 2010).

De las cinco familias de cercopoideos reconocidas en el mundo, sólo Aphrophoridae, Clastopteridae y Cercopidae están representadas en nuestro país (Box, 1929).

Los **Cercopidae**, representan hoy un grupo muy diverso en el Neotrópico, siendo la familia con mayor diversidad de especies. Al presente cuenta con aproximadamente 3000 especies, de las cuales 475 se distribuyen en el Neotrópico (Carvalho & Webb, 2005; Hamilton, 2013). Son pequeños o de tamaño medio, presentando colores vivos, distinguibles por el aspecto de la cabeza, del pronoto y sobre todo por la disposición de las espinas tibiales y tarsales del tercer par de patas.

Aspectos biológicos y ciclo de vida

Son insectos hemimetabolos. Durante su ciclo de vida pasan por tres estados: huevo, ninfa o larva y adulto o imago. Como todos los Cicadomorpha, los Cercopidae son insectos exclusivamente fitófagos que presentan un aparato bucal sucto-picador; los daños que ocasionan varían desde necrosis y/o estrés hídrico con distintos grados de severidad, producto de su alimentación y/u oviposición, a la importante habilidad para transmitir patógenos (Nault, 1985; O'Brien & Wilson, 1985; Wilson & Weintraub, 2007). Estas características, agravadas por su alto potencial reproductivo, ciclo de vida corto y gran poder de dispersión y adaptabilidad, hacen que numerosas especies sean consideradas importantes plagas de la agricultura.

Los cercópidos, a diferencia del resto de los Cicadomorpha, tiene la peculiaridad de vivir sumergidos en una masa de espuma durante todo su período de vida inmaduro, obtenida a partir de los líquidos extraídos por succión desde las plantas, mezclados con secreciones mucilaginosas producidas por los túbulos de Malpighi y de productos de glándulas exocrinas (Marshall, 1968). Estos insectos poseen, posterior al esófago, una cámara filtro que permite el tránsito de la parte acuosa de la savia y la libera directamente al intestino posterior, próximo al ano, evitando así, el paso por el intestino medio (Domingues & da Silva Santos, 1975).

Se ha especulado que la espuma proporciona protección para las ninfas mediante la creación de un "micro hábitat " contra la desecación, las temperaturas extremas, y los enemigos depredadores y parásitos (Whittaker, 1970). Del Campo *et al.* (2011) demostraron que la espuma de las ninfas de *Aphrophora cribrata* (Aphrophoridae) actúa como un repelente de contacto eficaz contra una hormiga depredadora, y que la repelencia se deriva, al menos en parte, a partir de una mezcla, o un subconjunto de cinco clases de metabolitos que se identificaron en la espuma, incluyendo derivados de ácidos grasos, c-lactonas, alcoholes, y un sólo monoacilglicerol; así como el polihidroxicanoato poli-3-hidroxitirato y el inositol poliol. Bioensayos adicionales con cucarachas mostraron que la espuma parece ser ligeramente eficaz como un irritante tópico, principalmente por contacto con los órganos receptores anteriores.

Diferencias a nivel de familia son evidentes en esta estrategia de vida: las ninfas de Cercopidae y Aphrophoridae tienden a producir masas de espuma copiosas con grandes burbujas de aire, mientras que las ninfas de Clastopteridae fabrican pequeñas masas de

espuma, más viscosas con burbujas de aire más pequeñas (Carvalho & Webb, 2005) y las ninfas de Machaerotidae se encuentran generalmente inmersas en fluido dentro de un tubo calcificado (formado por productos provenientes de excretas) y forman pequeñas masas de espuma cuando se encuentran fuera del tubo durante la muda (Evans, 1940). Las ninfas de Epiygidae no son conocidas y su biología no ha sido descrita.

Aspectos poblacionales

El número de generaciones varía según la región, época e intensidad del período de lluvias, como también de la especie de salivazo estudiada (Castro *et al.*, 2005). La mayoría de las especies poseen de una a tres generaciones al año, como en *Aeneolamia albofasciata* (Lallemand), *Deois flavopicta* (Stål), *Prosapia* sp., *P. simulans* (Walker) y *P. bicincta* Say (Byers, 1965; Fontes *et al.*, 1995; Peck, 1998). En Colombia, *A. varia* (Fabricius) alcanza cuatro generaciones en el Piedemonte de la Orinoquía y *A. reducta* (Lallemand) hasta seis en la Costa Caribe, sitios donde hay una larga temporada de precipitaciones de tipo unimodal (Peck *et al.*, 2002). Como se ha confirmado para varias especies bajo condiciones unimodales de lluvia, el período de aparición de las ninfas y adultos, por ejemplo, de *Zulia carbonaria* corresponde a la primera época lluviosa de cada año (Jiménez, 1978; Fontes *et al.*, 1995; Peck *et al.*, 2002).

Importancia económica de Cercopidae

Por la amplia distribución geográfica y el alto grado de daño al hospedero, varias especies de los “salivazos de los pastos” representan, en el Neotrópico, el mayor limitante biótico en la producción y sostenibilidad de gramíneas forrajeras mejoradas (Valério & Nakano, 1987b). Por ejemplo, *Brachiaria decumbens* Stapf, un pasto bien conocido por su alta adaptabilidad a los suelos poco fértiles del trópico, es altamente susceptible a varias especies de cercópidos (Keller-Grein *et al.*, 1966). La explosión poblacional del insecto causa una reducción dramática en la producción, calidad y palatabilidad del forraje, reduciendo la persistencia de la pradera y aumentando la degradación ambiental (Valério & Nakano, 1988a).

Peck (1998) estableció que, en Brasil, especies de Cercopidae nativas, a lo largo de toda su distribución, son registradas como la plaga más destructiva en pasturas y la segunda plaga

más importante en plantaciones de caña de azúcar; los registró para zonas tropicales del nuevo mundo atacando a pasturas como: *Brachiaria sp.*, kikuyu (*Penisetum clandestinum* Hochst.), gramón (*Cynodon dactylon* L.), así como a gramíneas cultivadas: caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.), arroz (*Oriza sativa* L.) y varias especies de poáceas, componentes de céspedes .

Los salivazos se alimentan preferentemente desde el xilema de las plantas, y explotan mayormente hospederos de tipo C4 (fijadores de N) (Weaver & King, 1954; Thomson, 1994). Sus ninfas son las que ocasionan mayores daños económicos ya que se alimentan en las raíces y base de los tallos por extraer de manera continua altos volúmenes de fluidos y ocasionar debilitamientos y necrosis que afectan la productividad de las plantas (Cottas & Ramiro, 1981; Kalvelage & Buzzi, 1986; Thompson, 2004). Cuando atacan a gramíneas forrajeras, los daños que generan son graves, evidenciándose una clorosis o amarillamiento (conocido como "quema"), por reducción de la superficie fotosintética: disminuyen la calidad, productividad y sustentabilidad de pastizales, hasta llegar a ocasionar la muerte de los mismos (Byers & Wells, 1966; Valério & Nakano, 1987b, 1988; Fagan & Picado, 1971; Barrientos *et al.*, 1988). Debido a la ocurrencia generalizada del "salivazo" y a los altos niveles de población que alcanzan en la época de lluvias, estos insectos son considerados una plaga limitante de la producción ganadera en América tropical por afectar de manera significativa la capacidad de carga de ganado (Lapointe *et al.*, 1992), perjudicando el establecimiento de forrajes mejorados en la región (Taliaferro *et al.*, 1967; Valério & Nakano, 1987a).

La importancia de los daños causados por estas especies en países del trópico húmedo, han motivado el desarrollo de numerosos estudios bioecológicos, considerándose al salivazo como uno de los principales limitantes en la producción de leche y carne (Quartau & Borges, 1997). A modo de ejemplo, en Colombia se registró una disminución de 30% en el peso seco de la pastura *Brachiaria decumbens* después de 10 días de alimentación por una densidad de 25 adultos por m² de *Notozulia entreriana* (Valério & Nakano, 1988).

Los Cercopoidea son exclusivamente alimentadores de xilema y, por ende, potenciales vectores de bacterias generadoras de enfermedades (Nault, 1987). Muchas especies están implicadas como potenciales vectores de *Xylella fastidiosa*, causando enfermedades como "dwarf disease" de la alfalfa y "Pierce's disease" en vides (Azevedo Filho *et al.*, 2007); algunas

especies Indonesias del género *Hindola* (Machaerotidae) transmiten bacterias que causan la enfermedad del clavo de olor conocida como “sumatra disease of cloves” (Eden-Green *et al.*, 1992), otras son transmisoras del hongo *Sphaeropsis sapinea* (Sphaeropsidales) causando la enfermedad denominada “diplodia pinea” en pinos silvestres (Hanna, 1966; Hamilton, 1982). En Argentina, esta enfermedad afecta a Pinos “Ponderosa” en Neuquén (Mattes Fernández *et al.*, 2010), el hongo se ha localizado en plantaciones de pináceas en las provincias de Corrientes y Misiones (Agostini *et al.*, 2005; Vizcarra Sanchez, 2004) y recientemente se ha encontrado en La Pampa en frutos de alpataco (*Prosopis flexuosa* var. *depressa*) (Canafoglia *et al.*, 2006).

Los Cercopidae de Argentina

En Argentina, los estudios tanto sistemáticos como biológicos, así como los conocimientos sobre los enemigos naturales de la familia son escasos. La mayoría de las especies descritas de América del Sur y Central datan de fines del siglo XIX y principios del XX, con descripciones muy pobres y gran parte de los ejemplares tipo están depositados en museos europeos (Carvalho & Webb, 2005).

Desde las primeras descripciones de Berg (1879), el estudio más importante data del año 1917 realizado por Delétang quien publicó un listado sistemático de especies argentinas de Cercopidae; clasificó 12 especies de nuestra fauna en cinco géneros, cuatro de los cuales: *Clastoptera* Germar, *Ptyelus* Amyot & Serville, *Cephisus* Stål y *Kanaima* Distant, son monoespecíficos, mientras que *Tomaspis* Amyot & Serville está compuesto de ocho especies. Box (1929), basándose en el trabajo de Delétang, amplió la información, aportando algunos datos de distribución geográfica y hospedadores, realizando un informe sobre tres especies del género *Tomaspis*: *T. entreriana* Berg, *T. knoblauchi* Distant y *T. australis* Distant. A pesar de la amplia ocurrencia de cercópidos en ecosistemas tropicales y subtropicales, y de su importancia para la agricultura y ganadería, la ausencia de estudios modernos y detallados deriva en una marcada dificultad para identificar y clasificar sus especies así como para abordar estudios para conocer su impacto en las comunidades donde se desarrollan sus poblaciones. En adición, los cercópidos, poseen variaciones intraespecíficas en los patrones de coloración y convergencias de colores entre taxos que se suman a la escasez de claves y descripciones adecuadas en la

literatura (particularmente con la descripción de la genitalia de las hembras) (Carvalho & Webb, 2005).

En Argentina no sólo no están caracterizadas las poblaciones de especies que causan daños en pasturas, sino que no hay estudios específicos que demuestren los niveles de daños por su accionar. En los últimos años, son numerosas las consultas que reciben los entomólogos especialistas por parte de técnicos y productores que han detectado problemas en pasturas implantadas en el norte del país (Tucumán, Santiago del Estero, Salta, Chaco, Corrientes, Formosa, etc.) involucrando al “salivazo” como causante de pérdidas en forrajeras, así como en cultivos de algodón y caña de azúcar; entre otros (Miñon & Pérez, 1985; Torrent *et al.*, 1994; Carlino & Martín, 2002).

Por todo lo antes expuesto es claro que los cercópodos constituyen un grupo taxonómicamente poco estudiado en la Argentina, que se encuentra afectando sistemas agrícolas (caña de azúcar y otras gramíneas cultivadas) y ganaderos (daños en forrajes) en el norte argentino y es total el desconocimiento sobre los factores bióticos y abióticos que regulan sus poblaciones. Estas carencias presuponen un fértil campo de investigación con importantes posibilidades de brindar y ampliar conocimientos taxonómicos y bioecológicos tanto desde el punto de vista del conocimiento de la biodiversidad como desde el agronómico.

Es por ello que se plantean las siguientes hipótesis:

- Existe un importante complejo de especies de Cercopidae asociados a numerosas especies de gramíneas en sistemas agro-ganaderos del centro y norte de la Argentina.
- Las especies de cercópodos nativos son afectadas por diversos antagonistas (parásitos, parasitoides, depredadores y/o entomopatógenos), de probable utilización como agentes de biocontrol.

OBJETIVOS

Objetivo general:

Conocer la diversidad de Cercopidae que afectan poáceas en ambientes agro-ganaderos del centro y norte de la Argentina e identificar sus enemigos naturales más conspicuos.

Objetivos específicos:

- 1 - Estudiar bajo el aspecto taxonómico, las especies de Cercopidae presentes en comunidades de poáceas del norte y centro de Argentina a fin de elaborar un registro de las especies presentes en el área de estudio incluyendo datos morfológicos (polimorfismo cromático, tamaño, etc.), fenológicos, distribucionales, plantas hospederas y caracterizar ensambles de especies asociadas a cada hospedante/cultivo.
- 2 - Conocer aspectos demográficos poblacionales de las especies presentes en un área de ocurrencia de cercópidos en el noroeste argentino.
- 3 - Describir los estados inmaduros de las especies más importantes (por frecuencia y abundancia) en los casos en los que sea posible su asociación a campo.
- 4 - Identificar las especies que actúen como sus antagonistas con énfasis en los entomopatógenos y parasitoides.

CAPITULO I

TAXONOMIA DE LA FAMILIA CERCOPIDAE

INTRODUCCIÓN

Fam. Cercopidae

Son insectos saltadores conocidos como “spittlebugs”, “froghoppers”, “salivazos”, “chicharritas de los pastos”, “miónes de los pastos”, “baba de culebra”, “candelillas”, “salivitas”, “moscas pintas”.

Su tamaño es variado, desde pocos milímetros hasta 4 cm; y desde colores oscuros homogéneos, marrones o rojos, a formas coloridas con distintivos diseños (Figura I.1).

Metcalf (1961) aportó el primer catálogo de los Cercopidae del mundo, en el que se registran 142 géneros y 1359 especies, agrupadas en 16 tribus. Al presente la familia cuenta con aproximadamente 3000 especies, de las cuales 475 se distribuyen en el Neotrópico (Carvalho & Webb, 2005; Hamilton, 2013).

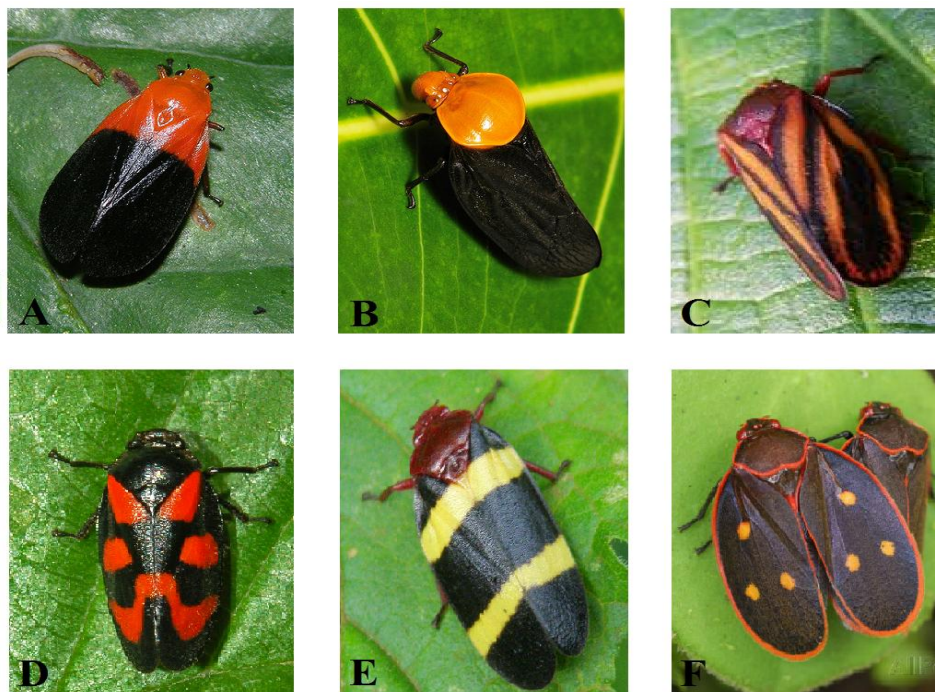


Figura I.1. Algunos representantes de la familia Cercopidae, integrantes de la fauna neotropical. A) *Sphenorhina hebes* var. *rubens* Lallemand; B) *Laccogryota costalis* Schmidt; C) *Tomaspis spectabilis* Distant; D) *Cercopis* sp.; E) *Sphenorhina* sp. y F) *Tomaspis perfecta* Walker (imágenes tomadas de internet).

Morfología

Se presenta a continuación una caracterización morfológica detallada de la familia, acompañada de ilustraciones, para facilitar la interpretación de los términos descriptivos usados en el texto.

Cabeza

Como todos los “auquenorrincos”, se destacan por la cabeza opistognata, es decir, dirigida hacia atrás; relativamente pequeña, en comparación con el resto del cuerpo y comprimida dorso-ventralmente. En ella se distinguen las siguientes regiones:

Vértex o corona: superficie amplia que ocupa los dos tercios de la región dorsal, limitando con el occipucio posteriormente, con el tilo anteriormente y lateralmente con los ojos. Presenta una elevación longitudinal mediana, en donde se ubican a cada lado los ocelos. Los márgenes latero-anteriores, situados enfrente de los ojos, se proyectan por sobre la base de las antenas formando los lóbulos suprantenales.

Tilo: representa la región antero-dorsal correspondiente a la parte superior del clipeo, limita lateralmente con los lóbulos suprantenales. Doering (1922) y Snodgrass (1947) denominan a este área como frente.

Clipeo: ovalado, poco más largo que ancho, generalmente provisto de una carena media longitudinal y surcos transversales. Ventralmente inclinado hacia atrás y marginado por las genas. Se diferencia en una parte superior de mayor tamaño, el postclipeo (o clipeo) y una inferior más pequeña, el anteclipeo, delimitadas por la sutura clipeal transversa. El postclipeo junto con la frente (área reducida anterior al postclipeo), delimitan la región frontoclipeal (Figura I.2.A), que en algunos casos pueden estar separados por una sutura transversa: sutura epistomal. Lateralmente al anteclipeo se encuentran las placas mandibulares (o lora), que se extienden posteriormente a partir de los *pits* o impresiones tentoriales anteriores y, externamente a estas, se encuentran las placas maxilares separadas de las genas por una sutura transversal.

Ojos: situados lateralmente al vértex, en vista dorsal de aspecto globoso y en vista lateral ovalados, un poco más anchos que largos, limitando ventralmente con las genas (Figura I.2.B).

Ocelos: Circulares; en número de dos, en general distanciados entre sí por la mitad de la distancia entre el borde interno de los ojos y el ocelo, equidistantes del margen posterior del tilo y de la cabeza.

Antenas: implantadas en frente de los ojos, detrás de la sutura frontoclipeal y debajo de los lóbulos suprantenales. Compuestas por tres segmentos: un escapo relativamente corto y globoso; el pedicelo apenas más largo (dos veces más largo que ancho) y cilíndrico; y el flagelo, dilatado en la base formando un pequeño cuerpo ovoide denominado cuerpo del flagelo, que sostiene dos proyecciones, un más corta llamada arista y otra más larga, el estilo (Figura I.2.C).

La forma del clipeo, ya sea inflado, fuertemente comprimido lateralmente, de perfil angulado o convexo, con presencia de una a tres, o ninguna carena media; así como también la forma del tilo y vértex, son elementos de valor taxonómico para diferenciar los géneros dentro de esta familia.

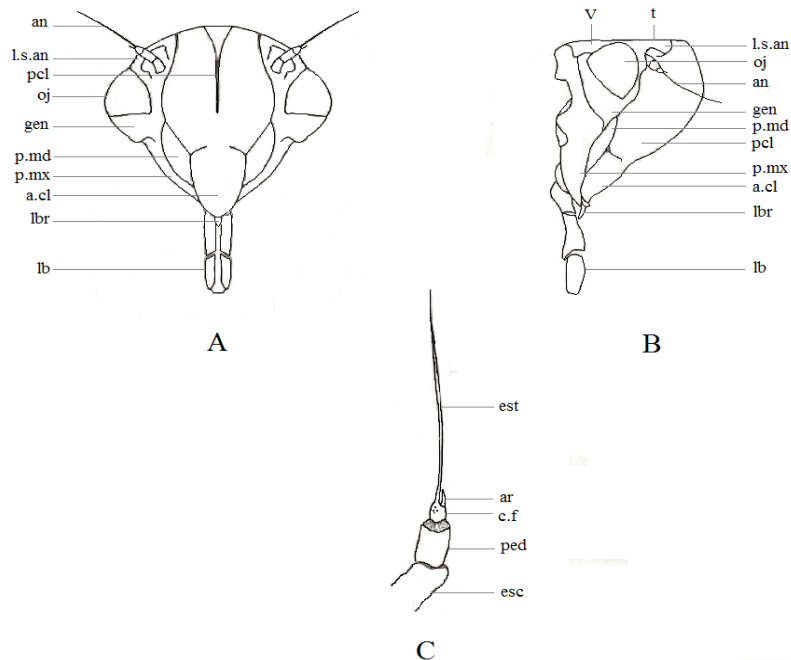


Figura I.2. Cabeza de Cercopidae; A) vista ventral; B) vista lateral; C) antena. (a.cl: ante clipeo; an: antena; ar: arista; c.f: cuerpo del flagelo; esc: escapo; est: estilo; gen: genas; lb: labio; lbr: labro; l.s.an: lóbulo supra-antenal; oj: ojo; pcl: post clipeo; ped: pedicelo; p.md: placa mandibular; p.mx: placa maxilar; t: tilo; v: vértex) (Adaptado de Cavichioli, 1988).

Apéndices bucales

El aparato bucal es de tipo sucto-picador, conformado por: labio, mandíbulas y maxilas (Figura I.3).

Labro: es una placa inconspicua, móvil y de forma cónica, articulado en el ápice del anteclípeo. Está ubicado por encima del labio y la superficie dorsal forma parte del surco labial donde se alojan los estiletes mandibulares y maxilares.

Estiletes mandibulares: en número de dos, son largos, aserrados distalmente y surcados longitudinalmente en la parte interna, formando un canal por donde deslizan los estiletes maxilares durante la alimentación (Sakakibara, 1972).

Estiletes maxilares: también en número de dos, son más finos y largos que los mandibulares, levemente curvados en el ápice y surcados por dos escotaduras sobre sus superficies internas. Ambas superficies yuxtapuestas forman longitudinalmente un canal dorsal, “canal alimentario” asociado al area cibarial, y uno ventral más pequeño, “canal salival”, directamente comunicado con la bomba o siringe salival.

Labio: conforma la parte más visible, el rostro; está modificado en una estructura tubular, tri-segmentada, dirigida hacia atrás hasta la base de las coxas II. Es de forma cilíndrica, profundamente acanalada en su superficie anterior para alojar el conjunto de los estiletes; exteriormente está tapizado de sensilas y pelos de función sensorial.

La región anterior del canal alimentario (precibario y cibario) está asociada funcionalmente con las piezas bucales. Los fluidos vegetales ingeridos a través de los estiletes entran en una delgada cámara, precibario, para ser conducidos hacia el cibario (bomba suctora o alimentaria). Las especies que se alimentan de xilema tienen músculos dilatadores agrandados y el precibario más ancho y fuertemente esclerotizado, para generar una fuerte presión negativa en el xilema.

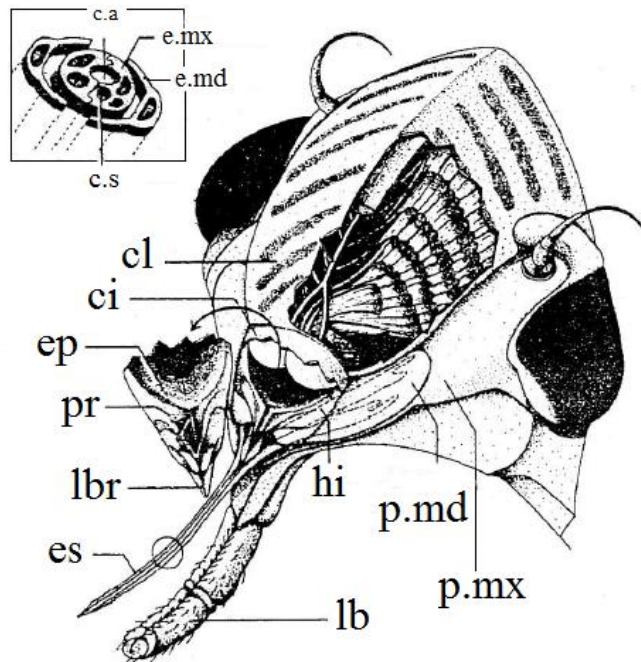


Figura 1.3. Aparato bucal sucto picador de un Cicadomorpha (vista ventral de la cabeza) (c.a: canal alimenticio; ci: cibario; cl: clípeo; c.s: canal salival; e.md: estilete mandibular; e.mx: estilete maxilar; ep: epifaringe; es: estiletos; hi: hipofaringe; lb: labio; lbr: labro; p.md: placa mandibular; p.mx: placa maxilar; pr: precibario) (adaptado de Backus, 1985)

El largo del rostro, ya sea alcanzando, pasando o no a las mesocoxas se utiliza como elemento de valor taxonómico para diferenciar los géneros dentro de esta familia.

Tórax

Pronoto: de forma hexagonal, aproximadamente dos veces más ancho que largo, levemente convexo, pudiendo ser su textura lisa o fuertemente punteada, pilosidad densa; puede o no estar surcado por una carena longitudinal mediana. El margen anterior en general es sinuoso y el posterior medialmente cóncavo, con distinto grado de emarginación; en perfil, los márgenes latero-anteriores son rectos y los latero-posteriores sinuosos (Figura 1.4.A). El pronoto se prolonga caudalmente cubriendo casi todo el mesonoto con excepción del escutelo.

Mesonoto: relativamente bien desarrollado. En el margen anterior se distingue un esclerito, el acrotergito II, separado del escudo por la sutura antecostal. Taylor (1918) denominó

a esta región pretergito. De cada lado del acrotergito, se diferencian los brazos prealares, que se funden inferiormente con el episterno II. A continuación, posterior a la sutura antecostal, se distingue una región tetralobada, el escudo (denominado por algunos autores como escudo II), presentando dos surcos a lo largo, levemente curvados hacia dentro llamados suturas parapsidias, y una constricción media dando la impresión de surco, que según Snodgrass (1935) se denomina la sutura notal mediana. El escutelo es la única región visible del mesonoto, con una textura igual a la del pronoto, separada del escudo por una sutura escuto-escutelar. El poscutelo es un esclerito pequeño, oculto por el escutelo, solamente visible en vista lateral (Figura I.4.B).

Metanoto: En la región anterior, próximo a la articulación con el mesonoto, hay una fuerte sutura demarcando el acrotergito III, llamada sutura antecostal. Por detrás se encuentra el escudo (escudo III), que es la mayor región del metanoto, también tetralobada, con las suturas parapsidias y la sutura notal mediana también diferenciadas. El escutelo III es la región posterior al escudo y ambos están separados por la sutura escuto-escutelar. El posnoto III, se sitúa por debajo del escutelo, uniéndose al epímero del segmento correspondiente (Figura I.4.C).

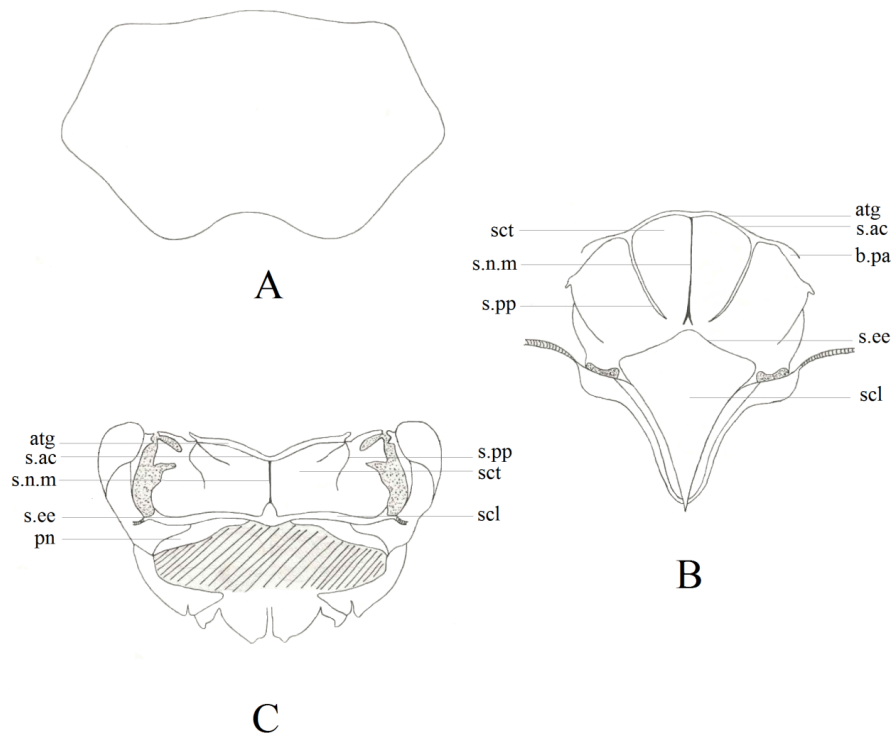


Figura I.4. Tórax de Cercopidae en vista dorsal A) Pronoto; B) Mesonoto; C) Metanoto. (atg: acrotergito; b.pa: brazos prealares; pn: posnoto; s.ac: sutura antecostal; scl: escutelo; sct: escuto; s.ee: sutura escuto-escutelar; s.n.m: sutura notal media; s.pp: sutura parapsidal) (Adaptado de Cavichioli, 1988).

La conformación del pronoto y mesonoto, son elementos de valor taxonómico para diferenciar los géneros y las especies dentro de la familia Cercopidae. Ya sea con los bordes emarginados, rectos, cóncavos, convexos o sinuados; con la superficie rugosa, punteada, con tubérculos o lisa.

Alas

Poseen dos pares de alas desarrolladas, las alas anteriores más esclerotizadas denominadas tegmina; y las alas posteriores membranosas (Figura I.5).

Tegmina: son coráceas y opacas, mas grandes que las alas posteriores; en reposo están dispuestas levemente a dos aguas. Según Cavichioli (1988) se distinguen cinco venas alares longitudinales y dos que se localizan en el área claval, la vena anal I y II. La vena costal (C) mas la subcostal (Sc), reforzadas, tienen los orígenes en la placa subcostal. La radial (R) y la sector (S) tienen origen en la placa mediana y, según Hamilton (1972) la radial esta atrofiada. La vena denominada “sector” se ramifica en la región mediana. La vena mediana (M), que también se origina en la placa mediana, en el cuarto basal se funde con la cubital (Cu), que tiene origen en la placa cubital, recorriendo juntas una pequeña distancia para luego separarse en el tercio basal. Todas las venas (menos las anales) sufren ramificaciones en el tercio basal, formando un reticulado que abarca toda la porción posterior. Por debajo de la cubital corren fusionadas, a lo largo de todo el tegmen la vena plical mas la empusal (P + E). En el área claval, corren longitudinalmente las 2 venas anales, AI y AII. El borde libre de la región anal se encuentra doblado hacia dentro, formando un retináculo donde se ancla el frénulo (f) de las alas posteriores. Estas dos formaciones constituyen el mecanismo de acoplamiento de las alas en el momento del vuelo (Figura I.5).

Alas posteriores: membranosas. Vena costal y subcostal fusionadas formando el margen costal o margen anterior, en donde se distingue, en el tercio basal, una región triangular

denominada lóbulo hamulífero (con 3 a 5 hámulos) (l.h), y en el tercio apical, un pliegue triangular, denominado frénulo (f). La vena radial esta atrofiada y la sector se ramifica en la región media del ala, formando dos ramas: la rama S_1+S_2 y la rama S_3+S_4 , encerrando la primera celda apical (I c.ap.). La mediana también se bifurca formando dos ramas, aproximadamente a la misma altura, la rama M_1+M_2 que junto con la rama S_3+S_4 forman la segunda celda apical (II c.ap.), y la rama se fusiona con la vena cubital en la región mediana del ala, formando la tercera celda apical (III c.ap.). La vena Cubital no se ramifica y forma con la rama M_3+M_4 la cuarta celda apical (IV c. cub.). Las venas anales, Anal I y Anal II tienen su origen en el tercer esclerito axilar; debajo de la segunda anal, donde se dobla el lóbulo jugal, hay un pliegue llamado sutura jugal (s. jg). La vena Plical y Empusal están fusionadas desde su origen, en la placa cubital, y juntas forman la sutura claval. Por debajo se encuentra el lóbulo jugal (l. jg), no presenta venas, es redondeado y de contorno semicircular.

La coloración de las tegminas y las características en la nerviación alar; así como el nivel de engrosamiento o no de la vena cubital en la base del ala, son elementos de valor taxonómico para diferenciar los géneros dentro de esta familia.

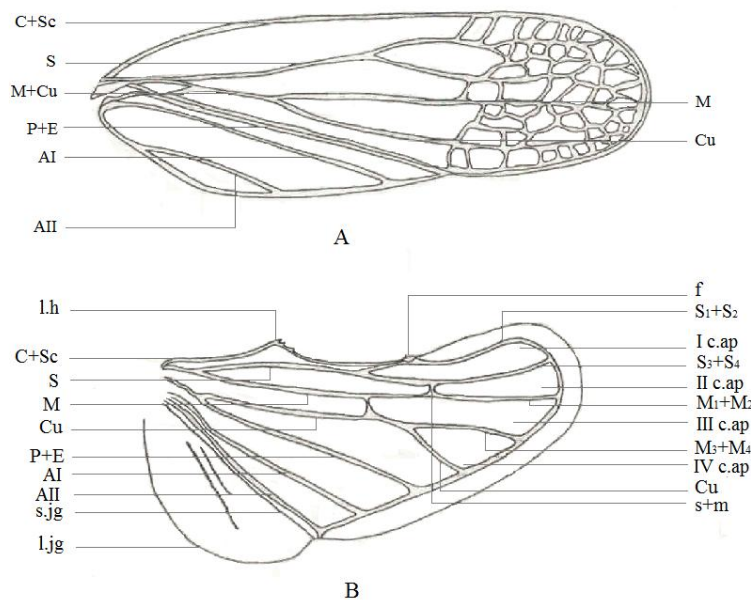


Figura I.5. Alas de Cercopidae. A) ala anterior; B) ala posterior. (AI: anal I; AII: anal II; c.ap: celda apical; C: costal; Cu: cubital; E: empusal; f: frenulo; l.h: lóbulo hamulífero; l.jg: lóbulo jugal; M: media; P: plical; S: sector; s.jg: sutura jugal) (Adaptado de Cavichioli, 1988).

Patas

Los tres pares de patas son semejantes entre sí. Las metatorácicas, son más largas y adaptadas al salto. Se diferencian los siguientes podómeros: coxa, trocánter, fémur, tibia y tarso (Figura I.6).

La tibia es cilíndrica, aproximadamente recta, semejante al fémur. La del tercer par es dos veces más largo que el fémur y presenta una o dos espinas laterales (una basal y otra apical) y una corona de espinas apicales que pueden variar entre 9 y 15, ubicadas en una o dos hileras.

Los tarsos son trímeros, terminando en un pulvilo y dos uñas o garras tarsales. En el tercer par, tanto el tarsito basal o metabasitarso, como el tarsito mediano, metatarsómero II, poseen espinas apicales de número variado.

Fennah (1968) destacó el valor taxonómico de las espinas, tanto las laterales y apicales metatibiales como las apicales del metabasitarso, para diferenciar géneros y especies neotropicales.

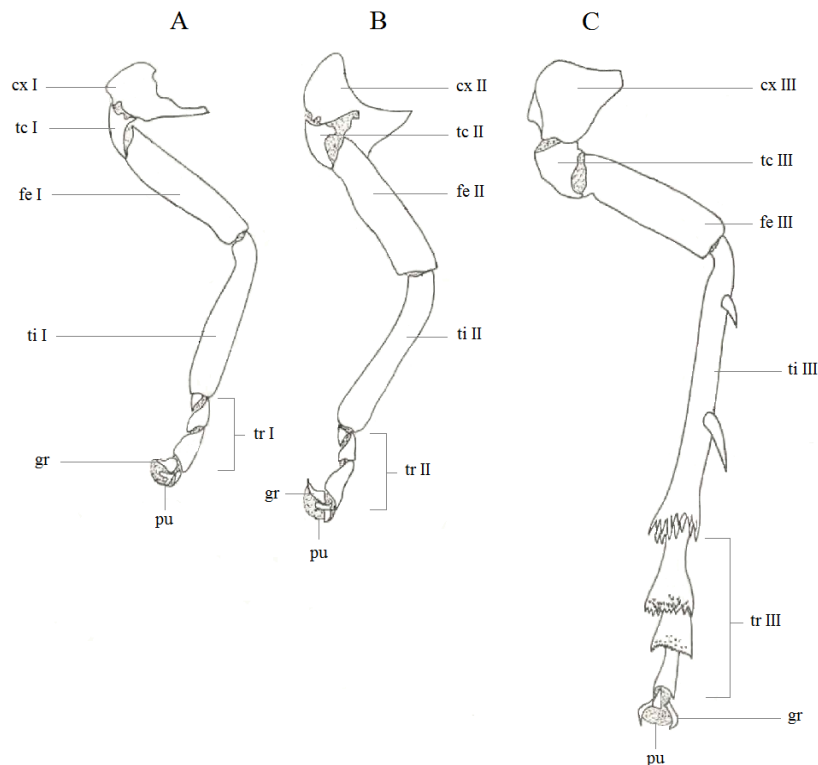


Figura I.6. Patas de Cercopidae. A) pata I; B) pata II; C) pata III. (cx: coxa; gr: garra o uña; fe: fémur; pu: pulvilo; tc: trocánter; ti: tibia; tr: tarso) (Adaptado de Cavichioli, 1988).

Abdomen

El abdomen, como en los demás auquenorrincos, está formado por 11 segmentos, los ocho primeros (segmentos pregenitales) seguidos de los segmentos genitales. Los segmentos 10 y 11 (segmentos anales) están reducidos y modificados, y juntos forman el tubo anal (t.a.) (Figura I.7).

Tanto en el macho como en la hembra los primeros dos segmentos están muy reducidos. Del tercer al octavo segmento, con excepción del octavo en las hembras, son muy similares, variando apenas en tamaño. Se diferencian tres regiones por segmento: tergo, pleura y esterno (Figura I.7). El tergo ocupa toda la región dorsal y lateral, en tanto las pleuras se disponen ventralmente junto con el esterno. En el primer segmento abdominal, en donde se dispone el órgano acústico, el tergo está ligeramente modificado, reducido y parcialmente esclerotizado. Las pleuras se presentan reducidas, membranosas, situadas junto al borde lateral del tergo, caracterizadas por la presencia de los espiráculos tercero al octavo que se abren en posición ventral, entre el esterno y la pleura (Figura I.7.A.B). En las hembras el octavo esterno está modificado formando parte del ovipositor y el noveno modificado formando parte de la cápsula genital al igual que en los machos.

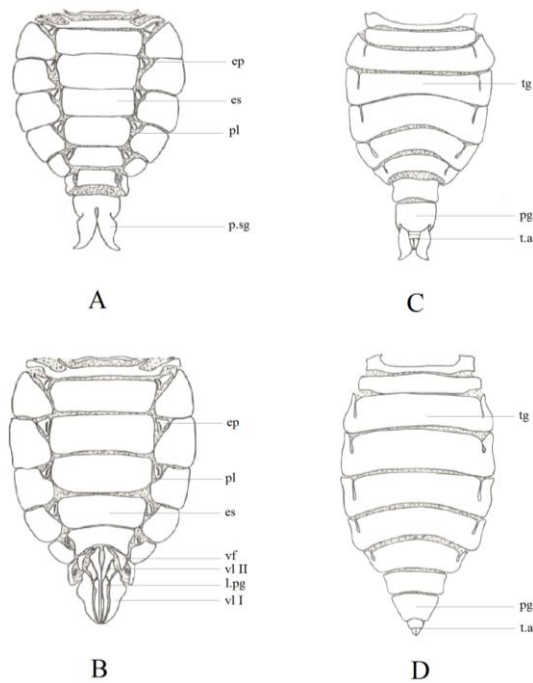


Figura I.7. Abdomen de Cercopidae, vista ventral A) macho; B) hembra, en vista dorsal C) macho y D) hembra. (ep: espiráculo; es: esterno; l.pg: lóbulo del pigóforo; pl: pleura; pg: pigóforo; t.a: tubo anal; tg: tergo; vf: valvifer; vl: valva) (Adaptado de Cavichioli, 1988).

Genitalia del macho (Figura I.8): La cápsula genital está formada por el tergo del segmento nueve, pigóforo (pg), pudiendo llevar procesos o lóbulos laterales, ventralmente cerrada por un par de proyecciones, las placas subgenitales (p.sg), pares, conectadas al pigóforo por su base, que funcionan como protección del edeago y como órgano de sujeción de la hembra durante la cópula. La forma, presencia o no de espinas y grado de fusión entre ellas es variado. La genitalia interna se compone de un par de parámetros o estilos (p) asociados estrechamente a un conectivo, que está fijado a la base del edeago (ae). Los parámetros son, esencialmente, estructuras de prensión durante la cópula. La parte distal de los parámetros puede estar modificada de diversos modos. El edeago (órgano intromitente o pene) está típicamente compuesto de un preatrío y un tallo en donde, apicalmente se abre el falotrema. Puede haber distintos tipos de procesos, espinas y dientes sobre el edeago, así como también la posición y forma del falotrema muestra variación en los diferentes grupos.

Genitalia de la hembra (Figura I.8): el esternito siete está modificado formando la placa subgenital. El ovipositor, de posición ventro-caudal, consiste en tres pares de valvas, dispuestas en forma de V, perfectamente encajadas entre sí, formando una estructura tubular por donde se desplazan los huevos (Sakakibara, 1972). Las gonapófisis o valvas del segmento VIII (vl I) son anchas en la base, elongadas y afinadas hacia el extremo con el ápice puntiagudo; con uno o dos proyecciones, pares, en forma de lóbulos en el ángulo interno de la base. Cada valva articula en la base con una placa rectangular denominada valvífera. El segundo par de valvas, gonapófisis IX (vl II), forma la mitad superior del ovipositor, semejante en su estructura y de posición paralela al primer par de valvas, con los bordes dorsales aserrados; articula en su base con el segundo par de placas valvíferas y dorsalmente a la base con los lóbulos del pigóforo, formando juntos, la cápsula genital (c.g.). El tercer par de valvas, gonoplaca IX (vl III), son mucho más anchas y cubren en posición de reposo a las valvas I y II; están articuladas a la parte posterior del valvifer II y antero-lateralmente a las valvas II.

La conformación del pigóforo, ya sea con uno o dos lóbulos laterales; la forma, tamaño y ornamentaciones, tanto de las placas subgenitales, parámetros y edeago son los elementos de valor taxonómico más importantes a la hora de diferenciar los géneros y las especies dentro de esta familia.

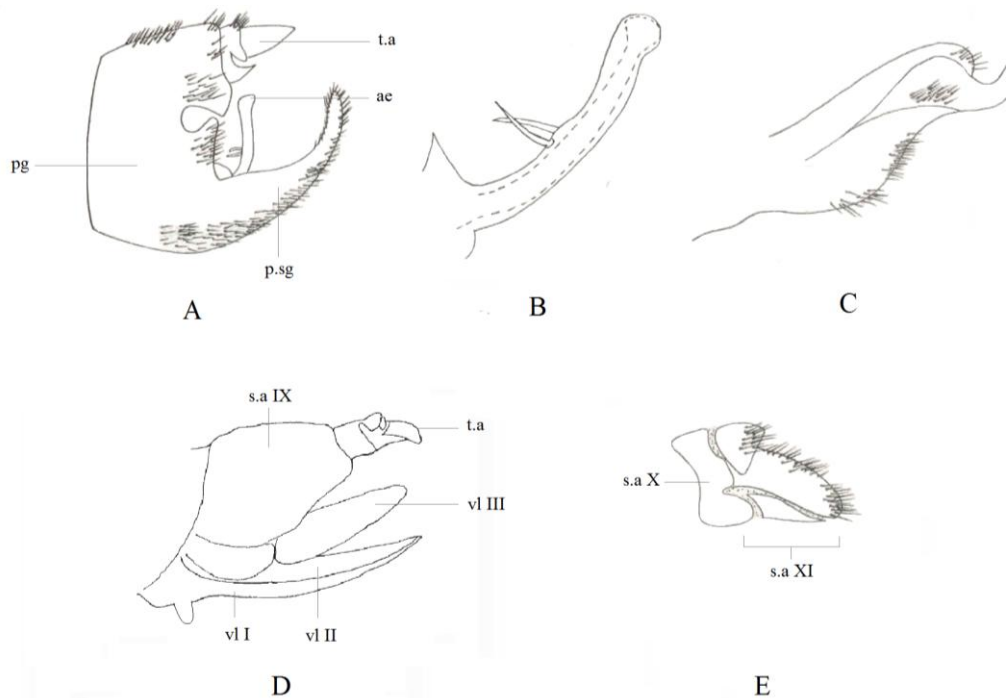


Figura 1.8. Genitalia de Cercopidae. A) genitalia del macho; B) edeago; C) parámetro; D) genitalia de la hembra; E) tubo anal. (ae: edeago; pg: pigóforo; p.sg: placa subgenitales; ta: tubo anal; s.a: segmento abdominal; vl: valva) (Adaptado de Cavichioli, 1988 y Carvalho & Webb, 2005).

Distribución geográfica

La familia Cercopidae representa hoy un grupo de insectos muy diverso en el Neotrópico, siendo la familia de Cercopoidea con mayor diversidad de especies. Aproximadamente el 70 % de las especies descritas son tropicales (Adis & Schubert, 1984).

En América está ampliamente distribuida desde el sur de EEUU hasta el centro-norte de Argentina, desde llanuras hasta los 3000 msnm. (Goldani & Carvalho, 2003). Esta familia incluye dos subfamilias: Cercopinae y Tomaspidinae, esta última distribuída sólo en el continente americano (Fennah, 1968).

Clasificación

Fennah (1968) agrupó a las especies de Cercopidae de acuerdo a las estructuras de la genitalia de los machos y hembras, concluyendo que los taxa representados en América mostraban más similitudes entre sí que con las formas europeas. Sobre esta base propuso agruparlos en dos subfamilias:

- Cercopinae (con representantes en Europa, Asia y Africa): Post-tibia generalmente con una espina lateral. Placas subgenitales, completamente o parcialmente, separadas del pigóforo por un surco, o bien completamente por un surco transversal o por un surco oblicuo hacia cada lado. Primera valva del ovipositor, con proceso basal.
- Tomaspidinae (con representantes en el continente americano): Post-tibia generalmente con dos espinas laterales. Fusión completa de las placas subgenitales al pigóforo. Primera valva del ovipositor con o sin procesos basales (1 o 2).

Sin embargo, Schmidt en 1920 para esta última subfamilia utilizó el nombre *Ischnorhininae* (=Tomaspidinae). Posteriormente, Lallemand (1949) dividió a la familia Cercopidae en 14 tribus, de las cuales sólo cuatro: Cercopini, Hyboscartini, Ichnorhinini y Tomaspidini poseen especies representadas en América, siendo Tomaspidini exclusiva de esta región Neotropical. Carvalho & Webb (2005) optan por utilizar el nombre *Ischnorhininae* propuesto por Schmidt para la subfamilia (principio de prioridad del ICZN) y no utilizan la clasificación de las tribus debido a la ausencia de estudios filogenéticos que sustenten y esclarezcan las relaciones evolutivas del grupo. Por otro lado estos autores revelaron imprecisiones en la contribución de Fennah (1968) particularmente en la interpretación de los caracteres utilizados.

En Argentina, tanto los estudios sistemáticos como los taxonómicos de la subfamilia Cercopidae son escasos. La mayoría de las especies descritas desde América del Sur y Central datan de fines del siglo XIX y principios del XX, con descripciones muy pobres y gran número de ejemplares tipo depositados en museos europeos.

El estudio más importante sobre la fauna argentina fue realizado por Berg en 1879, en donde describe por primera vez nueve especies de Cercopidae de la fauna argentina, incluidas todas en el género *Tomaspis*. Posteriormente, Delétang en 1917 publica un listado sistemático de especies de Cercopidae; clasificó 12 especies en cinco géneros, cuatro de los cuales: *Clastoptera*, *Ptyelus*, *Cephisus* y *Kanaima*, son monoespecíficos, mientras que ocho especies pertenecían al género *Tomaspis*. Box (1929), basándose en el trabajo de Delétang, aporta nuevos datos de distribución geográfica y plantas hospedadoras, realizando un informe sobre tres especies del género *Tomaspis*: *T. entreriana* Berg, *T. knoblauchii* Distant y *T. australis* Distant. Carvalho & Webb en su libro "*Cercopid Spittle Bugs of the New World (Hemiptera, Auchenorrhyncha, Cercopidae)*" publicado en 2005, aporta un nuevo listado de especies, una de las obras más importantes a nivel mundial y regional.

Los escasos conocimientos de la fauna de Cercopidae en la Argentina, sumado a su reconocida importancia debido a que representan un importante componente de biodiversidad forestal y son los mayores limitantes bióticos para la producción de pastos forrajeros, leche y carne en el Neotrópico (Valério & Nakano, 1988), crean la necesidad de aumentar el conocimiento acerca de la diversidad de esta familia. Con la finalidad de abordar el estudio taxonómico de Cercopidae, particularmente de aquellas especies asociadas a ambientes naturales y agrosistemas, se plantea en el presente capítulo: 1) presentar una lista actualizada de las tribus, géneros y especies representados en la Argentina; 2) aportar para cada uno de los taxa representados en el agrosistema objeto de estudio, incluyendo redescriptiones, información referida a la distribución geográfica, plantas hospedadoras, así como toda información que se considere relevante.

MATERIALES Y MÉTODOS.

Material estudiado.

Para la realización de este trabajo fueron estudiados 3762 ejemplares, 2368 machos y 1394 hembras, provenientes de diferentes ambientes naturales y diversas áreas agrícolas de Argentina colectados por el doctorando, así como de proyectos afines; y aquellos depositados en diversas colecciones entomológicas del país como: Museo de La Plata, La Plata, Buenos Aires; Museo de Ciencias Naturales “Bernardino Rivadavia”, Capital Federal, Buenos Aires e Instituto Fundación Miguel Lillo, San miguel de Tucumán. Para la identificación de la familia y géneros fueron utilizadas las claves propuestas por Fennah (1953, 1968, 1985). En el caso de *Deois* (*Deois*) *correntina* (Berg, 1879), *D. (D.) knoblauchii* (Berg, 1879), *D. (D.) terrea* (Berg, 1879) y *Notozulia entreriana* (Berg, 1879) la identificación fue realizada a través de la comparación con el material tipo depositado en el Museo de La Plata, las otras especies fueron identificadas sobre la base de descripciones originales y de toda información complementaria realizada por los especialistas. A continuación se realizaron las descripciones y redescrpciones de aquellas especies cuya diagnosis original es incompleta, remarcando los caracteres de valor taxonómico; las diagnosis originales, de cada taxa, fueron reproducidas en bastardilla e indicadas entre comillas.

Técnicas de captura a campo y de registro de plantas hospederas.

Los adultos fueron colectados, en parcelas con distintas poáceas nativas y cultivadas en ambientes agro-ganaderos de Argentina, empleando redes entomológicas de arrastre o de forma manual (aspirador) y conservados en alcohol 70%. Posteriormente fueron acondicionados para su procesamiento en el laboratorio. El material fue recolectado entre los años 2012 y 2015 en las provincias de: Jujuy, Formosa, Salta, Catamarca, Tucumán, Santiago del Estero, Corrientes, Córdoba y Buenos aires. Las recolecciones se realizaron en distintas épocas del año, a fin de obtener información sobre la presencia y abundancia estacional de las diferentes especies de cercópodos.

Especial atención se prestó a las plantas hospederas y el grado de asociación de los cercópodos (alimentación, oviposición, refugio, entre otros) y toda información que fue considerada relevante. Para ello se colectaron diferentes pasturas conteniendo masas de espuma con ninfas en su interior en diferentes regiones como Yunga, Chaco y el ecotono entre

ambas regiones en Tucumán, Salta y Jujuy (un área localizada entre 22°53' y 26°52'S; y 63°50' y 65°21'W). Una vez colectadas las plantas, fueron trasladadas al laboratorio y mantenidas en condiciones óptimas hasta la emergencia de los adultos. Estos fueron preservados en alcohol etílico al 70% para su posterior identificación. Para definir el grado de asociación insecto-planta se utilizaron los conceptos definidos por Burckhardt *et al.* (2014) en donde definió: *Hospedador de cría*: como planta en la que una especie completa todo su ciclo de vida, de inmaduro a adulto; *hospedador de refugio*: planta en la que una especie pasa el invierno, y sobre la cual pueden alimentarse; *hospedador de alimentación*: planta en la que una especie se alimentan, pero no se reproducen y no pasan un período extendido de tiempo (por ejemplo, diapausa o temporada de invierno); y *hospedador casual*: planta en la que una especie se posa activa o pasivamente, y en la que los adultos pueden sondear la planta pero no alimentarse.

Preparación de los insectos

Los materiales fueron preservados siguiendo las técnicas estándares; los cercópodos fueron conservados en alcohol 70% o en seco sobre microtarjetas sujetas por alfileres entomológicos, así como también en camas de algodón, con la información correspondiente a identidad, localización geográfica, autor, fecha y hospedero. Para el estudio de las estructuras de valor diagnóstico del abdomen, se disecó esa región y sumergió en (OH) K al 5% en frío por 24hs; una vez examinado el material fue conservado en un microtubo de vidrio con una gota de glicerina que se adjuntó al ejemplar fijado al alfiler.

El material recolectado en campo fue mantenido en cámaras refrigeradas hasta su traslado al laboratorio donde fueron fijadas adecuadamente. Para el análisis de caracteres de valor taxonómico se utilizó microscopio estereoscópico y óptico. Estos caracteres fueron registrados a través de ilustraciones y fotografías obtenidas a partir de una cámara digital RRID 18 HD adaptada al material óptico.

Los materiales estudiados serán depositados en las Colecciones Entomológicas del MLP e IFML.

Distribución geográfica

Los mapas de distribución geográfica fueron confeccionados usando el programa Diva-Gis. En cada mapa, los puntos corresponden a los países, provincias y/o localidades que están explicitados en los apartados de distribución y materiales examinados de cada una de las especies tratadas.

Acrónimos

Se detallan a continuación las instituciones que fueron nombradas a lo largo del texto con sus abreviaciones:

BMNH: The Natural History Museum, London, U.K.

DZUP: Departamento de Zoología, Universidad Federal do Paraná, Curitiba, Brasil.

HMUG: Hunterian Museum and Art Gallery, Glasgow University, Scotland, U.K.

IFML: Instituto Fundación Miguel Lillo, San Miguel de Tucumán, Argentina.

MACN: Museo Argentino de Ciencias Naturales “Bernardino Rivadavia”, Buenos Aires, Argentina.

MMBC: Moravian Museum, Brno-Slatina, Czech Republic.

MLP: Museo de La Plata, La Plata, Argentina.

MTD: Museum für Tierkunde, Dresden, Germany.

RESULTADOS

Hasta el presente sólo una tribu, 6 géneros y 10 especies eran conocidos de la Argentina (Berg, 1879; Box, 1929; Carvalho & Webb, 2005; Paladini & Carvalho, 2013). A continuación, se construye un listado de los taxa representados, incluyendo los que fueron estudiados en el presente estudio, los cuales se destacan con asterisco (*) y los primeros registros del país (**).

Subfamilia Ichnorhininae Schmidt, 1920.

- **Tribu Ischnorhinini** ** (Postclípeo fuertemente comprimido, con los lados casi completamente aplanados; con un reborde oblicuo, bordeado por arriba por un surco, que se extiende desde el ángulo inferior de la cara lateral del postclípeo hacia las placas mandibulares).

Género **Neosphenorhina** Distant, 1909.**

Neosphenorhina curvipenis (Walker).**

- **Tribu Tomaspidini** (Postclípeo no comprimido lateralmente, sin un reborde oblicuo).

Género **Deois** Fennah, 1949.

- Subgénero *Acanthodeois* Sakakibara, 1979.

Deois (Acanthodeois) incompleta (Walker).

- Subgénero **Deois** Fennah, 1949.

Deois (Deois) correntina (Berg).*

Deois (Deois) knoblauchii (Berg).*

Deois (Deois) morialis (China & Myers).

Deois (Deois) mourei Cavichioli & Sakakibara.**

Deois (Deois) terrea (Germar).*

- Subgénero **Pandysia** Fennah, 1953.

Deois (Pandysia) schach (Fabricius).*

Género **Isozulia** Fennah, 1953.

Isozulia christenseni christenseni (Lallemand).*

Isozulia christenseni jujuyana Fennah.*

Género **Kanaima** Distant, 1909.

Kanaima fluvialis (Lallemand).*

Kanaima katzensteinii (Berg).

Género **Mahanarva** Distant, 1909.

- Subgénero **Ipiranga** Fennah 1968.

Mahanarva (Ipiranga) aguirrei (Berg).

Mahanarva (Ipiranga) integra (Walker).**

- Subgénero **Mahanarva** Distant, 1909.

Mahanarva (Mahanarva) liturata (Le Peletier & Serville).

Mahanarva (Mahanarva) paraguayana (Lallemand).**

Mahanarva (Mahanarva) quadripunctata (Walker).**

Mahanarva (Mahanarva) rubripennis (Schmidt).

Mahanarva (Mahanarva) rubropicta (Melichar).**

Mahanarva (Mahanarva) tristis (Metcalf).

Género **Monecphora** Amyot & Serville, 1843.

Monecphora cingulata Walker.*

Género **Notozulia** Fennah, 1968.

Notozulia entreriana (Berg)*.

Género **Sphenorhina** Amyot & Serville, 1843.

Sphenorhina phalerata (Jacobi)*.

Sphenorhina plata Paladini & Carvalho.*

Especies estudiadas.

Tribu Ischnorhinini

Neosphenorhina Distant, 1909.

Neosphenorhina Distant, 1909: 205

Especie tipo: *Sphenorhina ocellata* Walker, 1851; por designación original.

Características diagnósticas más importantes del género:

Estructura general de los adultos: Vértex, entre los ojos, aproximadamente tan largo como ancho, anguloso anteriormente con una carena media longitudinal. Postclípeo fuertemente comprimido con una carena longitudinal pronunciada. Rostro apenas pasando las

mesocoxas. Pronoto un poco más largo que ancho, con el margen anterior recto y los márgenes antero-laterales cóncavos. Tegmen largo y estrecho, apenas más de tres veces tan largo como el ancho. Ala con la vena Cu levemente o no engrosada en la base. Metatibia con dos espinas laterales, la proximal inconspicua y la basal muy desarrollada. Metabasarso con 9-14 espinas apicales.

Observaciones: Distant (1909) describe este género resaltando que la estructura del pronoto, vértex y tegmina son los caracteres diagnósticos, sin aportar descripción de la genitalia. Actualmente el género cuenta con cinco especies.

Distribucion geográfica: Neotropical. COLOMBIA, VENEZUELA, BRASIL (Walker, 1851; Metcalf, 1961) y ahora ARGENTINA.

Neosphenorhina curvipenis Carvalho & Webb, 2004.

Neosphenorhina curvipenis Carvalho & Webb, 2004: 384.

Holotipo 1♂, Paratipos 1♂ y 1♀, (BMNH); Paratipo ♂, (DZUP). Localidad tipo: Brasil.

Diagnosis

Coloración general: Roja. “Antenas, rostro, articulaciones de las patas y tarsos oscurecidos. Ojos verdosos con manchas negras. Tegmen marrón verdoso, con una mancha apical roja rodeada completamente por un aro negro. Edeago fuertemente curvado dorsalmente, hacia la parte anterior, ápice engrosado con dos procesos laminares laterales, cada uno con una pequeña espina oscurecida” (Carvalho & Webb, 2004).

Descripción complementaria:

Postclípeo fuertemente comprimido lateralmente, de perfil convexo, muy angulado con una carena protuberante y surcos laterales bien marcados. Escapo antenal de forma cónica. Rostro apenas alcanzando las mesocoxas. Ala con la vena Cu no engrosada. Metatibia con 10-11

espinas apicales ubicadas en doble hileras. Metabasitarso con nueve espinas apicales en una sola hilera.

Genitalia del macho: Pigóforo con un proceso lateral triangular, prolongado posteriormente. Placa subgenital corta, recta y con el ápice redondeado, los bordes internos de ambas placas subgenitales bien separadas entre sí desde la base. Páramero robusto, con el proceso dorsal fuertemente desarrollado; el ápice prolongado y ensanchado, con una espina dorsal oscurecida y dirigida hacia adelante (Figura I.9; I.10).

Genitalia de la hembra: Primer par de valvas con un par de procesos basales muy desarrollados.



Figura I.9. *Neosphenorhina curvipenis*, vista lateral. (Barra= 1mm).

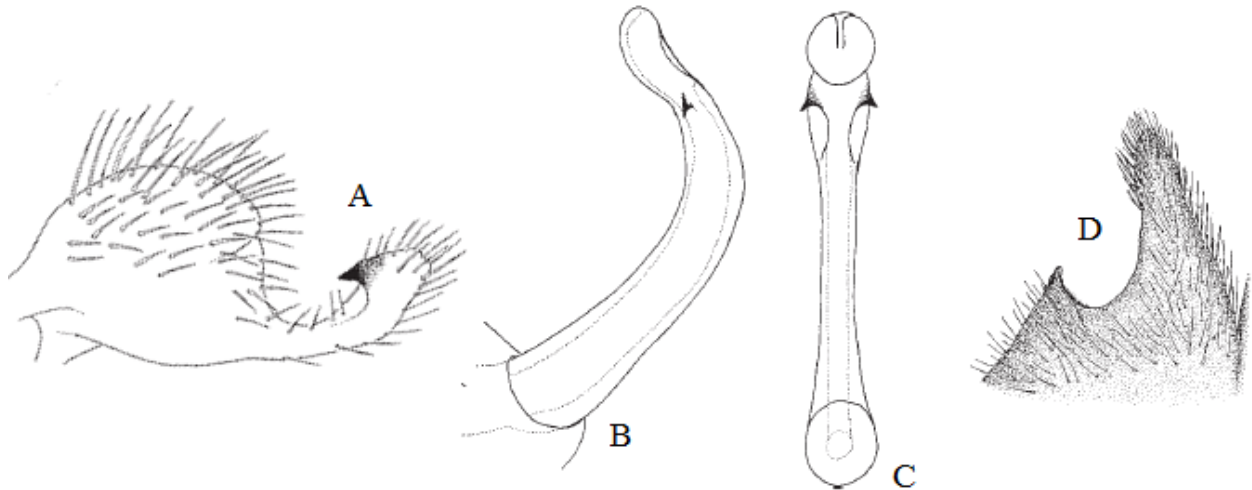


Figura 1.10. *Neosphenorhina curvipenis*: estructuras de la genitalia masculina. A) parámetros; B) edeago, en vista lateral; C) edeago en vista anterior; D) placa subgenital (Adaptado de Carvalho & Webb, 2005).

Observaciones: Esta especie es muy similar a *N. ocellata* Walker, ya que poseen el mismo patrón de coloración de las tegmina, pero en *N. curvipenis* el edeago es más robusto, con el eje fuerte y regularmente curvado desde la base hasta el ápice; *N. ocellata* es de porte más pequeña y carece de los procesos laminares laterales del edeago (Carvalho y Webb, 2004).

Esta especie fue descrita únicamente a partir de rasgos de coloración y características del edeago. Por ello la presente redescrición responde a la necesidad de describir otros rasgos que resultaron ser diagnósticos para la identificación de esta especie, así como redescibir la genitalia del macho y adicionar caracteres de la genitalia de la hembra.

Material estudiado:

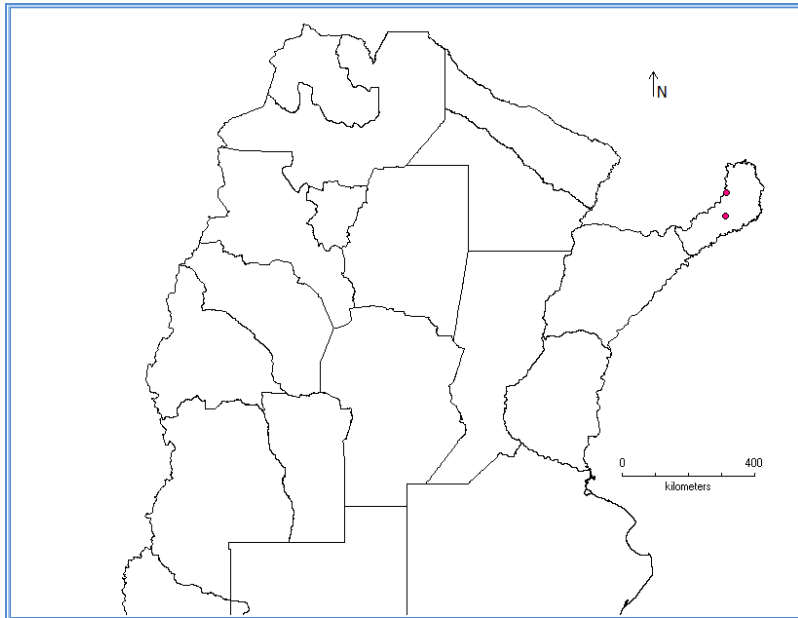
Material depositado en la colección del IFML: MISIONES: 1♂2♀, Dos de Mayo (27°2'10,42"S 54°40'32,42"O, 507 m.s.n.m.), ?/11/1969, Weyrauch-Foerster col.; 1♂2♀, El Dorado (26°23'58,79"S 54°37'36,13"O, 252 m.s.n.m.), 04/11/1969, Foerster col.

Importancia económica: Desconocida.

Plantas hospedadoras: Desconocidas.

Distribución geográfica: BRASIL: Santa Catarina, Corupá, São Paulo (Carvalho y Webb, 2004) y ahora ARGENTINA. Los seis ejemplares estudiados permitieron mencionar, a esta especie, por primera vez de la Argentina.

Mapa de distribución:



Tribu Tomaspidini.

***Deois* Fennah, 1949.**

Deois Fennah, 1949: 607.

Especie tipo: *Cercopis terrea* Germar, 1821; por designación original.

Características diagnósticas más importantes del género:

Estructura general de los adultos: Cabeza en vista superior rectangular. Clípeo, en vista anterior, ovoide y, de perfil, redondeado, moderadamente inflado y no comprimido lateralmente; carena media poco pronunciada. Antena con el corpúsculo basal del flagelo

pequeño, sub-globular, arista corta, implantadas inferiormente, en el mismo plano del estilo. Ocelos localizados en una elevación común. Tegmen opaco, reticulado distalmente. Ala posterior con la vena Cu abruptamente engrosada en la base. Fémur posterior con una espina corta en el lado interno del margen apical. Metatibia con dos espinas laterales, la basal de menor tamaño, y con 11 a 14 espinas apicales dispuestas en dos filas irregulares.

Genitalia del macho: Pigóforo, normalmente, con dos espinas laterales dirigidas posteriormente, en general la inferior más desarrollada. Placa subgenital bipartita, comúnmente, cada una bilobada en el ápice. Parámero robusto, ligeramente curvo hacia dentro y la porción distal curva hacia arriba con un diente en la parte apical superior puntiagudo, liso o dentado sobre el borde inferior. Edeago cilíndrico, curvado hacia arriba, generalmente bífido en el ápice, liso, microdenticulado o con proyecciones dorsales pares, falotrema cerca del ápice.

Genitalia de la hembra: Primer par de valvas con un par de procesos basales generalmente bien desarrollados, en forma de cuchara o dedo, con la parte cóncava volteada hacia dentro.

Distribución geográfica: Neotropical. BRASIL y ARGENTINA (Box, 1929; Fennah, 1949).

Importancia económica: *Deois* es considerado, dentro de un complejo de géneros que incluye a *Aeneolamia* Fennah, 1949; *Isozulia*; *Kanaima*; *Mahanarva*; *Maxantonia* Schmidt, 1922; *Notozulia*, *Prosapia* Fennah, 1949; *Sphenorhina*; *Tunaima* Fennah, 1968 y *Zulia* Fennah, 1949, como uno de los principales responsables de los daños económicos y pérdidas de producción en pasturas y cultivos de caña de azúcar a lo largo de América del Sur y Central (Valério & Koller, 1992).

Observaciones: El género *Deois*, creado por Fennah en 1949, fue tratado por el mismo autor en 1953, proponiendo la creación de tres subgéneros: *Deois*, *Orodamniss* y *Pandysia*. Sakakibara (1979) revisando el género, propone sumar dos subgéneros más *Acanthodeois* y *Deois Fennahia*. Ferreira da Costa & Sakakibara (2002) sobre la base de un mayor número de ejemplares y fotografías de algunos tipos depositados en BMNH, observaron que el subgénero *Orodamniss*

posee características peculiares que lo diferencian de los demás, por ello propusieron elevarlo a categoría de género (*Orodamnis* stat. nov).

En la actualidad éste género cuenta con 22 especies descritas en cuatro subgéneros, de las cuales sólo están representadas en la Argentina *D. (A.) incompleta*, *D. (D.) morialis*, *D. (P.) schach* (Metcalf, 1961), *D. (D.) correntina*, *D. (D.) knobluachii*, *D. (D.) terrea* (Berg 1879).

Deois (Deois) correntina (Berg, 1879).

Tomaspis correntina Berg, 1879.

Tomaspis (Tomaspis) correntina: Lallemand, 1912.

Deois (Deois) Correntina: Carvalho & Sakakibara, 1988.

Holotipo ♂, (MLP). Localidad tipo: Corrientes, Argentina.

Diagnosis

Coloración general: “Marrón oscura. Cabeza más oscura. Tegmen con dos bandas blancas amarillentas longitudinales, una a lo largo del margen anterior, desde la base hasta el tercio posterior, y otra sobre el borde posterior”.

“Ocelos más próximos entre sí que de los ojos y más cerca del tilo que del margen posterior de la cabeza. Antena con pedicelo cilíndrico, dos veces más largo que ancho. Postclípeo ovoide, carena media poco pronunciada. Ala con la vena Cu engrosada en la base y luego abruptamente afilada. Metatibia con dos espinas laterales y 13 espinas apicales” (Carvalho & Sakakibara, 1988)

Genitalia del macho: “Pigóforo con dos lóbulos latero-posteriores poco desarrollados. Placas subgenitales bipartidas con las puntas fuertemente divergentes y en sus extremos bilobadas. Páramero elongado, con un diente punteagudo en la parte apical superior, volteado hacia afuera y dirigido posteriormente, elevación dorsal de la base bien desarrollada. Edeago cilíndrico, simple, delgado y fuertemente curvo hacia arriba”.

Genitalia de la hembra: “Primer par de valvas con un par de procesos basales en forma de cuchara, con la parte cóncava hacia adentro” (Figura I.11; I.12).



Figura I.11. *Deois (Deois) correntina*, vista lateral. (Barra= 1mm).

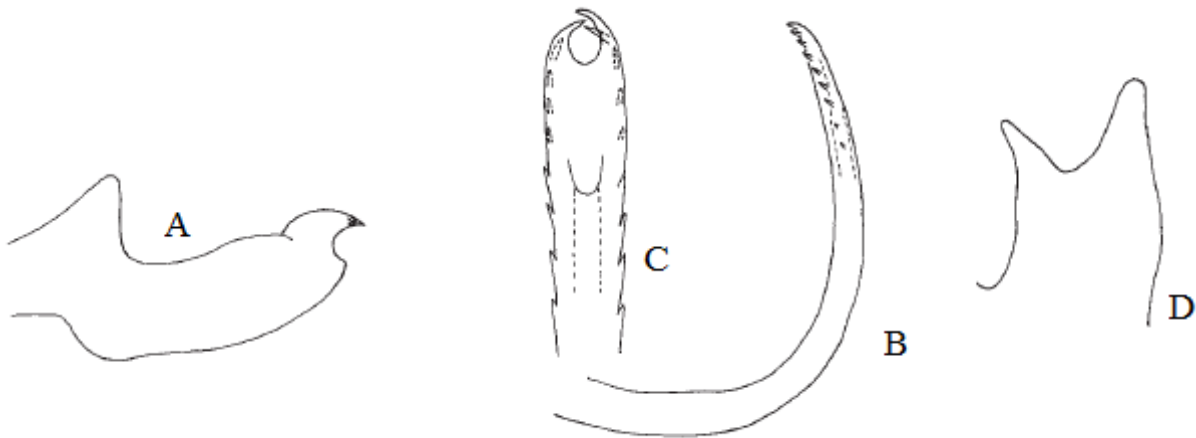


Figura I.12. *Deois (Deois) correntina*: estructuras de la genitalia masculina. A) parámetros; B) edeago, en vista lateral; C) detalle de la porción apical del edeago; D) placa subgenital (Adaptado de Carvalho & Webb, 2005).

Observaciones: Según Costa & Sakakibara (2002), esta especie es muy parecida y fácil de confundir con *Deois mourei*, pero se diferencian por características del edeago y por las dos bandas longitudinales bien definidas sobre el tegmen.

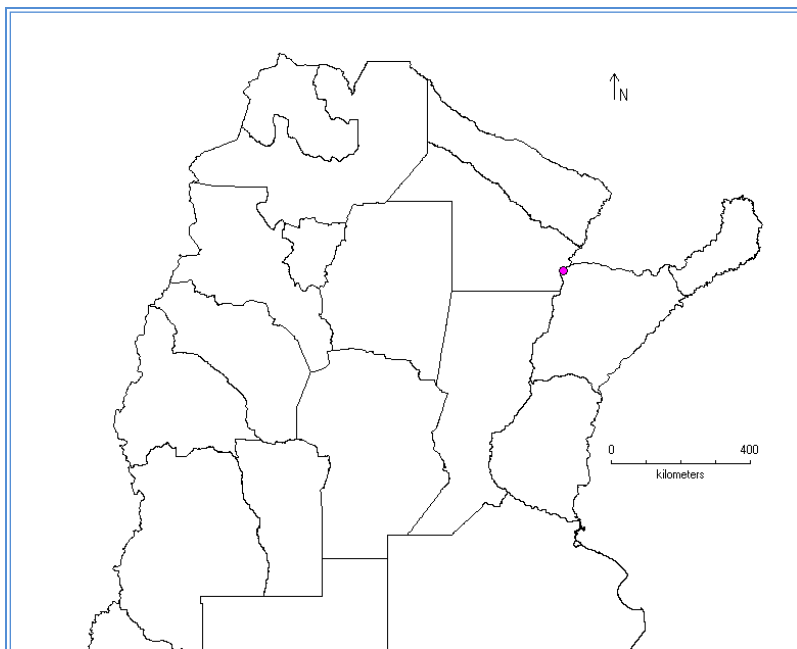
Material estudiado: Argentina: CORRIENTES: Holotipo ♂, Corrientes, 1879, Berg col. (MLP)

Importancia económica: Desconocida.

Plantas hospedadoras: Desconocido.

Distribución geográfica: BRASIL: Río de Janeiro, Brasil (Metcalf, 1961). Mato Grosso (Bodoquena), Río Grande do Sul (Santa Maria). ARGENTINA: Corrientes (Carvalho & Sakakibara, 1988).

Mapa de distribución:



Deois (Deois) knoblauchii (Berg, 1879).

Tomaspis knoblauchii Berg, 1879: 218, 236.

Deois (Pandysia) knoblauchii (Berg, 1879): Fennah, 1953: 357 (**n. comb**).

Deois (Deois) knoblauchii (Berg, 1879): Costa y Sakakibara, 2002: 197 (**n. comb**).

Sintipos 3 ♂, (MLP). Localidad tipo: Argentina.

Diagnosis

Coloración general: *Negra. "Cabeza y pronoto con un ligero brillo verdoso. Borde del lóbulo supra-antenal, escapo, parte del pedicelo y rostro rojo. Tegmen con dos pequeñas manchas rojas sobre el margen anterior, una en el tercio basal y otra en el tercio apical; abdomen y piernas rojas"*.

"Postclípeo ovoide con una carena media bien pronunciada y surcos transversales bien definidos. Tilo sub-cuadrangular, dos veces más ancho que largo. Pedicelo de la antena cilíndrico, flagelo con cuerpo pequeño, sub-globular. Ocelos de diámetro aproximadamente igual a la longitud del pedicelo antenal, más próximos entre sí que a los ojos. Rostro llegando a los trocánteres mesotorácicos. Ala con la vena Cu abruptamente engrosada en la base. Metatibia con dos espinas laterales y con 10 espinas apicales. Metatarso con 8 espinas apicales en el basitarso".

Genitalia del macho: *"Pigóforo con dos dientes latero-posteriores bien desarrollados, sub-iguales. Placas subgenitales bipartidas, cortas, con los márgenes distales fuertemente emarginados, con sus extremos formando dos lóbulos, donde el interno es ligeramente más fino. Páramero robusto, con la parte distal curvada hacia arriba y afuera, y con el ápice volteado en sentido caudal. Edeago cilíndrico, simple, delgado y fuertemente curvado hacia el ápice, con la porción distal bífida"* (Figura I.13; I.14).

Genitalia de la hembra: *"Primer par de valvas del ovipositor con un par de procesos basales bien desarrollados, en forma de cuchara con la parte cóncava hacia adentro, los bordes de cada proceso yuxtapuestos"* (Sakakibara, 1979).



Figura I.13. *Deois (Deois) knoblauchii*, vista lateral. (Barra= 1mm).

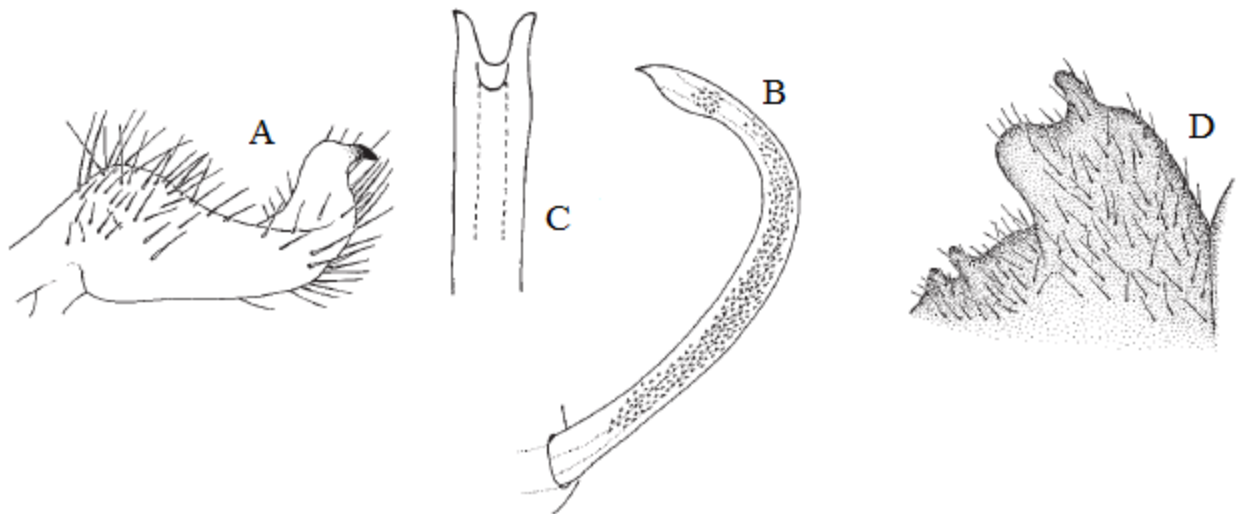


Figura I.14. *Deois (Deois) knoblauchii*: estructuras de la genitalia masculina. A) parámetros; B) edeago, en vista lateral; C) detalle de la porción apical del edeago; D) placa subgenital (Adaptado de Carvalho & Webb, 2005).

Observaciones: Fennah (1953) incorporó a esta especie en el subgénero *Pandysia*, probablemente influenciado por la semejanza externa con *D. schach* Fabricius. Posteriormente, Sakakibara (1979) sigue manteniendo esta posición. Ferreira da Costa & Sakakibara (2002) examinando la genitalia del macho, incluyen a *D. knoblauchii* al subgénero *Deois*, destacando

como carácter diagnóstico la conformación bilobada de la parte distal de las placas subgenitales, con dos dientes en los márgenes latero-posteriores y el edeago bifido distalmente.

Material estudiado:

Material colectado: JUJUY: 1♂2♀, Fraile Pintado (23°56'56,00''S 64°48'08,93''O, 465 m.s.n.m.), 12/02/2014. SALTA: 2♂8♀, Pichanal (23°17'21,1''S 64°13'57,4''O, 290 m.s.n.m.), 12/03/2014; 1♀, Lumbraera (25°09'26,3''S 64°99'13,1''O, 881 m.s.n.m.), 12/03/2014; 1♂, Cabeza de Anta (24°55'96,3''S 64°28'00,4''W, 704 m.s.n.m.), 12/03/2014. TUCUMÁN: 1♂1♀, La Cocha (27°48'17,84''S 65°35'04,69''O, 812 m.s.n.m.), 07/05/2014; 11♂1♀, Alberdi (27°35'55,93''S 65°37'42,59''O, 398 m.s.n.m.), 07/05/2014; 4♂, Cañete (Depto. Burruyacu) (26°53'06,72''S 64°51'57,75''E, 427 m.s.n.m.), 26/01/2007; 1♂, Leales (INTA), 20/12/2013; 3♂1♀, Choromoro (26°24'19,09''S; 65°18'24,19''O, 721 m.s.n.m.), 04/12/2013; 8♂6♀, Cadillal, 03/12/2012; 1♂1♀, ruta provincial 307 (Estación Aforos) (27°05'58,6''S 65°38'16,5''O, 623 m.s.n.m.), 10/12/2012; 1♂, San Miguel de Tucumán (26°47'48,50''S 65°18'37,31''O, 592 m.s.n.m.), 06/02/2013; 1♂1♀, El Manantial (26°50'46,95''S 65°17'00,87''O, 437 m.s.n.m.), 07/02/2013; 1♀, San Pedro de Colalao, 04/12/2013. CATAMARCA: 1♂, Alijilán (28°08'57,00''S 65°29'17,04''O, 530 m.s.n.m.), 07/05/2014; 1♀, Villa Callante, 16/10/2013.

Material aportado por otros colectores: CORRIENTES: 1♀, Riachuelo (27°34'28,5''S 58°44'26,1''O, 53 m.s.n.m.), 29-31/10/2014, Virla col. CORDOBA: 2♂1♀, Jesús María (30°58'35,32''S 65°05'45''O, 535 m.s.n.m.), 11/12/2014, Virla col.; 2♂, Alpa Corral (32°41'28,49''S 64°43'28,77''O, 862 m.s.n.m.), 03/04/2015, Virla col.

Material depositado en la colección del MLP: 3 Sintipos ♂, Catamarca y Tucumán, Berg col., 1879. JUJUY: 1♂, Chalicán (24°04'24,73''S 64°48'21,21''O, 443 m.s.n.m.), 29/01/1958, Torres-Ferreyra col.; 2♂3♀, Dique la Ciénaga (24°25'34,39''S 65°16'31,33''O, 1253 m.s.n.m.), 30/01/1958, Torres-Ferreyra col.; 2♂, Manantiales (24°32'05''S 64°58'38''O, 664 m.s.n.m.), 03/11/1958, Torres-Ferreyra col. FORMOSA: 2♂, Clorinda-Pilcomayo (25°17'32,00''S 57°41'55,54''O, 61 m.s.n.m.), 30/10/1948, Zunini col.; 2♂, Laguna Oca (26°14'20,89''S 58°11'59,32''S, 58 m.s.n.m.), 19/07/1938, Denien col. MISIONES: 1♂, Iguazú (25°35'49,48''S 54°34'33,90''O, 169 m.s.n.m.), ?/11/1944, Biraben col; 1♀, San Ignacio (27°15'29,13''S 55°32'07,30''O, 153 m.s.n.m.), 08/03/1944, Biraben

col. SALTA: 10♂, Metan (25°29'39,35"S 64°58'23,61"O, 863 m.s.n.m.), 1938, Kohler col.; 2♂, Miraflores (26°06'13,26"S 65°25'48,45"O, 921 m.s.n.m.), ?/03/1998, Kohler; 2♂1♀, Salta (24°47'05,82"S 65°23'29,33"O, 1345 m.s.n.m.), ?/02/1936, Bazan col. CHACO: 1♂1♀, El Zapallar (26°56'63,00"S 59°35'11,00"O, 77 m.s.n.m.), 10/11/1942, Biraben-Bezzi col.; 2♂, El Zapallar-Estancia Anello Caminoa, 10-15/03/1959, Biraben col.; 2♂3♀ Salinas. TUCUMÁN: 10♂1♀, s/fecha y col.; 1♂, Río Cochuna (27°20'32,94"S 65°51'20,8"O, 970 m.s.n.m.), 18/03/1939, Biraben-Scott col.; 4♂2♀, Tapia (26°36'18,97"S 65°16'06,17"O, 689 m.s.n.m.), 08/04/1947, Maldonado-Bruzzone col. CATAMARCA: 1♂1♀, ?/02/1936, Viana col.; 1♂, Andalgalá (27°33'46,55"S 66°18'37,51"O, 1994 m.s.n.m.), 03/03/1939, Biraben-Scott col. SANTIAGO DEL ESTERO: 1♂, Río Hondo (27°35'04,37"S 64°57'11,73"O, 283 m.s.n.m.); 11♂1♀, Río Salado (26°08'17,11"S 63°43'30,24"O, 244 m.s.n.m.), Wagner col.; 7♂2♀, Santiago del Estero (27°47'06,97"S 64°16'02,21"O, 194 m.s.n.m.), Wagner col. misma localidad 4♀, ?/12/1934, Bosq col.; 1♂1♀, Vilmer (27°46'58,05"S 64°08'59,79"O, 179 m.s.n.m.), 20/05/1946, Maldonado-Bruzzone. LA RÍOJA: 6♂, La Rioja (29°25'21,91"S 66°51'17,92"O, 514 m.s.n.m.), 1919; 1♂, Famatina (28°55'51,71"S 67°30'46,84"O, 1671 m.s.n.m.), 22/02/1959, Torres-Gardella col. CORDOBA: 1♂, Monte Cristo (31°20'37,78"S 63°56'45,72"O, 350 m.s.n.m.), 31/12/1944, Martinez col.; 1♀, Villa Dolores (31°56'41,02"S 65°11'29,77"O, 523 m.s.n.m.), ?/12/1932. ENTRE RÍOS: 2♂, Concordia (31°23'33,17"S 58°00'58,28"O, 25 m.s.n.m.), ?/02/1930, Bosq col.; 1♂, Samay Huasi (29°10'27,09"S 67°28'45,67"O, 1044 m.s.n.m.), 22/11/1959, Torres-Gardella. BUENOS AIRES: 1♂, s/fecha (34°26'06,72"S 58°31'14,58"O, 4 m.s.n.m.), Bosq col.

Material depositado en la colección del IFML: JUJUY: 1♂1♀, Los Perales (24°09'39,37"S 65°19'36,10"O, 1400 m.s.n.m.), 03/02/1950, Mauros-Willink; 8♂1♀, Calilegua (23°50'16,51"S 64°43'50,16"O, 574 m.s.n.m.), ?/12/1945, Poore col.; 1♂2♀, Laguna de Yala (24°06'28,97"S 65°28'36,37"O, 1376 m.s.n.m.), 13/02/1951, Willink-Monros col.; 1♀, Termas de Reyes (24°10'18,89"S 65°29'10,72"O, 1765 m.s.n.m.), Willink-Monros col.; 1♂, 12/02/1951, Willink-Monros col. CHACO: 3♂, Resistencia (27°27'11,34"S 58°59'09,26"O, 57 m.s.n.m.), 17/06/1948, Golbach col. MISIONES: 1♂, Panambí (27°43'28,07"S 54°54'54,39"O, 203 m.s.n.m.), 24/12/1961, Willink-Monros col.; 1♀, Salto Encantado (27°03'31,27"S 54°49'39,86"O, 402 m.s.n.m.), 27/11/1951, Willink-Monros col.; 1♂, ruta el Dorado-Irigoyen (26°19'39,89"S 54°20'35,80"O, 245

m.s.n.m.), 14/11/1973, Escobar-Claps col.; 210♂55♀, Orán (Abra Grande) (23°09'36,86''S 64°15'38,19''O, 429 m.s.n.m.), 04-15/11/1967, Golbach col.; 50♂20♀, Finca Saravia 10 Hm, Depto. Anta, 03/02/1980, Golbach col.; 40♂32♀, Ruiz de los Llanos (24°39'49,51''S 65°01'41,05''O, 712 m.s.n.m.), ?/02/1947. Golbach col.; 20♂11♀, Coronel Moldes (25°48'55,46''S 64°58'14,75''O, 1359 m.s.n.m.), 03/02/1960, Bennasar-Ajmat col.; 1♂, Embarcación (23°13'11,89''S 64°05'51,64''O, 298 m.s.n.m.), 06/02/1950, Golbach col.; 2♂, Salta forestal 35 km de J.V. Gonzales (25°06'58,01''S 64°07'46,57''O, 383 m.s.n.m.), 18/12/1975, Turk-Fonollats col.; 3♂1♀, Cafayate (26°04'41,25''S 65°57'01,20''O, 1755 m.s.n.m.), 62/03/1963, ?/01/1954, Hayward col.; 1♂, Rosario de la Frontera (norte 2000m) (25°48'55,46''S 64°58'14,75''O, 829 m.s.n.m.), 29/02/1952, Monros col. TUCUMÁN: 25♂4♀, ?/02/1947, Córdoba col.; 7♀, ?/03/1959, Golbach col.; 2♂, ?/03/1931; 1♂, 20/03/1920; 1♂3♀, San Ramón (27°07'00,64''S 65°20'14,53''O, 351 m.s.n.m.), ?/11/1947, Gareia col.; 86♂23♀, Concepción (27°20'08,07''S 65°35'26,47''O, 370 m.s.n.m.), 21-31/12/1946, Golbach col.; 200♂120♀, La Ramada (26°41'39,37''S 64°57'14,53''O, 562 m.s.n.m.); 5♂, Siambon (26°41'50,90''S 65°26'52,84''O, 1352 m.s.n.m.), ?/12/1946, Olea col.; 20♂3♀, Horco Molle (26°46'44,48''S 65°19'47,96''O, 735 m.s.n.m.), 04/12/1960, Haedo-Rossi col, misma localidad 1♀, ?/02/1960, Porter col.; 10♂8♀, Leales (27°12'00,64''S 65°17'59,84''O, 327 m.s.n.m.), 28/03/1949, Pierotti-Budin; 20♂32♀, Cadillal (26°41'01,91''S 65°15'59,54''O, 777 m.s.n.m.), 06/12/1946, de la Sota col.; 56♂36♀, San Pedro de Colalao (26°14'14,61''S 65°29'03,42''O, 1114 m.s.n.m.), ?/02/1949, Arnau col.; 300♂150♀, Encrucijada, Depto. Leales (27°10'01,25''S 65°15'00,00''O, 331 m.s.n.m.) , 15-20/01/1979, Golbach col.; 40♂15♀, Dique los Pizarros (27°10'01,25''S 65°15'00,00''O, 536 m.s.n.m.), 10-13/12/1982, Golbach col.; 30♂20♀, Parque Aconquija (26°44'08,80''S 65°20'08,07''O, 1201 m.s.n.m.), 17/12/1946, Golbach; 20♂15♀, Aguadita, 26/01/1947, Fernandez col.; 1♂1♀, San Miguel de Tucumán, ?/01/1932; 1♂, Los Trejos (Monteros) (27°29'05,13''S 65°20'59,13''O, 315 m.s.n.m.), 28/04/1967, Barrera col.; 3♂3♀, Trancas, Depto. Trancas (26°13'32,67''S 65°16'58,29''O, 870 m.s.n.m.), 03-17/12/1968, Stange col.; 2♂1♀, Farallón Blanco (26°32'19,19''S 64°57'31,28''O, 1045 m.s.n.m.), 07-08/02/1961, Golbach col.; 1♂, Aguadita (26°45'09,30''S 65°09'17,08''O, 479 m.s.n.m.), 26/01/1941, Golbach col.; 3♂, Quebrada de Lules (26°56'39,00''S 65°21'42,30''O, 409 m.s.n.m.), 23/02/1919; 1♂, Timbo Viejo (26°42'07,50''S 65°07'58,27''O, 566 m.s.n.m.), 08/03/1948, Golbach col.; 32♂40♀, Río Nio, Depto. Burruyacu

(26°26'28,99"S 64°58'31,11"O, 986 m.s.n.m.), 19/12/1981, Golbach col.; 1♂, Villa Nougues (26°50'55,76"S 65°23'03,32"O, 1380 m.s.n.m.), ?/12/1917; 1♂, Reserva Forestal R.S. de Tapia (26°36'11,15"S 65°15'40,38"O, 692 m.s.n.m.), 20/03/1968, comisión Lillo cols. CATAMARCA: 1♂, Belén (27°39'02,47"S 67°02'00,36"O, 1521 m.s.n.m.), 19/12/1971, Porter-Stange cols.; 1♀, Poman (28°24'00,09"S 66°13'04,16"O, 1221 m.s.n.m.), 17/01/1960, Willink col.; 11♂5♀, San Antonio (28°02'21,67"S 65°41'09,72"O, 1283 m.s.n.m.), 06/02/1958, Golbach col. LA RÍOJA: 1♂, Chilecito (29°09'39,27"S 67°29'19,85"O, 1111 m.s.n.m.), 25/01/1969, Willink-Teran col.; 1♂, Malligasta, 8km de Chilecito (29°10'41,97"S 67°26'28,55"O, 1029 m.s.n.m.); 01/12/1971. SANTIAGO DEL ESTERO: 3♂, Los Talaes (S. Colonia) (28°59'51,03"S 63°27'21,26"O, 104 m.s.n.m.), 25/01/1983. CORDOBA: 1♂, Cordoba, 21/12/1947, López col. CORRIENTES: 1♂, Monte Caseros (30°15'10,14"S 57°37'53,33"O, 52 m.s.n.m.), 14/02/1959. SANTA FE: 2♂4♀, Villa Ana (28°35'25,79"S 59°37'20,64"O, 51 m.s.n.m.), 18/02/1946, Hayward-Willink col.; 2♂, Villa Guillermina, Depto. General Obligado (26°19'39,89"S 54°20'35,80"O, 245 m.s.n.m.), 18-25/02/1946, Hayward-Willink. Material depositado en la colección del MACN: 10♂1♀, sin etiquetas. MISIONES: 1♂, 10/10/1997, Venturi col. CHACO: 1♂, 12/10/1997, Venturi col.; 1♂1♀, Resistencia (27°27'11,34"S 58°59'09,26", 57 m.s.n.m.), 05/12/1953, Daguerre col. SALTA: 1♀, 22/01/1994, Venturi col.; 1♂, ?/01/1928, Figueroa col.; 1♂, Carapari, 21/01/1945, Bridarolli coll.; 1♂, Oran. TUCUMÁN: 2♂, ?/03/1941, Mendilazu col.; 2♂, 03/12/1989, Venturi col.; 23♂, Famaillá (27°03'27,42"S 65°24'05,12"O, 383 m.s.n.m.), 20/01/1921. CORDOBA: 1♂5♀, Sierras de Córdoba (31°25'56,78"S 64°48'05,19"O, 2130 m.s.n.m.), 12/03/1930, Williner col. SANTA FE: 1♀, ?/01/1981, Faure col.; 1♂, Piquete (31°34'18,08"S 60°43'15,52"O, 20 m.s.n.m.), 11/01/1998, Bridarolli col. ENTRE RÍOS: 2♂, ?/01/1928, Harris col.

Importancia económica: Box (1929) registró, en la zona de Tabacal, Salta, a *D. knoblauchii* destacando su máxima abundancia en pastos silvestres, extendiendo sus ataques hasta penetrar bien dentro de los cañaverales. En diferentes secciones de esta localidad, se encontraron ninfas en todos los estados de desarrollo, sobre los tallos de caña de azúcar soca. Sin embargo, la existencia de un elevado número de ejemplares de esta especie criándose en la Grama común (*Cynodon dactylon*) en San Pedro de Jujuy y la gran cantidad de grama asociada a cultivos de

caña de azúcar, sumada a la preferencia de *D. knoblauchii* por estos pastos, explicaría el porqué la caña de azúcar sufre sólo ataques moderados en esta localidad. Box (1929) destaca una particular asociación de estos cercópidos con las gramas silvestres que crecen en los cañaverales, hecho que le permitió inferir que el ataque a la caña de azúcar por esta especie, así como también por otro cercopidae, *Notozulia entreriana*, se debe mayormente al hecho de haber existido gran cantidad de plantas gramíneas silvestres asociadas a ese cultivo

Plantas hospedadoras:

Planta	Relación con el hospedador	Localidad	Referencias
<i>Cynodon dactylon</i> (L.) Pers (Poaceae)	Hospedador de cría y alimentación	San Pedro de Jujuy, Argentina	Box (1929)
<i>Paspalum sp.</i> (Poaceae)	Hospedador de cría y alimentación	Tucumán, Argentina	Box (1929)
<i>Pennisetum sp.</i> (Poaceae)	Hospedador de cría y alimentación	Tucumán, Argentina	Box (1929)
<i>Sorghum vulgare</i> Pers. (Poaceae)	Hospedador de alimentación	Brasil	Domingues & da Silva Santos (1975)

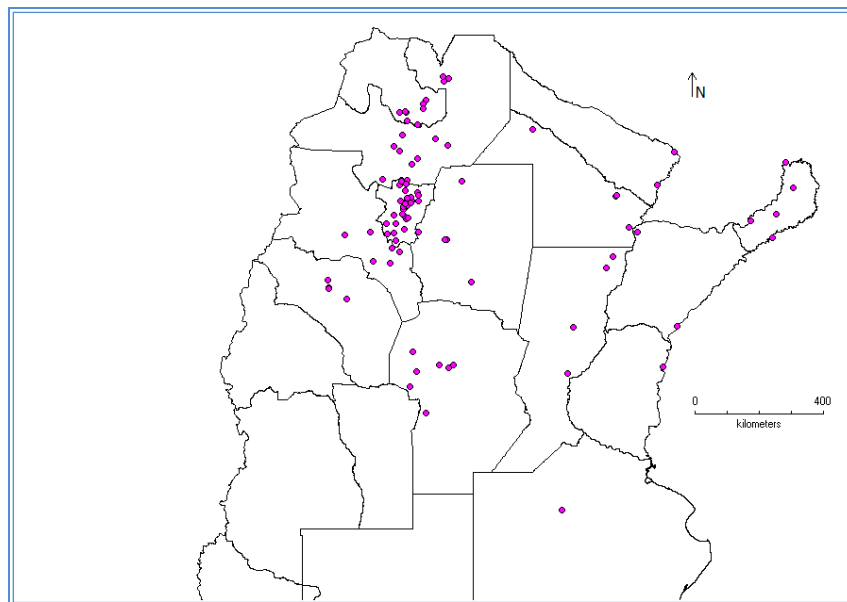
Nuevos registros de plantas hospedadoras: Observaciones y resultados propios confirman la asociación de esta especie con diferentes monocotiledóneas. A continuación se informa por primera vez asociaciones de *D. knoblauchii* con los siguientes hospedadores:

Planta	Relación con el hospedador	Localidad
<i>Chloris paysonii</i> var. <i>epica</i> (Poir.) Kerguelen (Poaceae)	Hospedador de cría y alimentación	San Miguel de Tucumán, Tucumán, Argentina
<i>Saccharum officinarum</i> L. (Poaceae)	Hospedador de cría y	Lules, Tucumán, Argentina

	alimentación	
<i>Panicum maximum</i> (Jacq.) B.K. Simon & S.W.L. Jacobs (Poaceae)	Hospedador de alimentación	San Miguel de Tucumán, Tucumán, Argentina
<i>Zea mays</i> Schrader (Poaceae)	Hospedador de alimentación	San Miguel de Tucumán, Tucumán, Argentina

Distribución geográfica: BRASIL: Minas Gerais: Paraopeba (Sakakibara, 1979). ARGENTINA: Jujuy: La Mendieta, San Pedro de Jujuy, Calilegua; Salta: Tabacal, Ledesma (Box, 1929). Catamarca y Tucumán (Berg, 1879). Jujuy: La Esperanza, Catamarca (Sakakibara, 1979). Los 1985 ejemplares estudiados permitieron ampliar el área de distribución conocida, a las provincias de Formosa, Misiones, Salta, Santiago del Estero, La Rioja, Córdoba, Corrientes, Santa Fe y Entre Ríos, así como también registrar nuevas localidades de Jujuy, Catamarca y Tucumán.

Mapa de distribución:



Deois (Deois) mourei Cavichioli & Sakakibara, 1993.

Deois (Deois) mourei Cavichioli y Sakakibara, 1993: 743.

Holotipo ♂(DZUP). Localidad tipo: Brasil.

Diagnosis

Coloración general: “Amarillenta a castaño oscura, Cabeza y pronoto marrón. Ojos oscuros. Tegmen poco pigmentado con dos bandas longitudinales blancas, una se extiende a lo largo del margen posterior, desde el ángulo humeral del pronoto hasta el tercio posterior, y la otra sobre el margen anterior inconspicua o ausente. Patas amarillentas con las espinas oscurecidas”.

“Cabeza en vista dorsal, sub-triangular, aproximadamente, tres veces más larga que ancha. Vértex elevado longitudinalmente. Ocelos prominentes, situados muy cerca entre sí, más próximos al margen posterior de la cabeza. Dos foveas ovoides ubicadas lateralmente a los ojos, próximas al margen posterior. Antenas con pedicelo cilíndrico, levemente engrosado en el centro, flagelo con un cuerpo pequeño y ovoide. Postclípeo ovoide inflado, con una carena mediana evidente y con surcos transversales. Pronoto con una fovea circular de cada lado de la región media, un conjunto de foveas en la región entre los márgenes anteriores y antero-laterales, formando una V. Ala con la vena Cu abruptamente engrosada en la base. Patas posteriores con pilosidad abundante. Metatibia con dos espinas laterales y con 12 espinas apicales. Metabasitarso con 19-20 espinas apicales”.

Genitalia del macho: “Pigóforo corto y con un proceso digitiforme latero-posterior inferior. Placa genital corta y robusta, curvada hacia arriba, muy poco proyectada hacia la región posterior; l borde apical emarginado formando dos lóbulos apicales redondeados, el externo un poco más largo. Páramero robusto distalmente angostado con una proyección dorsal oscura inclinada hacia el exterior, elevación dorsal de la base bien desarrollada. Edeago curvo en sentido posterior, cilíndrico, delgado, ápice bífido formando dos procesos afilados con cuatro pares de espinas laterales en su borde, una de cada lado por encima del falotrema, este abriendo ventral y posterior distante del ápice”.

Genitalia de la hembra: “Primer par de valvas con un par de procesos basales desarrollados y dirigidos anteriormente, con forma de cuchara, con su parte cóncava hacia dentro. La valva ventral más larga que la media y dorsal (Figura I.15; I.16)” (Cavichioli & Sakakibara, 1993).



Figura I.15. *Deois (Deois) mourei*, vista lateral. (Barra= 1mm).

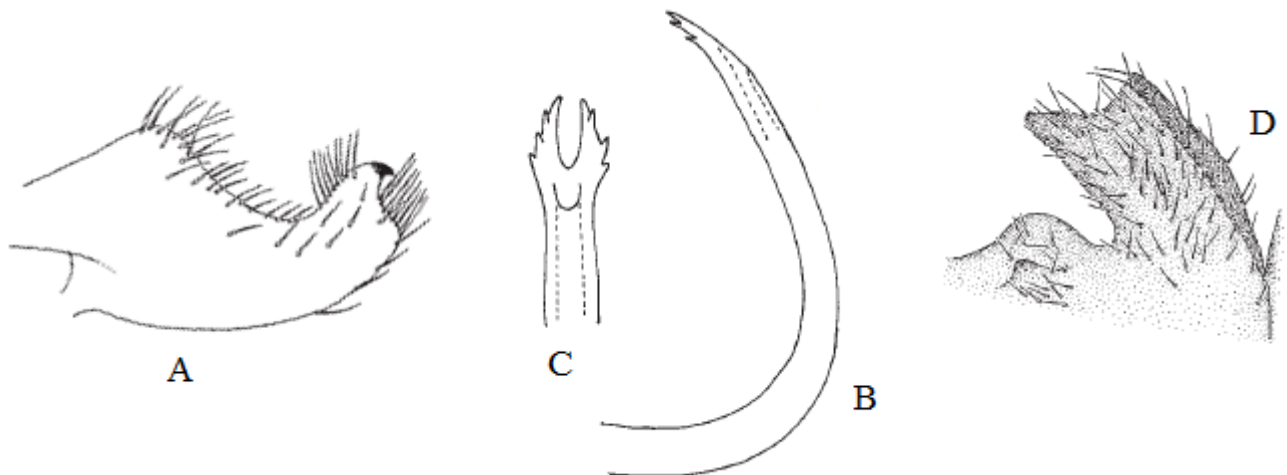


Figura I.16. *Deois (Deois) mourei*: estructuras de la genitalia masculina. A) parámetros; B) edeago, en vista lateral; C) detalle de la porción apical del edeago; D) placa subgenital (Adaptado de Carvalho & Webb, 2005).

Material estudiado:

Material colectado: SALTA: 1♀, Cabeza de Anta (24°55'96,3"S 64°28'00,4"O, 704 m.s.n.m.), 12/03/2014; TUCUMÁN: 1♂, Cadillal (26°41'01,91"S 65°15'59,54"O, 777 m.s.n.m.), 03/12/2012; 5♂5♀, Reserva provincial Aguas Chiquitas, 03/12/2012; 1♀, ruta provincial 307 (estación Aforo) (27°05'58,6"S 65°38'16,5"O, 623 m.s.n.m.), 10/12/2012; 10♂17♀, El Nogalito (26°48'0,06"S 65°28'19,60"O, 1040 m.s.n.m.), 07/02/2013; 5♂9♀, San Miguel de Tucumán (26°48'36,56"S 65°14'28,19"O, 464 m.s.n.m.), 09/02/2013; 1♀, ruta provincial 307, 10/12/2012.

Material aportado por otros colectores: CORRIENTES: 8♂12♀, Riachuelo (27°34'52,31"S 58°44'46,75"O, 61 m.s.n.m.), 29-31/10/2014, Virla col.; 2♂1♀, Puente Pexoa (27°33'36,5"S 58°43'28,6"O, 54 m.s.n.m.), 29-31/10/2014, Virla col.; CORDOBA: 3♂11♀, Las Albahacas (31°25'22,29"S 64°08'28,86"O, 382 m.s.n.m.), 03/04/2015, Virla col.; 1♂1♀, San Agustín (31°58'40,41"S 64°22'30,69"O, 552 m.s.n.m.), 11/12/2014, Virla col.; 2♂6♀, Jesús María; 11/12/2014; 3♂1♀, Alpa Corral, 03/04/2015 (todas las localidades mencionadas fueron colectadas por Virla E.G.)

Material depositado en la colección del MLP: ARGENTINA: MISIONES: 2♀, San Ignacio (27°15'29,13"S 55°32'07,30"O, 153 m.s.n.m.), 08/12/1941, Biraben-Bezzi col.; 2♀, Posadas (27°22'48,97"S 55°54'20,79"O, 116 m.s.n.m.), ?/01/1942, Bosq col.; 2♀, Pindapoy (27°74'04,00"S 55°78'04,00"O, 116 m.s.n.m.), 14/12/1941, Biraben-Bezzi col. CORRIENTES: 8♂31♀, San Roque (28°34'27,96"S 58°42'62,70"O, 66 m.s.n.m.), ?/02/1920, Bosq col.; 2♀, Corrientes (28°56'06,00"S 58°01'02,00"O, 66 m.s.n.m.), ?/01/1921, De Carlo col.; 1♂, Mercedes (29°11'04,50"S 58°04'24,86"O, 99 m.s.n.m.), 16/11/1941, Biraben-Bezzi col. CORDOBA: 1♂2♀, La Granja, Alta Gracia (31°39'27,45"S 64°26'06,64"O, 756 m.s.n.m.), ?/01/1938, Bruch col.; 3♀, Tanti (31°21'17,32"S 64°35'17,32"O, 860 m.s.n.m.); 4♂9♀, Cabana, 27/11/1925. SANTA FE: 4♀, Reconquista (28°08'46,58"S 59°38'37"O, 42 m.s.n.m.), 26/12/1939, Biraben-Bezzi col.; 2♀, El Rabón (28°13'16,04"S 59°16'04,68"O, 53 m.s.n.m.), 27/11/1939, Biraben-Bezzi col.; 1♀, San Justo (30°47'23,02"S 60°35'36,19"O, 59 m.s.n.m.), 21/11/1939, Biraben-Bezzi col. ENTRE RÍOS: 3♂3♀, Concordia (31°23'33,17"S 58°00'58,28"O, 25 m.s.n.m.), 9-21/03/1977, Portillo col. BUENOS AIRES: 2♀, Buenos Aires (34°25'28,39"S 58°34'40,04"O, 78 m.s.n.m.), Bosq col.

Material depositado en la colección del IFML: ARGENTINA: JUJUY: 3♂, Termas de Reyes (24°11'29,35''S 65°29'10,72''O, 1765 m.s.n.m.), Willink-Monros col.; CHACO: 1♂, Resistencia (27°27'11,34''S 58°59'09,26'', 57 m.s.n.m.), 17/06/1948, Golbach col. MISIONES: 1♂1♀, Apóstoles (San Jose) (27°54'43,69''S 55°44'14,80''O, 153 m.s.n.m.), 27/04/1981, Golbach col.; 1♀, San Javier (26°57'02,31''S 65°23'03,47''O, 1059 m.s.n.m.), 21/12/1973, Escobar-Claps col. SALTA: 5♂, Campo Duran (22°12'15,95''S 63°39'57,34'', 491 m.s.n.m.), 16-21/03/1984, Willink-Claps col.; TUCUMÁN: 2♂, Horco Molle (26°46'55,02''S 65°19'52,46''O, 735 m.s.n.m.), ?/02/1960, Porter col.; 1♀, San Javier (27°51'48,78''S 55°08'28,42''O, 180 m.s.n.m.), 04/02/1960, Willink col.; LA RÍOJA: 1♀, Chilecito (29°09'39,27''S 67°29'19,85''O, 1111 m.s.n.m.), 02-05/02/1977, Willink col.; SAN LUIS: 1♀, Merlo (32°20'59,34''S 65°02'02,51''O, 798 m.s.n.m.), 24/01/1958, Willink-Tonsic col.; CORRIENTES: 2♂1♀, Colonia Pellegrini (28°31'59,90''S 57°10'01,52''O, 69 m.s.n.m.), 05/12/1941, Biraben-Bezzi col.; MENDOZA: 1♀, Challao (32°52'39,70''S 68°45'05,56''O, 697 m.s.n.m.), 20/01/1982, Willink. col.; CORDOBA: 3♂8♀, San Miguel (Yacanto de Calamuchita) (32°03'16,08''S 65°03'13,79''O, 750 m.s.n.m.), ?/01/1958, Willink-Tonsic col.; 5♂3♀, Yacanto a San Javier (32°02'30,01''S 65°03'23,14''O, 731 m.s.n.m.), 14/01/1982, Willink col.; 1♂, Dique los Molinos (31°50'18,94''S 64°31'11,77''O, 807 m.s.n.m.), ?/01/1986, Willink col. ENTRE RÍOS: 1♂2♀, Villaguay (31°52'08,02''S 59°01'37,88''O, 50 m.s.n.m.), 03-09/02/1959, Ajmat-Bennasar col.

Importancia económica: Desconocido.

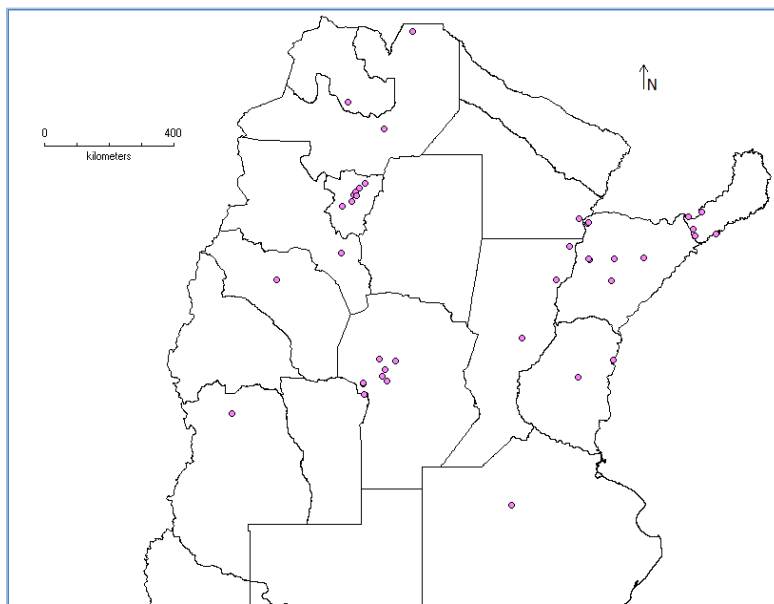
Plantas hospedadoras: Observaciones y resultados propios confirman la asociación de esta especie con diferentes monocotiledóneas. A continuación se informa por primera vez asociaciones de *D. mourei* con los siguientes hospedadores

Planta	Relación con el hospedador	Localidad
<i>Setaria parviflora</i> var. <i>parviflora</i> (Poir.) Kerguélen (Poaceae)	Hospedador de cría y alimentación	San Miguel de Tucumán, Tucumán, Argentina
<i>Eleusine indica</i> (L.) Gaertn (Poaceae)	Hospedador de cría y alimentación	San Miguel de Tucumán, Tucumán, Argentina

<i>Chlorys gayana var. epica</i> Kunth (Poaceae)	Hospedador de alimentación	San Miguel de Tucumán, Tucumán, Argentina
<i>Zea mays</i> L. (Poaceae)	Hospedador de alimentación	San Miguel de Tucumán, Tucumán, Argentina

Distribución geográfica: BRASIL: Curitiba, Paraná, Minas Gerais, Campo Belo, Fazenda Boa Vista, São Paulo, Berueri, Mato Grosso, Campo Grande, Estrada Curitiba-Río Branco, Ponta Grossa, Santa Catarina, Río Grande do Sul, Porto Alegre, Cacador (Cavichioli & Sakakibara, 1993) y ahora ARGENTINA. Los 184 ejemplares estudiados permitieron mencionar, a esta especie, por primera vez para Argentina; y ampliar el área de distribución, registrando nuevas localidades provenientes de las provincias de: Jujuy, Chaco, Misiones, Salta, Tucumán, La Ríoja, San Luis, Corrientes, Mendoza, Córdoba, Santa Fe, Entre Ríos y Buenos Aires.

Mapa de distribución:



***Deois (Deois) terrea* (Germar, 1821).**

Cercopis terrea Germar, 1821: 46.

Monecphora terrea: Walker, 1851: 685 (n. comb).

Tomaspis argentina Berg, 1879: Sakakibara 1979:11 (**n. syn**).

Tomaspis perezii Berg, 1879: Sakakibara 1979:12 (**n. syn**).

Tomaspis terrea Berg, 1879: Berg, 1883: 233 (*Tomaspis argentina* **n. syn**).

Deois terrea: Fennah, 1949: 607 (**n. comb**).

Deois (Deois) terrea: Fennah, 1953: 356.

Repositorio tipo no especificado. Localidad tipo: Brasilia (Germar, 1821). Sintipos 2♂ y 1♀ de *Tomaspis argentina* Berg 1879, MLPA, Localidad tipo: Buenos Aires, Baradero y Córdoba - Argentina. Sintipos 2 ♀ de *Tomaspis perezii* Berg, MLPA. Localidad tipo: Buenos Aires (Riachuelo de la Boca) - Argentina.

Diagnosis

Coloración general: “Marrón pálida. Cabeza y pronoto más oscuros. Tegmen marrón uniforme. Tórax, abdomen y piernas marrón claro”.

“Postclípeo ovoide con carena media poco pronunciada y surcos transversales bien evidentes. Antena con pedicelo cilíndrico aproximadamente dos veces más ancho que largo, largo del cuerpo del flagelo inferior al del pedicelo. Rostro llegando al borde posterior de las mesocoxas. Metatibia con dos espinas laterales y 12 espinas apicales. Metatarso con 16 espinas apicales en el basitarso”.

Genitalia del macho: “Pigóforo con dos dientes latero-posteriores pequeños, el superior poco visible y el inferior más desarrollado. Placa subgenital cóncava, con el margen apical profundamente emarginados formando dos lóbulos, el interno más desarrollado, ambas placas están curvadas hacia fuera con las porciones distales divergentes. Páramero robusto, con proceso dorsal prominente y con un diente puntiagudo y oscurecido, en la parte apical superior, girado en dirección caudal. Edeago cilíndrico, simple, delgado, curvo, con la porción distal bífida”.

Genitalia de la hembra: “Primer par de valvas con un par de procesos basales en forma de cuchara bien desarrollado, con la parte cóncava volteada hacia dentro y bien separados uno de otros” (Figura I.17; I.18) (Sakakibara, 1979).



Figura I.17. *Deois (Deois) terrea*, vista lateral. (Barra= 1mm).

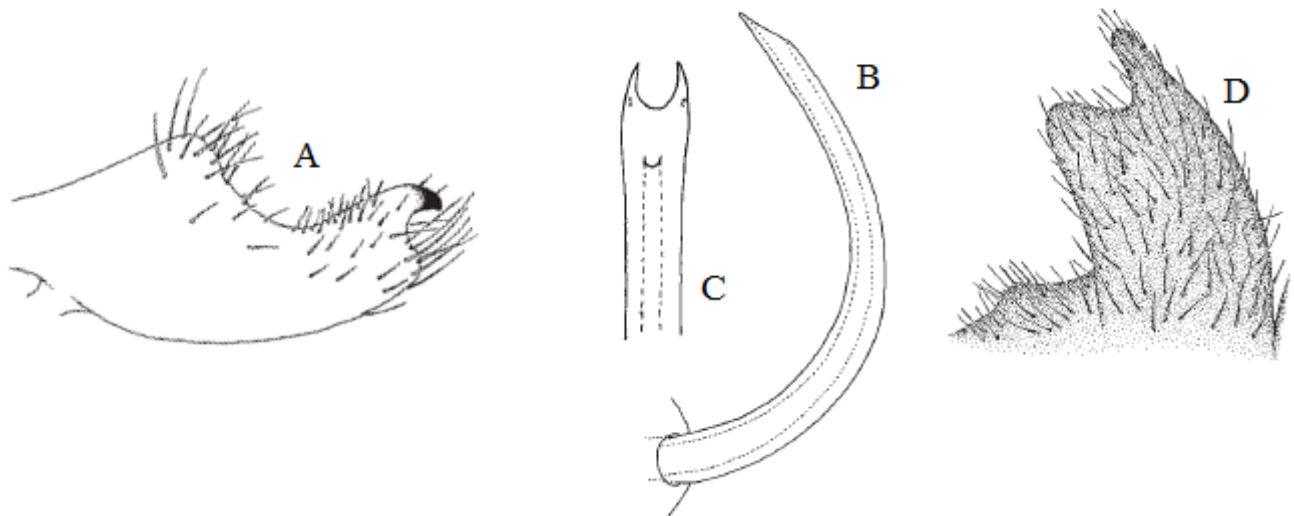


Figura I.18. *Deois (Deois) terrea*: estructuras de la genitalia masculina. A) Parámeros; B) edeago, en vista lateral; C) detalle de la porción apical del edeago; D) placa subgenital (Adaptado de Carvalho & Webb, 2005).

Observaciones: Sakakibara (1979) y Ferreira da Costa y Sakakibara (2002) redescubren esta especie denotando la presencia esporádica de dos bandas pálidas en el tegmen, una sobre el

borde anterior y la otra a lo largo del margen posterior. Examinando ejemplares proveniente de Argentina y comparándolo con el material tipo de *T. perezzi*, se observó que poseen también, algunas variaciones en el patrón de coloración del pronoto.

Materiales Estudiados:

Material depositado en la colección del MLP: ARGENTINA: 2♀, s/localidad, 1879, determinadas como *Tomaspis perezzi*, Berg col. FORMOSA: 2♂2♀, Clorinda (25°17'32,00''S 57°41'55,54''O, 61 m.s.n.m.), ?/04/1940, Denier col. MISIONES: 1♂, Loreto (27°18'53,60''S 55°31'52,23''O, 156 m.s.n.m.), Ogloblin col.; 2♂3♀, Jorgensen col.; 1♀, Santa Inés (27°28'56,08''S 55°50'51,03''O, 120 m.s.n.m.), 13/12/1941, Biraben-Bezzi col. CORDOBA: 1♀, sin datos; 4♂5♀, Cabana (31°13'00,48''S 64°21'59,93''O, 860 m.s.n.m.), 06/01/1926. ENTRE RÍOS: 1♀, Concordia (31°23'33,17''S 58°00'58,28''O, 25 m.s.n.m.), ?/02/1930, Bosq col.; 1♀, Gualeguay (33°08'59,57''S 59°18'42,59''O, 7 m.s.n.m.), ?/01/1940. BUENOS AIRES: 5♂3♀, sin datos; 1♂, Delta (34°26'06,72''S 58°31'14,58''O, 4 m.s.n.m.), 13/02/1919; 1♂ Baradero (33°48'34,27''S 59°30'19,38''O, 27 m.s.n.m.); 5♀; 9 de Julio (35°26'39,44''S 60°53'01,51''O, 78 m.s.n.m.), Bosq col.; 1♀, Sierra Chica (36°50'43,18''S 60°13'48,81''O, 157 m.s.n.m.), 03/02/1941; 3♀, Tigre, ?/01/1937; 1♀, Delta-Abra Vieja (34°25'32,08''S 58°33'09,08''O, 6 m.s.n.m.), 15/02/1926; 7♂1♀, Delta-Río Chaná (34°11'17,94''S 58°29'44,39''O, 4 m.s.n.m.), 19/12/1918.

Material depositado en la colección del IFML: FORMOSA: 2♀, Pirané (25°44'23,77''S 59°06'52,06''O, 87 m.s.n.m.), 31/12/1948, Golbach col. MISIONES: 2♂2♀, Apostoles, San José (27°54'43,69''S 55°44'14,80''O, 153 m.s.n.m.), 04-27/02/1981, Golbach col. SANTA FE: 1♂, Villa Ana (28°35'25,79''S 59°37'20,64''O, 51 m.s.n.m.), 18/02/1946, Hayward-Willink col.; 1♀, Villa Guillermina (28°16'20,45''S 59°26'46,89''O, 53 m.s.n.m.), 18-25/02/1946, Hayward-Willink col.

Material depositado en la colección del MACN: MISIONES: 1♀, Parque Nacional Iguazú (25°35'49,48''S 54°34'33,90''O, 169 m.s.n.m.), ?/12/1979, Carpintero col. CORDOBA: 1♂4♀, La Paz, Depto. San Javier (32°13'01,16''S 65°02'53,50''O, 754 m.s.n.m.), ?/01/1929, Bruch col.; 1♀, Sierras de Córdoba (31°30'00,27''S 65°00'00,02''O, 1360 m.s.n.m.), 15/01/1980, Williner col. SANTA FE: 9♀, Piquete (31°34'18,08''S 60°43'15,52''O, 20 m.s.n.m.), 19/01/1928, Bridarolli col. ENTRE RÍOS: 1♀, Villa Elisa (32°09'52,56''S 58°24'02,31''S, 53 m.s.n.m.); 3♀, Delta Paraná

(31°43'54,52''S 60°31'45,49''O, 43 m.s.n.m.), 09/12/1945, Bachman col. BUENOS AIRES: 1♂, sin datos; 1♂1♀, ?/02/1903, Deletang col.; 1♂, 24/03/2009, Brethes col.; 1♀, Carlos Tejedor (35°23'36,51''S 62°25'20,49''O, 98 m.s.n.m.), ?/02/1921, Torresana col.; 1♂3♀, Bella Vista (34°33'51,99''S 58°51'28,20''O, 24 m.s.n.m.), Stevenin col.; 1♀, La Plata (34°55'56,59''S 57°57'31,21''O, 21 m.s.n.m.); 1♂1♀, Sierra de la Ventana (38°08'24,93''S 61°47'39,38''O, 260 m.s.n.m.), 21/01/1947; 1♀, Tigre (34°25'28,39''S 58°34'40,04''O, 4 m.s.n.m.), 15/01/1926, Hunn col.; 1♀, Rosas (35°57'51,00''S 58°56'24,46''O, 30 m.s.n.m.), Daguerre col.; 1♂1♀, Beccar (34°27'51,11''S 58°32'04,35''O, 13 m.s.n.m.), 18/12/1926, Bridarolli col.; 1♀, Paraná, 15/01/1926, Hunn col.; 1♀, Punta Indio (35°16'23,30''S 57°14'53,17''O, 12 m.s.n.m.).

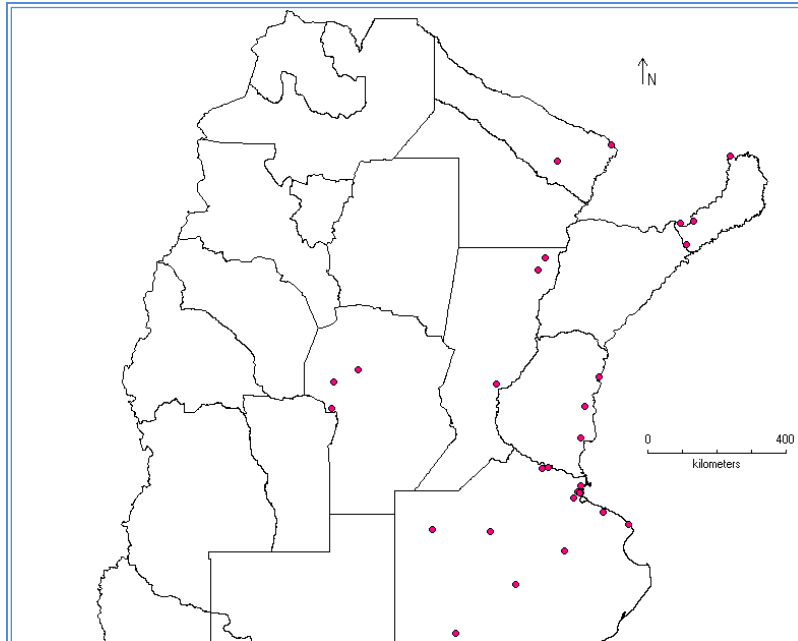
Importancia económica: Reis (1978) menciona a *D. terrea* junto a otras, como una de las especies más importantes, produciendo infestaciones en pasturas en el estado de Espirito Santo, Brasil.

Plantas hospedadoras:

Planta	Relación con el hospedador	Localidad	Referencias
<i>Paspalum fasciculatum</i> Willd (Poaceae)	Sobre la planta	s/localidad	China & Myers (1934)

Distribución geográfica: BRASIL: Brasilia (China & Myers, 1934a). Parana: Castro; Mato Grosso: Jacaré (Sakakibara, 1997). Bajo Amazonas y Paraná do Ramos (Carvalho y Webb 2005). URUGUAY (Carvalho y Webb 2005). ARGENTINA (China & Myers, 1934a). Córdoba y Buenos Aires (Berg, 1879). Los 97 ejemplares estudiados permitieron ampliar el área de distribución a las provincias de: Formosa, Misiones, Córdoba, Santa Fe, Entre Ríos y Buenos Aires, así como también registrar nuevas localidades.

Mapa de distribución:



Deois (Pandysia) schach (Fabricius, 1787).

Cercopis schach Fabricius, 1787: 174.

Monecphora schach: Goding, 1895:483 (**n. comb**).

Tomaspis schach: Lallemand, 1912:143 (**n. comb**).

Deois (Pandysia) schach: Metcalf, 1961:178 (**n. comb**).

Tomaspis humeralis (Le Peletier de Saint-Fargeau & Serville, 1825): Metcalf 1961:178 (**n. syn**).

Sintipo ♂, (HMUG). Localidad tipo: sin dato, América septentrional [error].

Diagnosis

Coloración general: “Marrón oscura a negra. Cabeza y pronoto con reflejos metálicos verdoso. Tegmen negro con una banda roja de posición transversal sobre la tercera mitad apical”.

“Postclípeo ovoide con surcos transversales bien definidos y carena media longitudinal pronunciada. Antena con pedicelo cilíndrico, dos veces más largo que ancho. Metatibia con dos espinas laterales y 11 espinas apicales. Metatarso con nueve espinas apicales en el basitarso”.

Genitalia del Macho: *“Pigóforo con un lóbulo latero-posterior, bien desarrollado, en forma de dedo. Placa subgenital sub-rectangular terminada en punta, ambas levemente divergentes. Páramero robusto, con el proceso dorsal prominente y con la parte distal curva hacia arriba formando un diente apical, dirigido posteriormente. Edeago cilíndrico, robusto, levemente curvo, con una proyección apical por encima del falotrema y con dos pequeñas crestas laterales laminares y crenuladas, por debajo de este”.*

Genitalia de la hembra: *“Primer par de valvas con un par de procesos basales proyectados, redondeados y curvados hacia adentro”* (Figura I.19; I.20) (Sakakibara, 1979).



Figura I.19. *Deois (Pandysia) schach*, vista lateral. (Barra= 1mm).

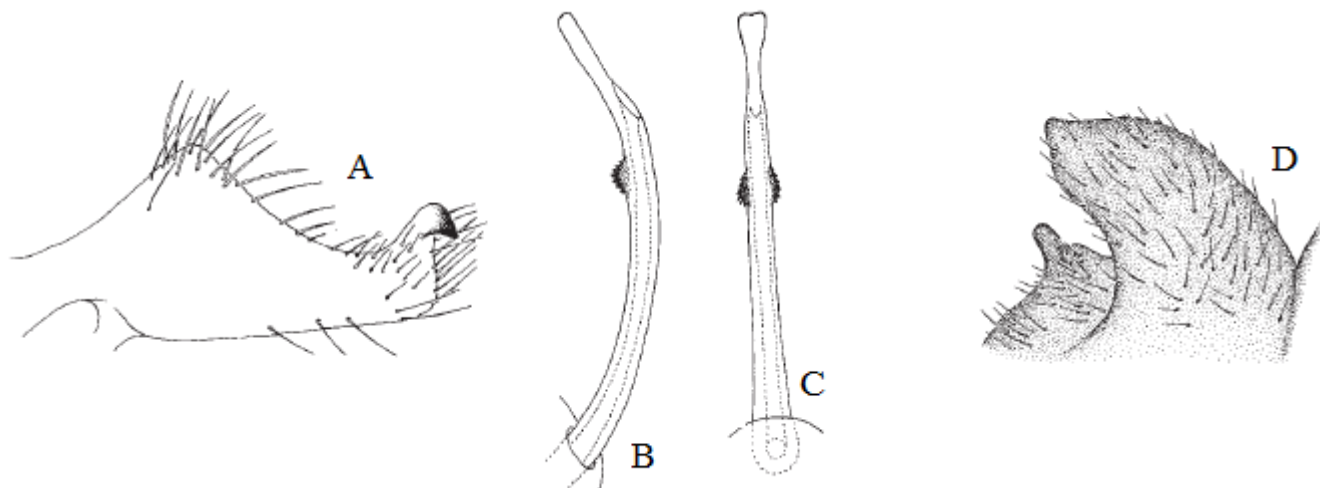


Figura 1.20. *Deois (Pandysia) schach*: estructuras de la genitalia masculina. A) parámetros; B) edeago, en vista lateral; C) edeago en vista anterior; D) placa subgenital (Adaptado de Carvalho & Webb, 2005).

Observaciones: Fennah (1953) considera a *Tomaspis solita* Walker como una subespecie de *D. schach* generando una nueva combinación *Deois (Pandysia) schach solita*, tomando como carácter la banda roja transversal del tegmen incompleta de *D. schach*, en contraposición con la banda transversal roja completa de *T. solita*. Sakakibara (1979) considera que esta variación ocurre normalmente dentro de las poblaciones, no llegando a constituir un grupo distinto y aislado. Carvalho y Webb (2005) consideran a *T. solita* como una subespecie.

Materiales estudiados:

Material depositado en la colección del MLP: MISIONES: 1♀, Iguazú (25°35'49,48"S 54°34'33,90"O, 169 m.s.n.m.), ?/11/1944, Biraben col.; 1♀, Aristóbulo del Valle (27°5'42,65"S 54°53'36,85"O, 401 m.s.n.m.), 05/12/1960; 1♂, El Dorado (26°23'58,79"S 54°37'36,13"O, 252 m.s.n.m.), Barneeh col.; 1♂, San Ignacio (27°15'29,13"S 55°32'07,30"O, 153 m.s.n.m.), 08/12/1941, Biraben-Bezzi col.; 1♂, Chacra Laharrague (26°30'44.19"S 54°45'38,43"O, 213 m.s.n.m.), 12/02/1995.

Material depositado en la colección del IFML: MISIONES: 1♂, Panambi (27°43'28,07"S 54°54'54,39"O, 203 m.s.n.m.), 24/11/1951, Willink-Monros col.; 1♂, Tobuna (26°27'59.44"S

53°53'56,86''O, 640 m.s.n.m.), 03/12/1951, Willink-Monros col.; 1♂, Oro Verde (26°52'0.65''S 55°7'59,44''O, 196 m.s.n.m.), 17/11/1951, Willink col.; 1♂1♀, Montecarlo (26°34'0,85''S 54°45'57,37''O, 203 m.s.n.m.), 06/11/1973, Escobar-Claps col.; 2♂2♀, San Javier (27°51'48,78''S 55°08'28,42''O, 180 m.s.n.m.), 21/11/1973, Escobar-Claps col.; 3♂3♀, Dos de Mayo (27°2'10,42''S 54°40'32,42''O, 507 m.s.n.m.), 18/11/1973, Escobar-Claps col.; 2♂, San Pedro (26°37'51,16''S 54°6'47,77''O, 538 m.s.n.m.), 16/11/1973, Escobar-Claps col.; 1♂, Salto Encantado (27°03'31,27''S 54°49'39,86''O, 402 m.s.n.m.), 27/11/1951, Monros-Willink col.; 1♀, Parque Nacional Iguazú (25°35'49,48''S 54°34'33,90''O, 169 m.s.n.m.), 10/11/1973, Willink-Tomsic col.; 1♂, Bernardo de Irigoyen (26°15'0,07''S 53°38'59,93''O, 810 m.s.n.m.), 12/11/1973, Escobar-Claps col.

Importancia económica: Guagliumi (1969) destacó a *D. schach*, junto a un complejo de especies, como la más importante por los daños que ocasiona; en Bahia (Brasil), registró entre el 10% al 100% de pérdidas en pasturas, determinando que los *spittlebugs* son una de las más importantes plagas en estos cultivos, tanto por el liquido que succionan de las plantas como por la inyección de la saliva, que por su toxicidad produce el típico síntoma llamado “quemadura de pastura”.

Auad *et al.* (2006) detectó, en Brasil, niveles muy altos de infestación de esta especie sobre cultivos de *B. brizantha* (A. Rich.) Stapf; en la misma localidad, en el 2009, la detectó sobre pasturas de *B. decumbens* Stapf.

Leite *et al.* (2002) detectó al hongo *Furia sp.* (Entomophthorales) sobre esta especie y remarcó su importancia como controlador de esta chicharrita.

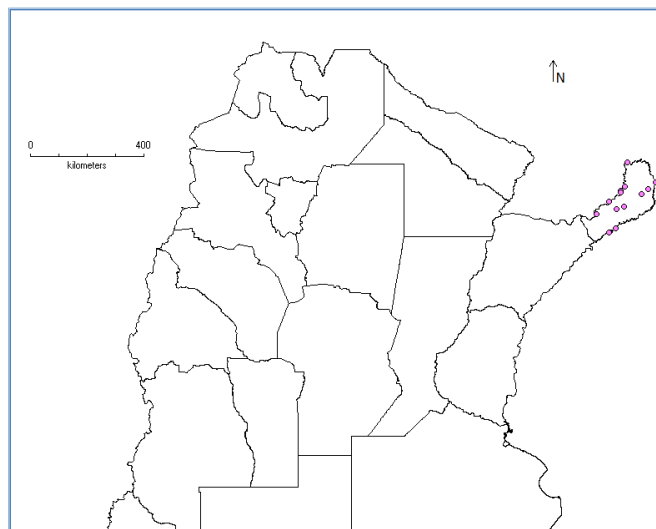
Plantas hospedadoras:

Planta	Relación con el hospedador	Localidad	Referencias
<i>B. decumbens</i> Stapf (Poaceae)	Adultos colectados sobre la planta	Brasil	Auad <i>et al.</i> (2009)

<i>B. dictyoneura</i> (Fig. & De Not.) (Poaceae)	Adultos colectados sobre la planta	Brasil	Castro <i>et al.</i> (2007)
<i>B. brizantha</i> (Poaceae)	Adultos colectados sobre la planta	Brasil	Auad <i>et al.</i> (2006)
<i>Vitis vinifera</i> L.	Adultos asociados al cultivo	Estado Río Grande do Sul (Brasil)	Azevedo Filho <i>et al.</i> (2007)

Distribución geográfica: BRASIL: Río Grande do Sul: Barao de Cotegipe; Santa Catarina: Brusque; Paraná: Curitiba, Foz do Iguazú, Campo Largo, Morretes, Tunas, Villa Velha, Castro; Río de Janeiro: Mangaratiba, S.M. Madalena, Muriqui, Corcovado, Duque de Caxias, Imbarie, S.A. Imbé; Espírito Santo: Santa Tereza, Vitória, Viana, S.J. Petrópolis, Sta. Leopoldina, Itarana; Minas Gerais: Passos, Araxá; Pará: Belém (Sakakibara 1979: 26). Río de Janeiro, São Pablo, Minas Gerais, Amazonas; (Metcalf, 1961). AMERICA DEL NORTE: Estados Unidos, INDIA: Assam, ARGENTINA, sin localidad (Metcalf, 1961). Los 27 ejemplares estudiados permitieron ampliar el área de distribución conocida a la provincia de Misiones, así como también registrar nuevas localidades.

Mapa de distribución:



Isozulia Fennah, 1953.

Isozulia Fennah, 1953: 51.

Especie tipo: *Isozulia flamen* Fennah, 1953; por designación original.

Características diagnósticas más importantes del género:

Estructura general de los adultos: Cabeza con ojos anchos (1.8-2.0:1). Postclípeo débilmente a moderadamente comprimido lateralmente, en perfil angulado o fuertemente redondeado. Relación entre la longitud de la cabeza en la línea media y el ancho de la base del postclípeo mayor que 1.1:1. Antena con el tercer segmento ovoide o sub-globoso, arista corta, aproximadamente la mitad del largo del segundo segmento antenal. Pronoto con áreas deprimidas de inserción muscular sobre su superficie, suaves o fuertemente marcadas, y con eminencias transversales. Mesoesterno sin tubérculos o eminencias cónicas y margen posterior formando una débil cresta. Ala con vena Cu gradualmente engrosada en la base. Metatibia con dos espinas laterales. Metabasitarso con 15-28 espinas apicales, a veces oscurecidas con una densa mata de setas.

Genitalia del macho: Pigóforo con un lóbulo dirigido meso-caudalmente en el margen lateral, triangular, redondeado o romo. Placa subgenital más larga que ancha (aproximadamente 3:1), con el margen exterior suavemente escavado en el tercio distal, ángulo apical externo agudo; ambas placas con los lados paralelos en los dos tercios basales. Páramero distalmente bífido formando dos lóbulos, el superior cilíndrico débilmente curvado y redondeado apicalmente, y el inferior es mucho más corto, robusto en la base y abruptamente estrechado hacia el ápice en forma de espina dirigida meso-ventro-caudal, usualmente obscurecido en vista dorsal. Edeago muy delgado, recto, dirigido dorsalmente, con un par de sinuosos procesos delgados que surgen en sentido anterior en su parte media.

Genitalia de la hembra: Primer par de valvas gradualmente ensanchadas en la base y abruptamente curvadas hacia arriba; con un par de procesos basales.

Distribución geográfica: BOLIVIA, Santa Cruz. COLOMBIA, ECUADOR y ARGENTINA (Fennah, 1985).

Observaciones: El género *Isozulia* fue propuesto por Fennah (1953), para acomodar a una única especie, *Isozulia flamen* de Santa Cruz, Bolivia. El mismo autor en 1968 incorpora a *Isozulia cyanescense* de Bogota, Colombia, transferida desde *Sphenorrina*. Posteriormente, en 1985, estudiando ejemplares de BMNH, encontró material proveniente de Argentina y Ecuador, incorporando cuatro especies más a este género. Actualmente, cuenta con seis especies y tres subespecies, de las cuales sólo dos están representadas en la Argentina.

Fennah en 1985, sugiere que la uniformidad morfológica del género, la diversidad en los patrones de coloración de las tegmina y la aparente ausencia de superposición en la distribución geográfica de los taxa, indicarían la posibilidad de que una única especie invadió la región Andina y a su debido tiempo, por adaptación a la flora y condiciones de fotoperíodo en el hábitat local, comenzaron a diferenciarse las especies dentro del género.

Importancia económica: Fennah en su trabajo de 1985, menciona a *I. cyanescens* atacando la caña de azúcar, en Brasil; y observo que, poblaciones distintas, habitando en zonas restringidas, han adquirido de forma independiente la habilidad para comportarse como plaga en el campo, y por ello presume que el resto de las especies que integran el género son potenciales plagas de este cultivo a si como también de pasturas.

Isozulia christenseni christenseni (Lallemand, 1940).

Monecphora christenseni Lallemand, 1940: 187.

Aeneolamia christenseni: Fennah, 1968: 179 (n. comb).

Isozulia christenseni: Fennah, 1985: 251 (n. comb).

Sintipos 2♂, (BMNH). Localidad tipo: Argentina.

Diagnosis

Coloración general: “Negra. Cabeza (excepto el segmento basal del rostro), protórax y mesotórax, negro. Coxas, metatórax, femur y abdomen rojo. Tibias, tarsos y placas subgenitales

marrón amarillento a negro. Tegmen negro, con cinco manchas rojizas, dos en forma de banda y tres en forma oval. Una de las bandas, de posición longitudinal, se encuentra sobre el margen claval, partiendo de la base del tegmen; y la otra, de posición transversal, parte del margen costal, en el tercio posterior. Una mancha oval distal, ubicada en el tercio posterior sobre el margen claval, y dos manchas ovales sobre la celda costal, a un tercio y dos tercios de la base respectivamente”.

“Cabeza más larga que ancha (1:1.2). Postclípeo no comprimido lateralmente, fuertemente convexo en perfil. Pronoto con áreas deprimidas de inserción muscular sobre su superficie débilmente marcadas. Ala con la celda apical R ensanchándose más allá de la unión de la vena transversal R-M con la M. Metatibia con dos espinas laterales y diez espinas apicales. Metabasitarso con 24 espinas apicales”.

Genitalia del Macho: “Pigóforo con un lóbulo dirigido meso-caudalmente en el margen lateral, redondeado. Placa subgenital más larga que ancha (aproximadamente 3:1), ambas placas con los lados paralelos en los dos tercios basales y extremos divergentes, con el margen exterior suavemente excavado en el tercio distal; ángulo apical externo agudo. Páramero con el proceso dorsal elevado y distalmente bífido formando dos lóbulos, el superior, cilíndrico débilmente curvado y redondeado apicalmente; y el inferior es mucho más corto que el dorsal, robusto en la base y abruptamente estrechado hacia el ápice en forma de espina dirigida meso-ventro-caudal, obscurecido en vista dorsal. Edeago muy delgado, recto, dirigido dorsalmente, con un par de sinuosos procesos espiniformes delgados que surgen en sentido anterior en su parte media”.

Genitalia de la hembra: “Primer par de valvas gradualmente ensanchada en la base y abruptamente curvadas hacia arriba, con un proceso basal en cada valva” (Figura I.21; I.22) (Fennah, 1985).



Figura I.21. *Isozulia christenseni christenseni*, vista dorsal. (Barra= 1mm).

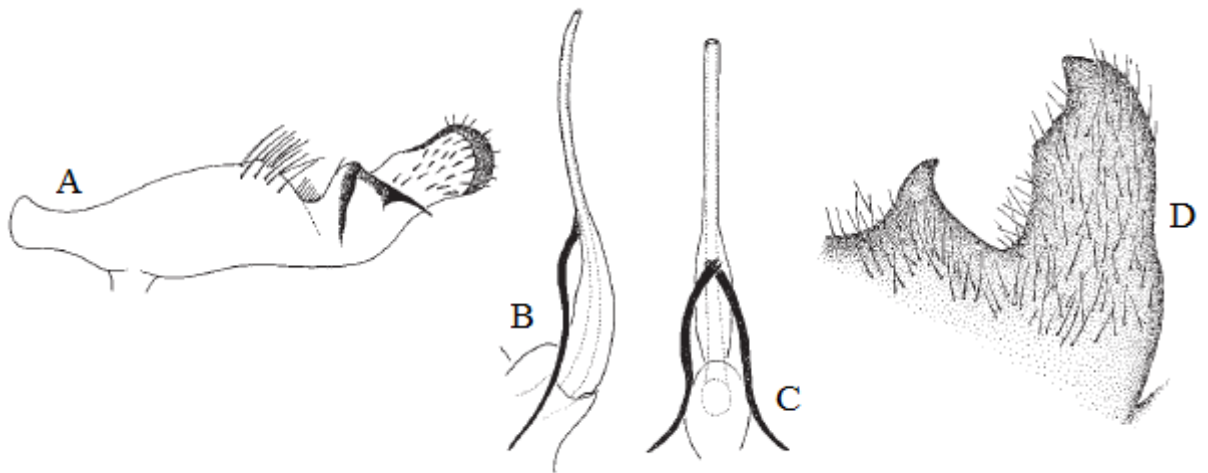


Figura I.22. *Isozulia christenseni christenseni*: estructuras de la genitalia masculina. A) parámetros; B) edeago, en vista lateral; C) edeago en vista anterior; D) placa subgenital (Adaptado de Carvalho & Webb, 2005).

Observaciones: Por la apariencia externa, esta subespecie es muy difícil de diferenciar de *I. c. jujuyana* (Fennah) e *I. astralis* (Distant). Las diferencias morfológicas más evidentes que la separa de *I. astralis* son: la forma del postclípeo y el grado de depresión del área de fijación muscular sobre el pronoto. Aparentemente, esto es reflejado por una diferencia en el volumen

de tejido muscular en esta porción del cuerpo. Esta confirmación ha sido interpretada por Fennah, 1985, como producto de procesos adaptativos al clima local, al alimento o a ambos.

Material estudiado:

Material colectado: TUCUMÁN: 4♂3♀ San Miguel de Tucumán (26°47'48.50''S 65°18'37.31''O, 592 m.s.n.m.), 03/03/2014, 1♂1♀, Potrero de las Tablas (26°51'20,06''S 65°25'54,12''O, 692 m.s.n.m.), 29/12/2010; 11♂8♀, El Nogalito (26°27'01,38''S 64°59'58,90''O, 1040 m.s.n.m.), 09/12/2012; 5♂ ruta provincial 307 (27°84'05,78''S 65°39'55,34''O, 826 m.s.n.m.), 10/12/2012; 1♂2♀, ruta provincial 341 (26°54'37,50''S 65°24'32,50''O, 952 m.s.n.m.), 07/02/2013; 1♀, El Manantial (26°50'46,95''S 65°17'00,87''O, 437 m.s.n.m.), 14/03/2012. CORDOBA: 1♂, Capilla del Siton (30°35'08,08''S 63°42'53,35''O, 244 m.s.n.m.), 11/02/2011.

Material aportado por otros colectores: TUCUMÁN: 6♂1♀, Parque nacional Campo de los Alisos (27°17'34,31''S 65°51'46,03''O, 881 m.s.n.m.), 16/03/2014, Pérez col.

Material depositado en la colección del MLPA: JUJUY: 1♂, San Salvador de Jujuy (24°11'29,35''S 65°17'54,43''O, 1263 m.s.n.m.), 06/03/1944, Viana col. FORMOSA: 1♂, Formosa (25°07'36,19''S 58°14'38,43''O, 79 m.s.n.m.), 02/12/1954, Biraben col. SALTA: 1♂, Cafayate (26°04'41,25''S 65°57'01,20''O, 1755 m.s.n.m.), Biraben col. CATAMARCA: 5♂1♀, San Fernando del Valle de Catamarca (28°29'02,39''S 65°47'14,09''O, 564 m.s.n.m.), ?/02/1936, Viana col. TUCUMÁN: 1♀, Río Cochuna (27°20'32,94''S 65°51'20,8''O, 970 m.s.n.m.), 18/03/1939, Biraben-Scott col. CORDOBA: 5♀, Yacanto (32°02'30,01''S 65°03'23,14''O, 731 m.s.n.m.), Christensen col.

Material depositado en la colección del IFML: JUJUY: 1♂, Calilegua (23°50'16,51''S 64°43'50,16''O, 574 m.s.n.m.), 13/02/1950, Willink-Monros col.; 2♂, Volcán (2100 m) (23°57'52,41''S 65°26'57,16''O, 2600 m.s.n.m.), 12/03/1960, Golbach col.; 2♂, 3 km S. de Volcán (23°56'17,97''S 65°27'38,16''O, 2112 m.s.n.m.), 19-20/01/1979, Fidalgo col.; 3♂4♀, Los Perales (24°09'39,37''S 65°19'36,10''O, 1400 m.s.n.m.), 12/02/1951, Willink-Monros col., misma localidad 3♂3♀, 03/02/1950, Mauros-Willink col. SALTA: 2♂, Pocitos (24°20'01,16''S 67°00'58,30''O, 3671 m.s.n.m.), ?/02/1958, Monros col.; 1♂, Orán (Abra Grande) (23°09'36,86''S 64°15'38,19''O, 429 m.s.n.m.), 10/01-28/02/1967, Golbach col. TUCUMÁN: 1♀, Cuesta el Cavillo (1850 m) (27°12'41,85''S 65°55'56,40''O, 1850 m.s.n.m.), 06/03/1963, Weyrauch col.; 3♂, San Pedro de

Colalao (26°14'14,61"S 65°29'03,42"O, 1114 m.s.n.m.), ?/02/1949, Arnau col., misma localidad 1♂, ?/02/1949, Arnau col.; 1♂, Taficillo (26°42'06,73"S 65°16'59,59"O, 808 m.s.n.m.), ?/12/1929, Cumbre col.; 1♂, Amaicha del Valle (26°35'12,77"S 65°55'05,34"O, 1986 m.s.n.m.), 01/03/1978, Willink col.; 1♂, San Javier (26°57'02,31"S 65°23'03,47"O, 1059 m.s.n.m.), 17/03/1975, H.EERB col.; 1♂, Farallón Blanco (26°32'19,19"S 64°57'31,28"O, 1045 m.s.n.m.), 07-08/02/1961, Golbach col.; 1♂, Siambon (26°41'50,90"S 65°26'52,84"O, 1352 m.s.n.m.), ?/11/1945, Olea col.; 2♂, Horco Molle (26°46'44,48"S 65°19'47,96"O, 735 m.s.n.m.), 04/12/1960, Haredo-Rossi col. SAN LUIS: 1♂, Cortaderas (32°30'03,81"S 65°00'03,54"O, 1067 m.s.n.m.), 28/01/1958, Willink-Tonsic col.; 1♂, Merlo (32°20'59,34"S 65°02'02,51"O, 798 m.s.n.m.), 24/01/1958, Willink-Tonsic col.

Material depositado en la colección del MACN: CORDOBA: 3♀, Sierras de Córdoba (31°25'56,78"S 64°48'05,19"O, 2130 m.s.n.m.), 15/03/1930.

Importancia económica: Fennah (1985) menciona a esta subespecie, junto a otras que integran el género *Isozulia*, como potenciales plagas de caña de azúcar y pasturas.

Plantas hospedadoras:

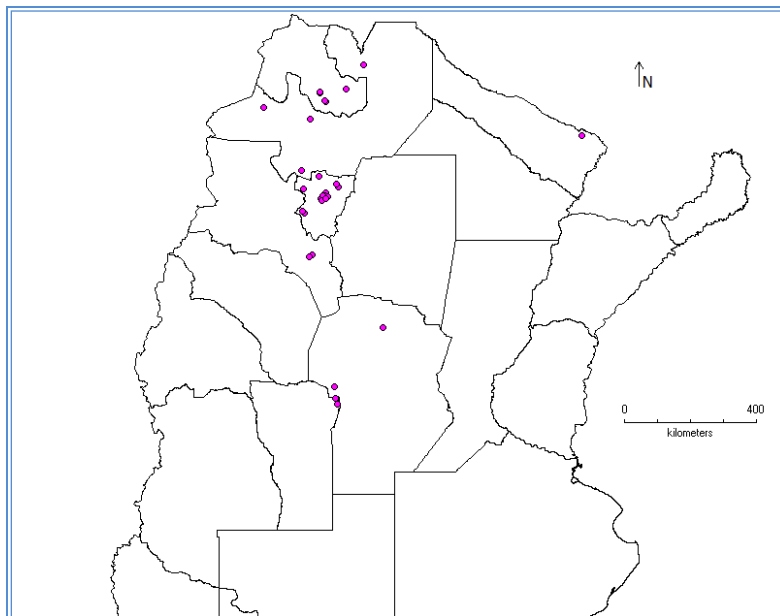
Planta	Relación con el hospedador	Localidad	Referencias
<i>Saccharum officinarum</i> L. (Poaceae)	Sobre la planta	La Mendieta, Jujuy	Fennah (1985)
<i>Paspalum notatum</i> Flügge (Poaceae)	Hospedador de cría	La Mendieta Jujuy	Box (1929)

Nuevos registros de plantas Hospedadoras: observaciones y resultados propios confirman la asociación de esta especie con diferentes monocotiledóneas. A continuación se informa por primera vez asociaciones de *I. c. christenseni* con los siguientes hospedadores

Planta	Relación con el hospedador	Localidad
<i>Sorghum halepense</i> (L.) Pers (Poaceae)	Hospedador de alimentación	Horco Molle, Tucumán
<i>Setaria parviflora</i> var. <i>parviflora</i> (Poir.) Kerguélen (Poaceae)	Sitio de oviposición y alimentación	San Miguel de Tucumán, Tucumán

Distribución geográfica: ARGENTINA: Salta, Córdoba (Yacanto) (Lallemand, 1940). Jujuy, La Mendieta; Tucumán, Horco Molle y Córdoba (Fennah, 1985). Los 98 ejemplares estudiados permitieron ampliar el área de distribución a las provincias de, Formosa, Catamarca, Corrientes y San Luis, así como también registrar nuevas localidades para Jujuy, Salta, Córdoba y Tucumán.

Mapa de distribución:



Isozulia c. jujuyana Fennah, 1985.

Isozulia christenseni jujuyana Fennah, 1985: 252.

Holotipo ♂, paratipos 3♂ y 2♀, (BMNH). Localidad tipo: Argentina.

Diagnosis

Coloración general: “Negro. Cabeza, protórax y mesotórax, negro. Coxas, metatórax, femur y abdomen rojo. Tibias, tarsos y placas subgenitales negro. Tegmen negro con la porción anterior del margen posterior roja; con seis manchas rojizas claras, una en forma de mancha oval sobre el borde posterior cerca de la base del tegmen; una mancha oval sobre la celda R no fusionada con la mancha distal en la celda costal; una mancha oval distal sobre la celda costal sobre el margen posterior y dos manchas ovales sobre la celda costal, a un tercio y dos tercios de la base respectivamente”.

“Postclípeo no comprimido lateralmente. Ala con la celda apical R no ensanchándose más allá de la unión de la vena transversal R-M con la M. Metatibia con dos espinas laterales y once espinas apicales. Metabasarso con 22 espinas apicales”.

Genitalia del macho: “Pigóforo con los procesos laterales recurvado meso-caudalmente y ápices acuminados. Placa subgenital ensanchada en los dos tercios basales, con el margen interno y externo moderadamente divergentes en el extremo; ángulo apical externo dirigido dorsalmente, escasamente visible en vista posterior. Lóbulo dorsal del páramero con el ángulo apical externo dirigido ventralmente en forma de lóbulo redondeado”.

Genitalia de la hembra: “Primer par de valvas gradualmente ensanchada en la base, con un par de procesos ventrales en el primer par de valvas” (Figura I.23; 24) (Fennah, 1985).



Figura I.23. *Isozulia christenseni jujuyana*, vista dorsal. (Barra= 1mm).

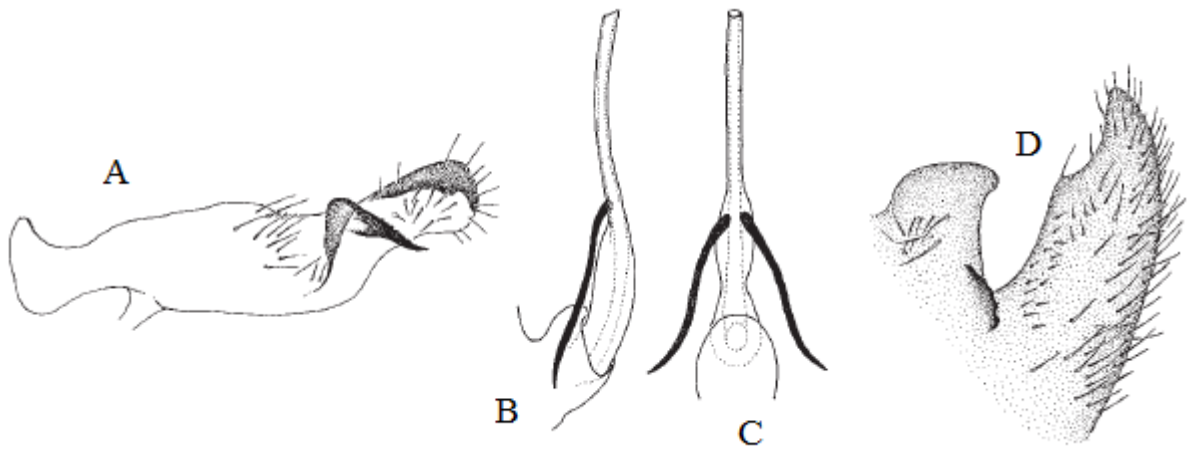


Figura I.24. *Isozulia christenseni jujuyana*: estructuras de la genitalia masculina. A) parámetros; B) edeago, en vista lateral; C) edeago en vista anterior; D) placa subgenital (Adaptado de Carvalho & Webb, 2005).

Observaciones: Caracteres de importancia taxonómica que separan a *I. c. christenseni* de *I. c. jujuyana*:

<i>I. c. christenseni</i>	<i>I. c. jujuyana</i>
Tegmen más largo que ancho (2,5-2,6:1).	Tegmen más largo que ancho (2,8:1)
Ala con la celda apical R ensanchándose más allá	Ala con la celda apical R no ensanchándose más allá

de la unión de la vena transversal R-M con la M.	de la unión de la vena transversal R-M con la M.
Pigóforo con el proceso lateral dirigido caudalmente, fuertemente redondeado apicalmente.	Pigóforo con el proceso lateral dirigido meso-caudalmente, acuminado apicalmente.
Placas subgenitales en vista posterior amplias, con el ángulo apical externo prominente, agudo, dirigido latero-dorsal	Placas subgenitales en vista posterior amplias en sus dos tercios basales, con el margen exterior e interior moderadamente convergentes, ángulo apical externo dirigido dorsalmente, escasamente visible en la vista posterior
Tegmen con una mancha distal sobre el margen anterior fusionada con la mancha en la celda R, formando una banda oblicua; mancha distal en el clavo fusionada con la banda basal marginal. Manchas de similar coloración, naranja o naranja-rojizo.	Tegmen con una mancha distal sobre el margen anterior no fusionada con la mancha en la celda R, mancha distal en el clavo no fusionada con la banda basal marginal o solamente unida débilmente con el margen basal de la banda. Manchas de coloración diferente, amarillo pálido a rosado-marrón.

Material estudiado:

Material depositado en la colección del MLP: JUJUY: 4♂, San Salvador de Jujuy (24°11'29,35"S 65°17'54,43"O, 1263 m.s.n.m.); 1♂, Ledesma (23°50'00,34"S 64°47'16,39"O, 440 m.s.n.m.), 28/01/1958, Torres-Ferreyra col; 2♂1♀, Los Manantiales (24°32'05"S 64°58'38"O, 664 m.s.n.m.), 03/02/1958, Torres Ferreyra col. CHACO: 6♀, Sauzal (24°34'38"S 61°31'57"O, 163 m.s.n.m.), ?/06/1933. SALTA: 1♂, Capazuty (22°10'47,90"S 63°43'03,84"O, 582 m.s.n.m.), 02/12/1957, Maldonado col.; 2♀, El Tabacal (23°15'58,93"S 64°15'02,34"O, 306 m.s.n.m.), ?/05/1933; 1♂1♀, Orán (23°09'36,86"S 64°15'38,19"O, 429 m.s.n.m.), ?/09/1939.

Material depositado en la colección del IFML: JUJUY: 1♂, Los Perales (24°09'39,37"S 65°19'36,10"O, 1400 m.s.n.m.), 12/02/1954, Monros-Willink col., misma localidad y col. 1♂1♀, 04/02/1920. SALTA: 1♂, Cerro San Bernardo (24°47'05,82"S 65°23'29,33"O, 1200 m.s.n.m.), 11/01/1949, Laesel col.; 1♂, Itinuyo (8 km de Pocitos) (24°31'06,95"S 66°56'04,51"O, 3800 m.s.n.m.), 28/09/1968, Willink col.; 7♂, Orán (Abra Grande), 10/01-01/03/1967, Golbach col.; 1♀,

Río Bermejo (7 km Aguas Blancas) (22°44'31,25"S 64°20'52,07"O, 415 m.s.n.m.), 01/05/1965, Terán-Willink col.

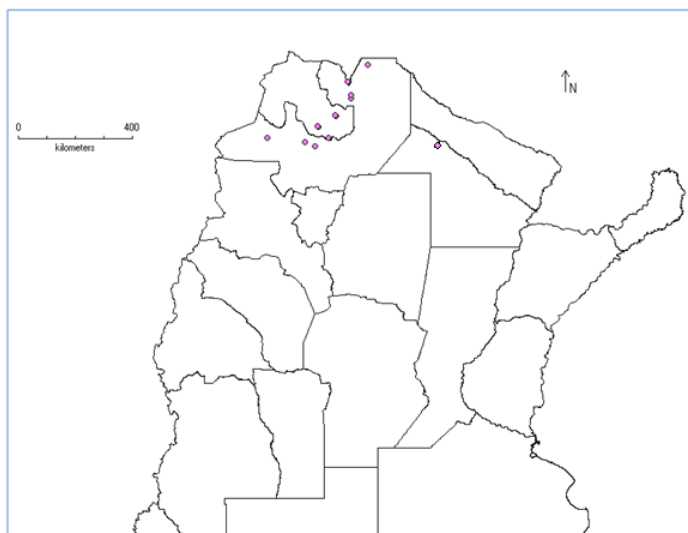
Importancia económica: Desconocido.

Plantas hospedadoras:

Planta	Relación con el hospedador	Localidad	Referencias
<i>Saccharum officinarum</i> L. (Poaceae)	Sobre la planta	La Mendieta, Jujuy	Box (1929)
<i>Paspalum notatum</i> Flügge (Poaceae)	Hospedador de cria	La Mendieta Jujuy	Box (1929)

Distribución geográfica: ARGENTINA: Jujuy, La Mendieta (Fennah, 1985). Los 32 ejemplares estudiados permitieron ampliar el área de distribución conocida a las provincias de Chaco y Salta, así como también registrar nuevas localidades de Jujuy.

Mapa de distribución:



Kanaima Distant, 1909.

Kanaima Distant, 1909: 212.

Especie tipo: *Tomaspis katzensteinii* Berg, 1879; por designación original.

Características diagnósticas más importantes del género:

Estructura general de los adultos: Postclípeo inflado, de perfil redondeado, con carena longitudinal prominente o ausente, surcos laterales muy marcados. Antena con pedicelo más largo que ancho, cuerpo basal del flagelo sub-cilíndrico, proyectado hacia afuera del pedicelo. Rostro llegando a las mesocoxas. Tegmen estrecho, con venación marcada, M y Cu unidas en el tercio basal, AI y AII separadas. Ala con la Cu no engrosada en la base. Metatibia con dos espinas laterales, del mismo tamaño, y 16 espinas apicales distribuidas en dos hileras. Metabasitarso con 20-40 espinas apicales distribuidas en tres hileras y cubiertas de una densa mata de cerdas.

Genitalia del macho: Pigóforo con un proceso lateral digitiforme. Placa subgenital alargada y con el ápice redondeado o agudo. Páramero sub-rectangular con elevación dorsal poco desarrollada, con un diente apical, dorsal y dirigido hacia adentro, pudiendo ser más robusto en la base y obscurecido en el ápice. Edeago robusto, sub-cilíndrico; en su parte media con dos procesos espiniformes dorsales cortos, dirigidos anteriormente.

Genitalia de la hembra: Primer par de valvas con un par de procesos basales poco desarrollados.

Distribucion geográfica: Neotropical, ARGENTINA (Distant, 1909). COLOMBIA, BRASIL, y VENEZUELA (Paladini, 2007).

Observaciones: Este género, descrito por Distant (1909), contenía sólo dos especies.

Posteriormente Lallemand (1912) y Delétang (1917) amplían la descripción original. En 1968 Fennah realiza la revisión de los géneros de cercópodos del Nuevo Mundo y sobre la base de caracteres de la cabeza, tórax y genitalia del macho, incorpora cuatro especies más y propone

nueva combinaciones. Actualmente *Kanaima* cuenta sólo con seis especies y dos subespecies, de las cuales sólo dos están representadas en Argentina (Berg, 1879; Carvalho & Webb, 2005).

Kanaima fluvialis (Lallemand, 1924).

Monecphora fluvialis var. *lateralis* Lallemand, 1924: 380.

Monecphora fluvialis var. *bipunctata* Lallemand, 1924: 381.

Kanaima fluvialis: Fennah, 1968: 181 (**n. comb**).

Kanaima fluvialis ssp. *bipunctata*: Carvalho y Webb, 2005: 65 (**n. estatus**).

Kanaima fluvialis ssp. *lateralis*: Carvalho y Webb, 2005: 65 (**n. estatus**).

Kanaima fluvialis: Paladini y Carvalho, 2008: 314.

Sintipos 1♂, 1♀, 1 sexo?, (BMNH). Localidad tipo: Argentina.

Diagnosis

Coloración general: *Negra*. “Tórax y abdomen negro con los márgenes del segmento rojo. Tegmen negro, con cuatro manchas rojas, dos en el primer tercio anterior y dos ubicadas en el tercio posterior. Patas negras con las regiones articulares rojas”.

“Con dos impresiones circulares sobre la superficie del vértex, externamente a los ocelos. Tilo cuadrangular 1,6 más largo que ancho. Postclípeo inflado, de perfil redondeado, con una carena mediana longitudinal evidente y surcos transversales muy marcados. Antena con pedicelo visible en vista dorsal con el cuerpo basal del flagelo subcilíndrico. Pronoto hexagonal, puntuado en su superficie, con el margen anterior recto y los márgenes antero-laterales ligeramente convexos. Escutelo con una concavidad mediana y rugosidades transversales en la superficie. Ala con la vena Cu no engrosada en la base. Metatibia con dos espinas laterales y 12-14 espinas apicales. Metabasitarso con 33 espinas apicales”.

Genitalia del macho: “Pigóforo con un proceso lateral redondeado digitiforme, bien desarrollado. Placa subgenital alargada, ambas con las porciones distales divergentes y

aguzadas. Páramero sub-rectangular con una elevación dorsal poco pronunciada y un diente apical dorsal, dirigido hacia adentro, engrosado en la base y oscurecido en el ápice. Edeago robusto, recto, sub-cilíndrico dirigido dorsalmente, con dos procesos dorsales, en forma de espinas cortas, en la porción media”.

Genitalia de la hembra: “Primer par de valvas largas, con ápices acuminados, con un par de procesos basales redondeados y poco desarrollados, dirigidos anteriormente” (Figura I.25; I.26) (Cavichioli, 1988).



Figura I.25. *Kanaima fluvialis*, vista lateral. (Barra= 1mm).

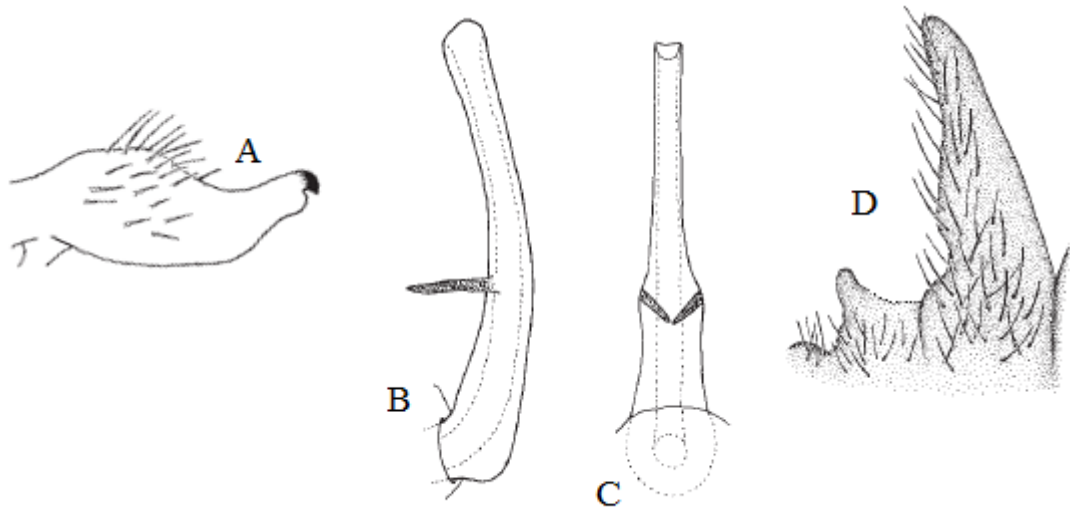


Figura 1.26. *Kanaima fluvialis*: estructuras de la genitalia masculina. A) parámetros; B) edeago, en vista lateral; C) edeago en vista anterior; D) placa subgenital (Adaptado de Carvalho & Webb, 2005).

Observaciones: Lallemand (1924) describió tres variedades de *Monecphora fluvialis* sobre la base de los diferentes patrones de coloración de las tegmina. Fennah (1968) las transfiere a *Kanaima*, generando tres nuevas combinaciones: *K. f. fluvialis*, *K. f. bipunctata* y *K. f. lateralis*. Cavichioli (1987), integra estudios sobre la biología de la especie, constatando que las diferencias en los patrones alares son una variación intra-específica que ocurre en la misma progenie, presentando cuatro patrones de coloración de las tegmina diferentes. Paladini (2007), constató que no hay caracteres morfológicos, ni de genitalia, que permitan separar estas tres subespecies y considera una única especie con una amplia variedad de patrones alares de coloración, muy común en Cercopidae.

Material estudiado:

Material depositado en la colección del MLP: MISIONES: 1♂, Jorgensen col.; 1♂, Pindapoy (27°74'04,00"S 55°78'04,00"O, 116 m.s.n.m.), 14/12/1941, Biraben-Bezzi col.; 1♂, Picada Guaycurú, 01/10/1910, Jorgensen col.; 2♂, San Ignacio (27°15'29,13"S 55°32'07,30"O, 153 m.s.n.m.), 08/12/1941, Biraben-Bezzi col.; 1♂2♀, Santa Inés (27°28'56,08"S 55°50'51,03"O, 120

m.s.n.m.), 13/12/1941, Biraben-Bezzi col. CHACO: 1♀, 19/04/1950; 2♂, Picada Guaycurú (27°26'46,94''S 59°01'43,81°E, 55 m.s.n.m.), 18/11/1941, Biraben col. CORRIENTES: 5♂3♀, San Roque (28°35'01,64''S 58°42'32,70''O, 66 m.s.n.m.), ?/02/1920, Bosq col. SANTA FE: 2♂, Colonia Silva (30°27'03,26''S 60°25'58,73''O, 56 m.s.n.m.), 22/11/1939, Biraben-Bezzi col.; 2♂2♀, Vera y Pintado (Estacion Ferro) (30°08'49,69''S 60°20'25,11''O, 58 m.s.n.m.), 22/11/1939, Biraben-Bezzi col. BUENOS AIRES: 9♂10♀, Estacion Pourtalé (37°01'13,06''S 60°35'25,97''O, 186 m.s.n.m.), 05/11/1941, Biraben col.; 4♀, Punta Lara (34°49'28,21''S 57°57'54,32''O, 5 m.s.n.m.), 03/01/1932, Bosq col.; 1♂, Sierra de la Ventana (38°08'24,93''S 61°47'39,38''O, 260 m.s.n.m.).

Material depositado en la colección del IFML: CHACO: 1♂, Pampa del Indio (26°03'03.43''S 59°56'31.10''O, 96 m.s.n.m.), 24/11/1950, Willink-Monros col. TUCUMÁN: 1♂, El Siambón (26°41'50,90''S 65°26'52,84''O, 1352 m.s.n.m.), ?/11/1945, Olea col. CORDOBA: 1♂, Villa Ciudad de América (Dique los Molinos) (31°50'18,94''S 64°31'11,77''O, 807 m.s.n.m.), 1981, Willink col. ENTRE RÍOS: 1♀, Haedo-Rossi col.; 3♂, Gualeguaychú (33°00'29,03''S 58°30'39,16''O, 10 m.s.n.m.), Haedo-Rossi col.

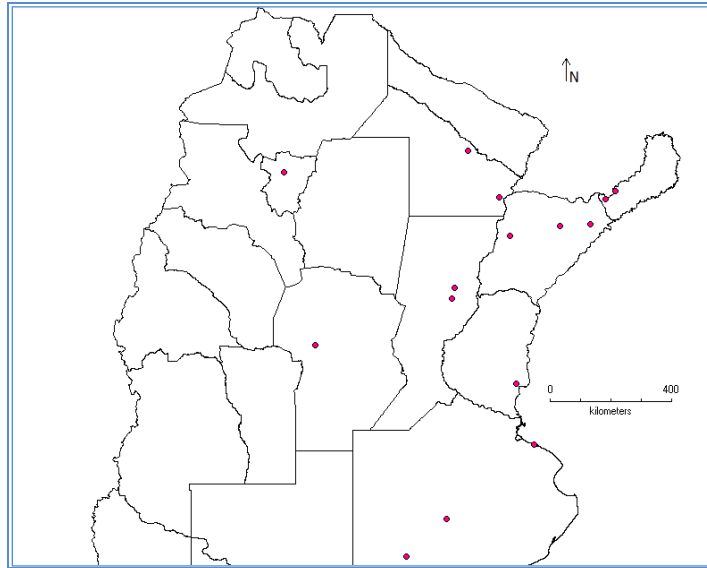
Importancia económica: desconocida.

Plantas hospedadoras:

Planta	Relación con el hospedador	Localidad	Referencias
<i>Eryngium eburneum</i> Decne (Apiaceae)	Hospedador de cria	Parque municipal do Iguazu, Curitiba, Brasil	Cavichioli, (1987)

Distribución geográfica: BRASIL: Paraná, Curitiba y Santa María; Río Grande do Sul, Porto Alegre, Uruguaiana, Passo Fundo, Triunfo y Guaíba (Paladini *et al.*, 2008). Sur de Brasil a Argentina (Cavichioli, 1987). Los 56 ejemplares estudiados permitieron ampliar el área de distribución para Argentina, registrando nuevas localidades de las provincias: Misiones, Chaco, Tucumán, Córdoba, Corrientes, Santa Fe, Entre Ríos y Buenos Aires.

Mapa de distribución:



Mahanarva Distant, 1909.

Mahanarva Distant, 1909: 210.

Especie tipo: *M. indicata* Distant 1909, por designación original.

Características diagnósticas más importantes del género:

Estructura general de los adultos: Cabeza robusta, sub-triangular, aproximadamente tan larga como el ancho entre los ojos. Postclípeo, levemente inflado y comprimido, de perfil fuertemente anguloso, con una carena media longitudinal muy marcada y surcos transversales débilmente marcados. Antena con el cuerpo del flagelo ovoide, y la arista, apenas más larga que el largo del tercer segmento antenal. Rostro llegando a las mesocoxas. Superficie del pronoto punteada con carenas longitudinales centrales, margen anterior recto, márgenes latero-antteriores oblicuos y los latero-posteriores cóncavos y sinuados. Metatibia con dos espinas laterales, la distal más desarrollada que la proximal.

Genitalia del macho: Parámetros con una elevación dorsal prominente y una espina subapical dirigida hacia fuera. Edeago fuertemente delgado en la porción media anterior y un par de procesos espiniformes dirigidos anteriormente, sobre la porción media.

Genitalia de la hembra: Primer par de valvas con un par de procesos basales redondeados y cóncavos hacia fuera.

Distribución geográfica: Neotropical. ARGENTINA, Este de BOLIVIA, PERÚ, ECUADOR, VENEZUELA y BRASIL (Sotelo & Cardona, 1992; Carvalho & Webb, 2005). COSTA RICA, PANAMÁ y a lo largo de Sudamérica (Peck *et al.*, 2004)

Observaciones: Distant en 1909 describe el género *Mahanarva* basándose en la coloración y pocas características de un único ejemplar hembra, cuya localidad es Brasil. Fennah (1968) lo divide en dos subgéneros: *Ipiranga* y *Mahanarva*. Actualmente este género contiene 38 especies y siete subespecies, siendo uno de los géneros más numerosos, de las cuales están representadas en Argentina *M. (I.) aguirrei*, *M. (M.) liturata* (Le Peletier & Serville), *M. (M.) tristis* (Metcalf) y *M. (M.) rubripennis* (Schmidt).

Lallemand (1927) estudia los géneros del continente americano, encontrando muchas similitudes entre alguno de estos, creando un complejo llamado “grupo Mahanarva” integrado por: *Sphenorhina*, *Aeneolamia*, *Pachypterinella*, *Kanaima*, y *Mahanarva*.

Paladini (2007) pone a prueba la monofilia de este grupo y sostiene que está definido por tres sinapomorfias: cuerpo basal del flagelo sub-cilíndrico; tres hileras de espinas apicales en el metabasitarso y ápice del edeago truncado.

Importancia económica: Barreto *et al.* (2008) realizando estudios a campo, en Brasil, observó reducciones de hasta 65% en la productividad animal, alimentándose sobre pasturas de *Brachiaria brizantha* cv. Marandu atacadas por cercopidos del género *Mahanarva*. De Souza Congio (2010), considera importante la magnitud de los daños causados por especies de este género y remarca la importancia de establecer estrategias de control debido a la falta de estudios acerca de la respuesta de estas plantas al ataque de los insectos.

Mahanarva (Ipiranga) Fennah, 1968

Mahanarva (Ipiranga) Fennah, 1968: 186.

Diagnosis: Postclípeo inflado, en perfil levemente convexo; dirigido posteriormente y ligeramente anguloso en la unión con el anteclípeo. Rostro no llegando a las mesocoxas. Ocelos más cerca entre sí que a los ojos, separados entre sí por no más de dos veces el ancho del ocelo. Antena con el cuerpo del flagelo sub-ovoide. Margen antero-lateral del pronoto recto. Mesoesterno sin tubérculos. Superficie de la tegmina densamente pilosa. Ala con la vena Cu ensanchándose abruptamente en la base. Metatibia con 12-14 espinas apicales y metabasitarso con 16-27. Segundo segmento tarsal con 11-14 espinas apicales.

Reúne cinco especies, distribuidas en Argentina, Brasil, y Uruguay (Carvalho & Webb, 2005; Metcalf, 1961; Soulier-Perkins, 2016).

Mahanarva (Ipiranga) integra (Walker, 1858a).

Monecphora integra Walker, 1858a: 86.

Tomaspis integra: Berg, 1879: 219 y 237 (**n. comb**).

Delassor rubicundus integer: Fennah, 1953c: 350 (**n. comb**).

Mahanarva (Ipiranga) integra: Carvalho y Webb 2005 (**n. comb**).

Sintipo ♀, (BMNH). Localidad tipo: Uruguay.

Diagnosis

Coloración general: “Negra. Tórax y abdomen negro. Tegmen negro con dos fajas transversales anaranjadas, una entre el tercio anterior y el tercio medio; y la otra entre el tercio medio y el tercio posterior”.

“Cabeza en vista dorsal con dos impresiones longitudinales sobre el vértex, externas a los ocelos. Postclípeo inflado, con una carena longitudinal media prominente; y surcos transversales débilmente marcados. Antena con el pedicelo visible dorsalmente, cuerpo basal del flagelo sub-cilíndrico proyectado por fuera del pedicelo. Pronoto hexagonal, fuertemente punteado con una

carena mediana. Ala con la vena M y Cu unidas en la base, presencia de vena Al y All bien distintas. Metatibia con dos espinas laterales y 12 espinas apicales distribuidas en dos hileras. Metabasitarso con 21-25 espinas apicales distribuidas en tres hileras”.

Genitalia del macho: “*Pigóforo con un proceso lateral digitiforme, alargado con el ápice redondeado. Placa subgenital alargada, estrecha, ensanchada en la porción media y con el extremo agudo. Páramero robusto, sub-rectangular, con un proceso dorsal fuertemente desarrollado, cubierto con un conjunto de cerdas y ápice puntiagudo con una espina oscura, sub-apical dirigida ventralmente y hacia fuera. Edeago sub-cilíndrico, robusto, con la porción media anterior levemente delgada; con un par de procesos espiniformes cortos y rectos sobre la porción media dirigidos anteriormente”.*

Genitalia de la hembra: “*Primer par de valvas con un par de procesos, redondeados y cóncavos hacia fuera. Segundo par de valvas cortas con los ápices redondeados y el margen dorsal con una hilera de dientes dispuestos en el tercio basal” (Figura I.27; I.28) (Azevedo Filho et al., 2007).*



Figura I.27. *Mahanarva (Ipiranga) integra*, vista lateral. (Barra= 1mm).

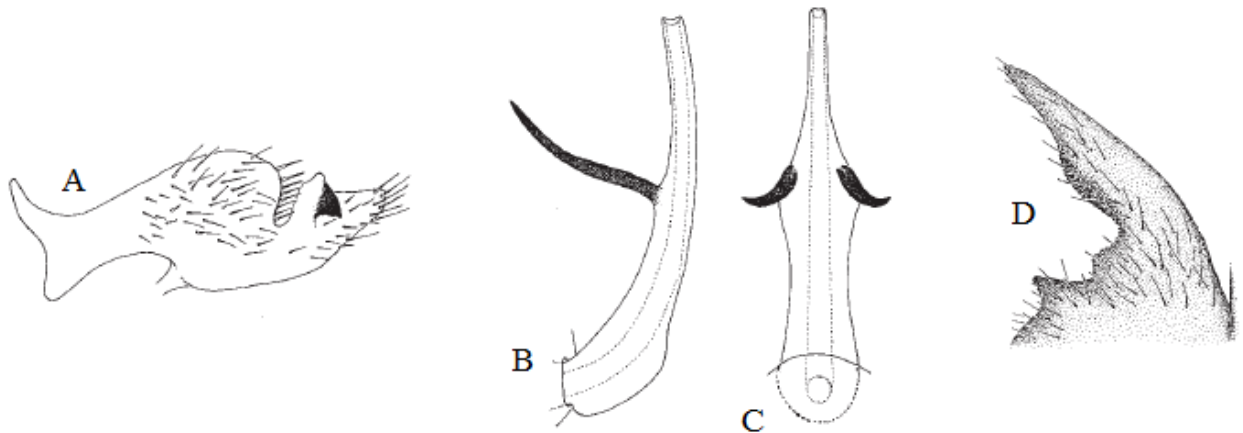


Figura 1.28. *Mahanarva (Ipiranga) integra*: estructuras de la genitalia masculina. A) parámetros; B) edeago, en vista lateral; C) edeago en vista anterior; D) placa subgenital (Adaptado de Carvalho & Webb, 2005).

Observaciones: Por el patrón de coloración, esta especie es muy difícil de distinguir a simple vista de *M. (I.) indentata* (Walker, 1858) y *M. (I.) rubicunda* (Walker, 1851), representando otro de los casos de policromismo inter-específico (Carvalho & Webb, 2005).

Material estudiado:

Material depositado en la colección del MLP: MISIONES: 1♀, Aristóbulo del Valle (27°05'43,27''S 54°53'30,60''O, 404 m.s.n.m.), 05/12/1960; 3♂, Loreto (27°19'02,43''S 55°32'00,12''O, 122 m.s.n.m.), ?/09/1955, Ogloblin col.; 2♂1♀, San Ignacio (27°15'29,13''S 55°32'07,30''O, 153 m.s.n.m.), 08/12/1941, Biraben-Bezzi col.; 1♂, Suárez (27°24'28,25''S 55°55'54,66''O, 133 m.s.n.m.), ?/09/1959, Garuhape col.

Material depositado en la colección del IFML: MISIONES: 2♂7♀, Bernardo de Irigoyen (26°15'05,36''S 53°39'15,30''O, 753 m.s.n.m.), 12/11/1973, Escobar-Claps col.; 1♂1♀, San Pedro (26°37'50,35''S 54°06'47,00''O, 537 m.s.n.m.), 16/11/1973, Willink-Tomsic col.; 2♂, Salto del Tabay (27°00'00,20''S 55°10'43,71''O, 132 m.s.n.m.), 05/11/1973, Escobar-Claps col.; 1♂, San Antonio (27°29'28,97''S 55°05'50,54''O, 349 m.s.n.m.), 07/12/1951, Willink-Monrós col.

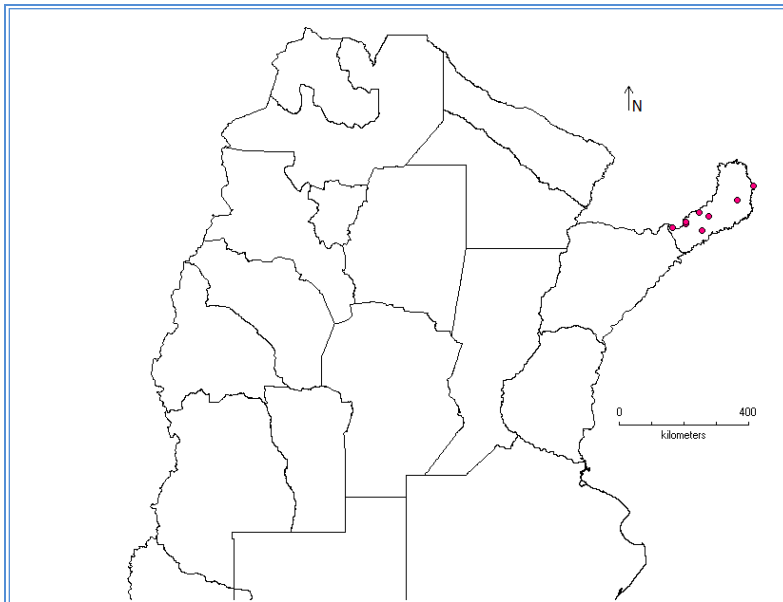
Importancia económica: Desconocida.

Plantas hospedadoras:

Planta	Relación con el hospedador	Localidad	Referencias
<i>Vitis vinifera</i> L. (Vitaceae)	Asociado al cultivo	Río Grande do Sul, Brasil	Azevedo Filho <i>et al.</i> (2007)

Distribución geográfica: BRASIL: Río de Janeiro; Santa Catarina (Lajes; Criciúma); Río Grande do Sul (São Francisco de Paula; Bento Gonçalves; Farroupilha). URUGUAY: Montevideo (Azevedo Filho *et al.*, 2007) y ahora, ARGENTINA. Los 22 ejemplares estudiados permitieron mencionar a esta especie por primera vez para Argentina, y ampliar el área de distribución, registrando su presencia en localidades de la provincia de Misiones.

Mapa de distribución:



Mahanarva (Mahanarva) Distant, 1909.

Mahanarva (Mahanarva) Distant, 1909: 210.

Diagnosis: Postclípeo fuertemente inflado, convexo, de perfil anguloso (más evidente en las hembras). Rostro llegando a las mesocoxas. Superficie del pronoto punteado con carenas longitudinales centrales, márgenes latero-anteriores oblicuos. Mesoesterno con un par de tubérculos en su superficie. Ala con la vena Cu ensanchándose levemente en la base. Metatibia con 15 espinas apicales distribuidas en dos hileras. Basitarso con 15-30 espinas apicales en tres o más hileras.

Reúne 33 especies y siete subespecies distribuidas en Argentina, Brasil, Ecuador, Uruguay y Venezuela (Carvalho & Webb, 2005; Metcalf, 1961; Soulier-Perkins, 2016).

Mahanarva (Mahanarva) paraguayana (Lallemand, 1927).

Sphenorhina paraguayana Lallemand, 1927a: 116.

Delasor paraguayana: Fennah, 1953: 350 (**n. comb**).

Mahanarva (Mahanarva) paraguayana: Fennah, 1968: 185 (**n. comb**).

Sintipo ♂, (BMNH). Localidad tipo: Paraguay.

Diagnosis

Coloración general: “*Roja. Ojos oscuros. Vértex negro. Pronoto rojo con la porción media posterior oscurecida y con dos manchas negras laterales sobre el margen anterior. Tegmen rojo castaño a marrón, con dos bandas longitudinales negras sobre la línea media del tegmen, una entre el tercio anterior y el tercio medio; y la otra entre el tercio medio y el tercio posterior*” (Lallemand, 1927).

Descripción complementaria: Postclípeo inflado, de perfil convexo y fuertemente anguloso, con una carena longitudinal media bien marcada y pronunciada; y surcos transversales bien definidos. Tilo con una carena longitudinal, en la parte media. Rostro llegando a la base de las mesocoxas. Pronoto con el margen anterior y latero-anteriores rectos, con un par de tubérculos y un par de depresiones sobre el margen anterior. Escutelo deprimido

con los bordes pronunciados. Metatibia con dos espinas laterales y 15 espinas apicales ubicadas en dos hileras. Metabasitarso con 20 espinas apicales ubicadas en tres hileras.

Genitalia del macho: Pigóforo con un proceso lateral digitiforme, muy pronunciado, ápice redondeado en dirección dorsal y posterior. Placa subgenital alargada, estrecha, con el extremo distal oscurecido a modo de espina y con el margen externo sinuoso; ambas placas con los extremos divergentes. Páramero robusto, sub-rectangular, con un proceso dorsal fuertemente desarrollado, cubierto con un conjunto de cerdas; ápice puntiagudo con una espina robusta y oscurecida en el ápice, la sub-apical dirigida ventralmente y hacia fuera, con el borde ventral cubierto de pequeños dientes. Edeago sub-cilíndrico, robusto en la porción media basal y abruptamente ensanchado en su porción media distal; con un par de procesos espiniformes dirigidos anteriormente, largos, sinuosos, rectos sobre la porción media y el extremo distal curvado hacia arriba; ápice del edeago con una pequeña proyección rectangular.

Genitalia de la hembra: Primer par de valvas con un par de procesos basales, dirigidos hacia dentro, redondeados y cóncavos hacia fuera. Segundo par de valvas más cortas (Figura I.29; I.30).



Figura I.29. *Mahanarva (Mahanarva) paraguayana*, vista dorsal. (Barra= 1mm).

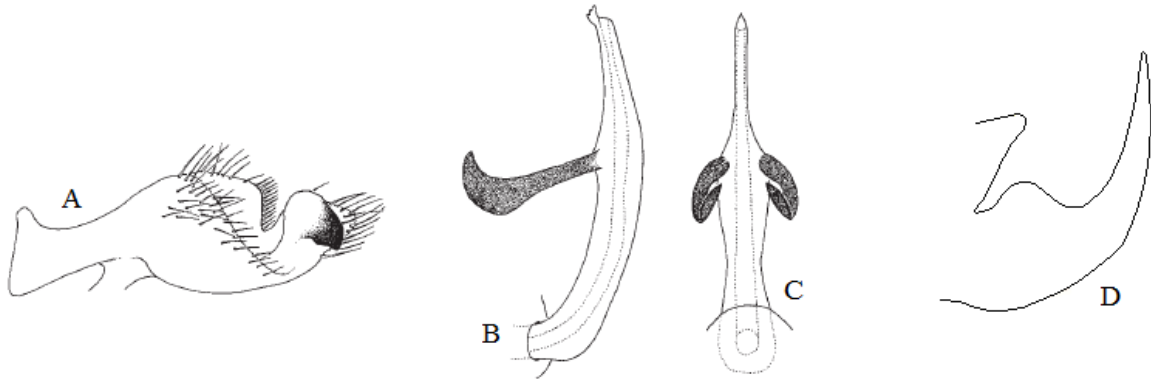


Figura I.30. *Mahanarva (Mahanarva) paraguayana*: estructuras de la genitalia masculina. A) parámetros; B) edeago, en vista lateral; C) edeago en vista anterior; D) placa subgenital (Adaptado de Carvalho & Webb, 2005).

Observaciones: Lallemand (1927) describió a esta especie basándose sólo en la coloración y muy pocos caracteres de la cabeza y tórax, los cuales son de escaso valor diagnóstico para la especie. Carvalho y Webb (2005) sólo ilustran la genitalia del macho.

Estudiando diez ejemplares machos y diez hembras de la provincia de Misiones, provenientes de la colección entomológica del IFML, se pudo observar que existe una gran variabilidad en la coloración de esta especie, desde ejemplares negros a rojos. Debido a esto, se amplía la descripción original, aportando otros caracteres morfológicos que resultan ser diagnóstico para la identificación de la especie, así como la descripción de la genitalia del macho y de la hembra.

Material estudiado:

Material depositado en la colección del IFML: MISIONES: 7♂4♀, Panambí (27°43'28,07''S 54°54'54,39''O, 203 m.s.n.m.), 24/11/1951, Monros-Willink col.; 1♂, Montecarlo (26°34'0,85''S 54°45'57,37''O, 203 m.s.n.m.), 06/11/1973, Escobar-Claps col.; 1♂1♀, Oro Verde (26°52'0.65''S 55°7'59,44''O, 196 m.s.n.m.), 17/11/1951, Willink col.; 2♂1♀, San Javier (27°51'48,78''S 55°08'28,42''O, 180 m.s.n.m.), 21/11/1973, Escobar-Claps col.; 1♂, Dos de Mayo (27°2'10,42''S 54°40'32,42''O, 507 m.s.n.m.), 18/11/1973, Escobar-Claps, col.; 1♂, Parque Nacional Iguazú

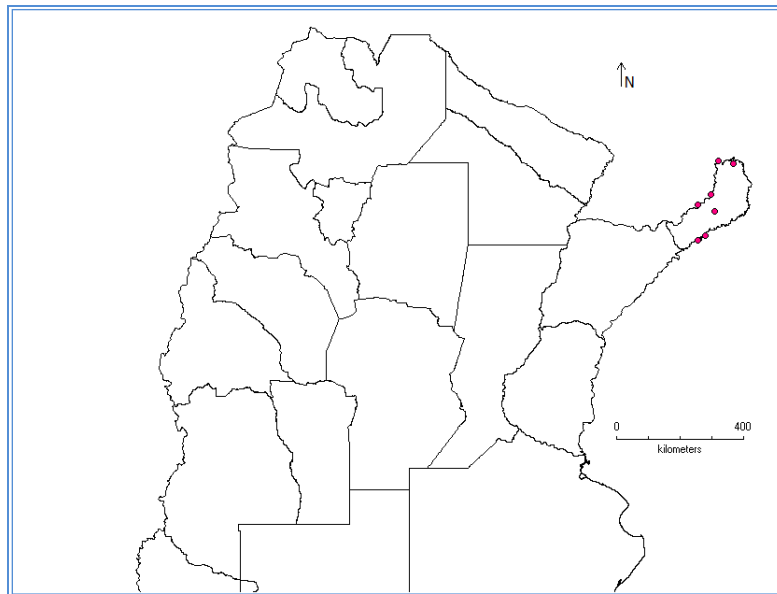
(25°35'49,48"S 54°34'33,90"O, 169 m.s.n.m.), 09-10/11/1973, Escobar-Claps col.; 1♀, Cabureí
(25°41'23,07"S 54°08'22,12"O, 305 m.s.n.m.), 11/11/1973, Escobar-Claps col.

Importancia económica: Desconocida.

Plantas hospedadoras: Desconocida.

Distribución geográfica: PARAGUAY, Sapucay (Lallemand, 1927) y ahora ARGENTINA. Los 20 ejemplares estudiados permiten mencionar a esta especie por primera vez para Argentina, registrando su presencia en localidades de la provincia de Misiones.

Mapa de distribución:



Mahanarva (Mahanarva) quadripunctata (Walker, 1858).

Sphenorhina quadripunctata Walker, 1858:88.

Tomaspis quadripunctata: Lallemand 1912a:96 (n. comb).

Funkhouseria quadripunctata: Lallemand, 1938:146 (n. comb).

Delassor quadripunctata: Fennah, 1953c:35 (n. comb).

Mahanarva (Mahanarva) quadripunctata: Fennah, 1968: 186 (n. comb).

Sintipo ♂, (BMNH). Localidad tipo: Brasil.

Diagnosis

Coloración general: *Negra. "Cabeza, tórax y abdomen negro. Postclípeo rojo oscuro. Tegmen negro con dos manchas ovals blanquecinas en el tercio posterior del tegmen. Patas negras con las articulaciones rojas"* (Walker, 1858).

Descripción complementaria: Postclípeo inflado, de perfil convexo y anguloso con una carena longitudinal media bien definida y surcos laterales fuertemente marcados. Ala con vena Cu levemente engrosada en la base. Metatibia con dos espinas laterales y 12-13 espinas apicales dispuestas en dos hileras. Metabasitarso con 25-26 espinas apicales.

Genitalia del macho: Pigóforo con un proceso lateral digitiforme en dirección dorsal y posterior, muy pronunciado, con el ápice redondeado. Placa subgenital alargada, estrecha, engrosadas en la base y con el ápice agudo a modo de espina, oscurecido; ambas placas con los extremos divergentes. Páramero robusto, sub-rectangular, cubierto con un conjunto de cerdas; con un proceso dorsal fuertemente desarrollado; y ápice puntiagudo con dos espinas sub-apicales la primera más pequeña y la segunda robusta y oscurecida en el ápice, dirigida ventralmente y hacia fuera. Edeago sub-cilíndrico, robusto, abruptamente ensanchado en la porción media proximal; con un par de procesos espiniformes dirigidos anteriormente, largos, achatados lateralmente y curvados hacia arriba sobre la porción media; porción distal del edeago con una pequeña proyección rectangular dirigida hacia el dorso.

Genitalia de la hembra: Primer par de valvas con un par de procesos basales dirigidos hacia dentro, redondeados. Segundo par de valvas más cortas (Figura I.31; I.32).



Figura I.31. *Mahanarva (Mahanarva) quadripunctata*, vista dorsal. (Barra= 1mm).

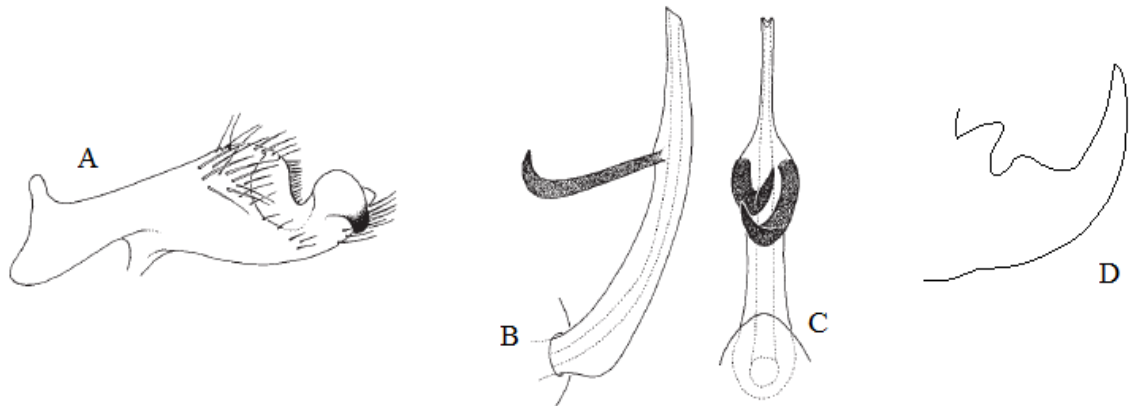


Figura I.32. *Mahanarva (Mahanarva) quadripunctata*: estructuras de la genitalia masculina. A) parámetros; B) edeago, en vista lateral; C) edeago en vista anterior; D) placa subgenital (Adaptado de Carvalho & Webb, 2005).

Observaciones: De esta especie se conoce la descripción original de Walker (1858). A igual que *M. (M.) paraguayana*, se describió en base a la coloración y muy pocos caracteres de la cabeza y tórax, los cuales no son diagnósticos para la especie. Carvalho & Webb (2005) sólo ilustran la genitalia del macho.

En el presente estudio se examinaron cinco ejemplares macho, de la provincia de Misiones, provenientes de la colección entomológica del IFML, hecho que no permitió complementar la descripción original con otros caracteres morfológicos que resultan ser diagnóstico para la identificación de la especie. Se describe la genitalia del macho y caracteres adicionales de la genitalia de la hembra.

Material estudiado:

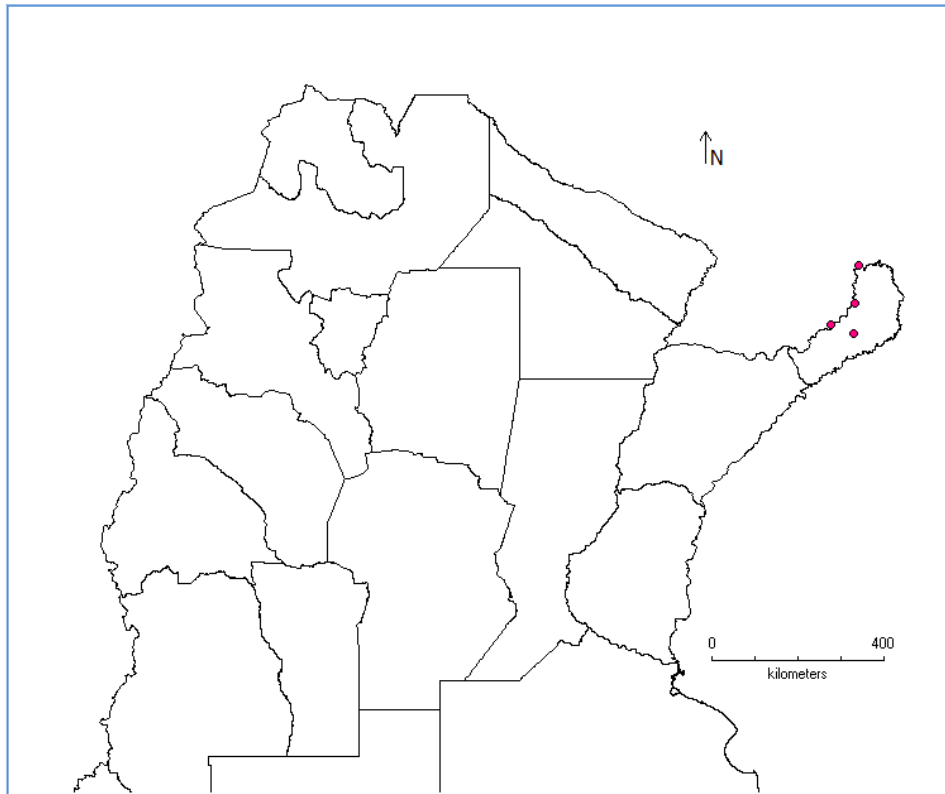
Material depositado en la colección del IFML: MISIONES: 1♂, Dos de Mayo (27°2'10,42"S 54°40'32,42"O, 507 m.s.n.m.), 18/11/1973, Escobar-Claps col.; 1♂, Oro Verde (26°52'0.65"S 55°7'59,44"O, 196 m.s.n.m.), 17/11/1951, Willink col.; 2♂, Parque Nacional Iguazú (25°35'49,48"S 54°34'33,90"O, 169 m.s.n.m.), 09-10/11/1973, Escobar-Claps col.; 1♂, Ruta El Dorado-Irigoyen (26°19'39,89"S 54°20'35,80"O, 245 m.s.n.m.), 14/11/1973, Willink-Tomsic, col.

Importancia económica: Peck *et al.* (2004) observó a esta especie junto a otras del mismo género alimentándose de pasturas, en Brasil.

Plantas hospedadoras: Desconocidas.

Distribución geográfica: BRASIL (Walker, 1858) y ahora ARGENTINA. Los materiales estudiados permitieron mencionar a esta especie por primera vez para Argentina; y ampliar su área de distribución, registrandola en localidades de la provincia de Misiones.

Mapa de distribución:



Mahanarva (Mahanarva) rubropicta (Melichar, 1915).

Tricephora rubropicta Melichar, 1915: 13.

Delassor rubropictus: Fennah 1953: 350 (**n. comb**).

Mahanarva (Mahanarva) rubropicta: Fennah 1968 (**n. comb**).

Sintipo ♂, (MMBC). Localidad tipo: Hohenau, Paraguay,

Diagnosis

Coloración general: “Roja. Ojos oscuros. Vértex negro. Pronoto rojo con la porción media posterior oscurecida y con dos manchas negras laterales sobre el margen anterior. Tegmen negro con tres bandas longitudinales rojas-anaranjadas, la primera a lo largo de toda la vena radial, la segunda sobre el margen anterior desde la base hasta la mitad del tercio posterior del tegmen y la tercera a lo largo de la rama dorsal de la vena media. Tórax, patas y abdomen rojo oscuro”.

“Cabeza más larga que el ancho del vértex y con una carena media prominente. Postclípeo inflado, de perfil convexo y anguloso con surcos laterales fuertemente marcados. Antena con el pedicelo visible en vista dorsal y el cuerpo basal del flagelo sub-cilíndrico. Rostro llegando a las mesocoxas. Pronoto hexagonal con la superficie fuertemente punteada, carena media poco visible, margen anterior recto y márgenes antero-laterales convexos. Escutelo con una concavidad media y rugosidades transversales. Alas con la vena Cu levemente engrosada en la base, con la vena Al presente y la All poco visibles. Metatibia con dos espinas laterales y 12-13 espinas apicales. Metabasitarso con 24-25 espinas apicales”.

Genitalia del macho: *“Pigóforo con un proceso lateral digitiforme, muy pronunciado, ápice redondeado, en dirección dorsal y posterior. Placa subgenital alargada, estrecha, y con el extremo recto, agudo y oscurecidos a modo de espinas, con el margen externo sinuoso. Páramero robusto, sub-rectangular, con un proceso dorsal fuertemente desarrollado con la porción próxima al ápice anguloso, cubierto con un conjunto de cerdas; ápice puntiagudo con una espina robusta y oscura en su totalidad, espina sub-apical dirigida ventralmente y hacia fuera. Edeago sub-cilíndrico, robusto y abruptamente ensanchado en la porción media proximal; con un par de procesos espiniformes dirigidos anteriormente, largos, achatados lateralmente y curvados hacia arriba sobre la porción media; ápice del edeago con dos pequeñas proyecciones rectangulares, una de posición lateral dirigida anteriormente y la otra terminal dirigida hacia el dorso”.*

Genitalia de la hembra: *“Primer par de valvas con un par de procesos basales, redondeados y cóncavo hacia fuera. Segunda par de valvas más larga que el primer par, con el ápice redondeado y la cara interna con un conjunto de sensilas. El tercer par, gonocoxa, cortas, impresas con marcas o rugosidades en la cara interna” (Figura 1.33; 1.34) (Azevedo Filho, 2007).*



Figura I.33. *Mahanarva (Mahanarva) rubropicta*, vista dorsal. (Barra= 1mm).

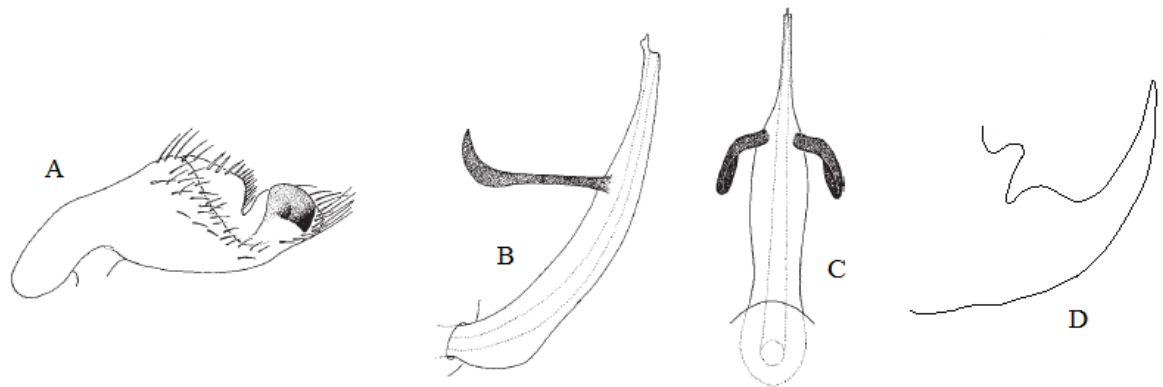


Figura I.34. *Mahanarva (Mahanarva) rubropicta*: estructuras de la genitalia masculina. A) parámetros; B) edeago, en vista lateral; C) edeago en vista anterior; D) placa subgenital (Adaptado de Carvalho & Webb, 2005).

Observaciones: En muchos de los ejemplares estudiados, provenientes de las provincias de Misiones y Tucumán, pudimos observar diferentes patrones de coloración (desde ejemplares rojos a completamente negros), también se observaron variaciones en las tegmina, en donde, tanto la banda longitudinal que se encuentra a lo largo de la vena media, como la que se encuentra sobre el margen anterior, suelen interrumpirse formando cuatro manchas ovales,

también la banda que se encuentra sobre la vena radial se reduce, en forma de mancha, dando un aspecto de cinco manchas ovales.

Material estudiado:

Material depositado en la colección del MLP: MISIONES: 2♂, Aristóbulo del Valle (27°5'42,65''S 54°53'36,85''O, 401 m.s.n.m.), 05/12/1960; 1♂, El Dorado (26°23'58,79''S 54°37'36,13''O, 252 m.s.n.m.), Barneeh col.; 3♂, Loreto (27°18'48.41''S 55°32'01.15''O, 155 m.s.n.m.), 07/10/1936, Ogloblin col.; 1♂, Pindapoy (27°74'04,00''S 55°78''04,00''O, 116 m.s.n.m.), ?/10/1955; 3♂3♀, Posadas (27°22'48,97''S 55°54'20,79''O, 116 m.s.n.m.), 01/10/1910, Jorgensen col.; 1♂, San Ignacio (27°15'29,13''S 55°32'07,30''O, 153 m.s.n.m.), 11/12/1929.

Material depositado en la colección del IFML: MISIONES: 3♂, San Javier (27°51'48,78''S 55°08'28,42''O, 180 m.s.n.m.), 20/11/1973, Willink-Tomsic col., misma localidad 2♂, 21/11/1973, Escobar-Claps col.; 5♂, Salto del Tabay (27°00'00,20''S 55°10'43,71''O, 132 m.s.n.m.), 05/11/1973, Escobar-claps col.; 4♂1♀, Panambí (27°43'28,07''S 54°54'54,39''O, 203 m.s.n.m.), 24/11/1951, Monros-Willink col.; 1♂, Parque Nacional Iguazú (25°35'49,48''S 54°34'33,90''O, 169 m.s.n.m.), 10/12/1973, Willink-Tomsic col.; 1♂, Dos de Mayo (27°2'10,42''S 54°40'32,42''O, 507 m.s.n.m.), 30/11/1951, Willink-Monros col., misma localidad 1♂, 18/11/1973, Escobar-Claps; 1♂1♀, Oro Verde (26°52'0.65''S 55°7'59,44''O, 196 m.s.n.m.), 17/11/1951, Willink col.; 1♂, Montecarlo (26°34'0,85''S 54°45'57,37''O, 203 m.s.n.m.), 06/11/1973, Escobar-Claps col. TUCUMÁN: 1♂, San Miguel de Tucumán (26°47'48.50''S 65°18'37.31''O, 592 m.s.n.m.), ?/03/1948, Golbach col.

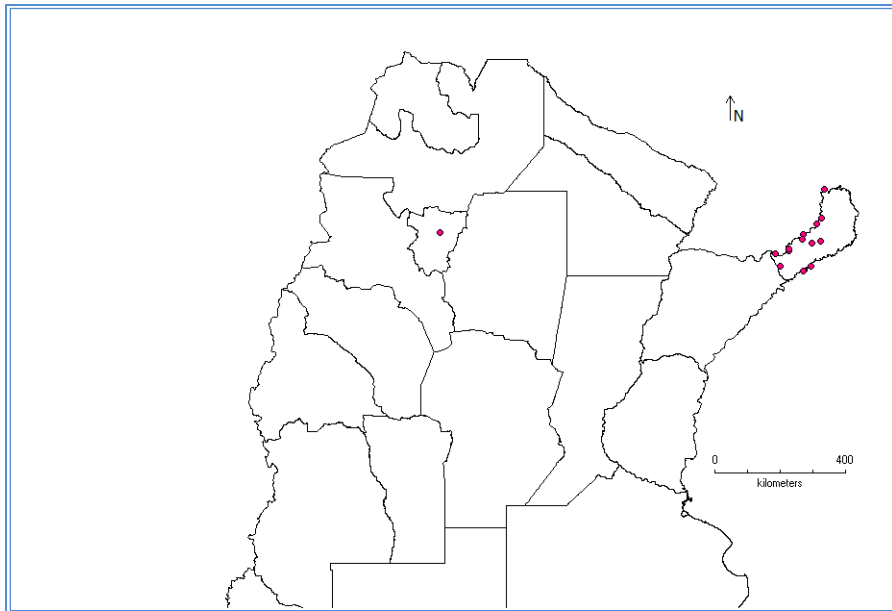
Importancia económica: Desconocida.

Plantas hospedadoras:

Planta	Relación con el hospedador	Localidad	Referencias
<i>Vitis vinifera</i> (Vitaceae)	Asociado al cultivo	Río Grande do Sul, Brasil	Azevedo Filho <i>et al.</i> (2007)

Distribución geográfica: BRASIL. Río Grande do Sul (Bento Gonçalves; Farroupilha). PARAGUAY: Itapua Contesa (Azevedo Filho *et. al*, 2007), Hohenau (Melichar, 1915) y ahora ARGENTINA. Los 35 ejemplares estudiados permitieron mencionar a esta especie por primera vez para Argentina, registrando su presencia en localidades de las provincias de Misiones y Tucumán.

Mapa de distribución:



Monecphora Amyot & Serville, 1843.

Monecphora Amyot & Serville, 1843: 562.

Especie tipo: *Cercopis cingulata* Le Peletier & Serville, 1825; por designación original.

Características diagnósticas más importantes del género:

Estructura general de los adultos: Postclípeo con una carena media poco pronunciada o imperceptible. Rostro llegando a las mesocoxas (excepto en *M. quadrifasciata*). Ojos cortos, casi dos veces tan anchos como largos. Ocelos situados cerca del margen posterior de la cabeza. Antena con el tercer segmento sub-globoso con una arista corta en relación al flagelo. Ala con la

vena Cu gradualmente engrosadas en la base. Postibia relativamente corta, con dos espinas laterales, la basal fuertemente desarrollada. Metabasitarso con menos de diez espinas apicales.

Genitalia del macho: Edeago estrecho, tubular usualmente con un par de procesos espiniformes en el ápice.

Genitalia de la hembra: Primer par de valvas con un par de procesos basales cortos, recurvados, dirigidos meso-caudalmente o caudalmente. Esternito pregenital usualmente con un surco medio, longitudinal.

Distribución geográfica: Neotropical. BRASIL: Natal (Metcalf, 1961) y ahora ARGENTINA

Observaciones: Este género fue creado en 1843 por Amyot & Serville para acomodar 4 especies provenientes del género *Cercopis*. Subsecuentemente, Lallemand (1912) incorpora como sinónimo al género *Tomaspis*, pero Metcalf & Brunner (1944) revierten esta acción. Metcalf (1961) lista 30 especies con sus sinónimos dentro de este género; posteriormente muchas de ellas fueron incorporadas a otros géneros, quedando sólo integrado con 9 especies (Fennah, 1968; Hamilton, 1977; Nast, 1949).

Monecphora cingulata (Le Peletier & Serville, 1825).

Cercopis cingulata Le Petelier & Serville 1825:606.

Monecphora cingulata: Amyot & Serville (1843):562 (**n. comb**).

Tomaspis (T.) cingulata: Lallemand, 1912:91 (**n. comb**).

Monecphora cingulata: Carvalho & Webb, 2005: 77 (**n. comb**).

Repositorio tipo no especificado. Localidad tipo: América del Sur. Sintipos 1♂, 2♀, 1 sex?, determinados bajo el nombre *M. soligena* con localidad tipo Brasil (BMNH).

Diagnosis

Coloración general: “Marrón amarillenta. Cabeza, tórax y abdomen marrón. Ojos, escapo y pedicelo de la antena, articulaciones de las patas, espinas laterales de la metatibia y tarsos negros. Tegmen marrón amarillento con una banda transversal negra en el tercio anterior” (Carvalho *et al.*, 2016).

Descripción complementaria: Cuerpo completamente cubierto de una densa mata de pelos. Postclípeo levemente comprimido. Ala con vena Cu engrosada gradualmente en la base. Metatibia con dos espinas laterales y 8 espinas apicales ubicadas en una sola hilera. Metabasitarso con ocho espinas apicales en una hilera.

Genitalia del macho: Pigóforo con un proceso lateral triangular bien desarrollado. Placa subgenital corta, robusta, con el extremo apical redondeado y una mancha pequeña oscura; con una proyección triangular en la porción anterior sobre el margen externo. Páramero subrectangular, delgado, con proceso dorsal poco desarrollado; ápice puntiagudo proyectado caudalmente con una espina robusta y oscura en su totalidad, sub-apical dirigida ventralmente y hacia fuera. Edeago delgado, recto, dirigido dorsalmente y con dos procesos sobre el ápice, laterales, rectos y ensanchados en los extremos distales.

Genitalia de la hembra: Primer par de valvas con un par de procesos basales cortos y redondeados (Figura I.35; I.36).



Figura I.35. *Monecphora cingulata*, vista lateral. (Barra= 1mm).

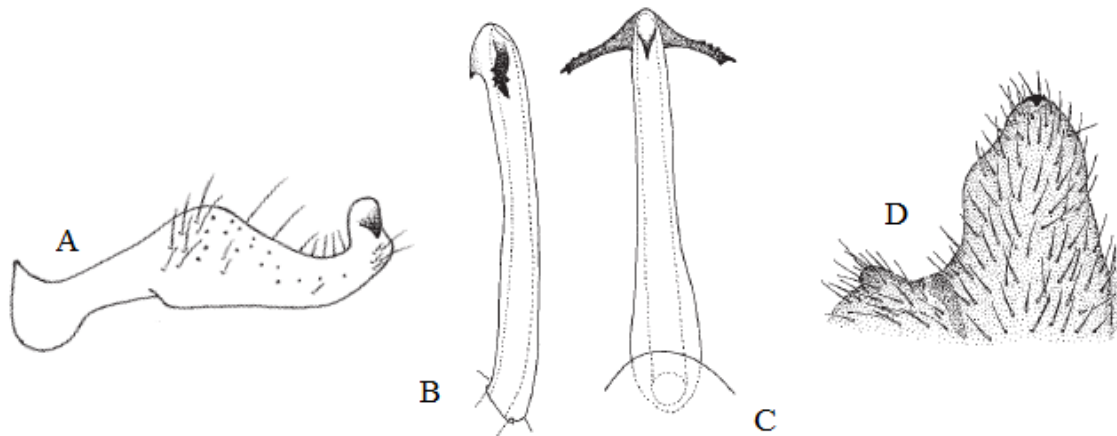


Figura I.36. *Monecphora cingulata*: estructuras de la genitalia masculina. A) parámetros; B) edeago, en vista lateral; C) edeago en vista anterior; D) placa subgenital (Adaptado de Carvalho & Webb, 2005).

Observaciones: Debido a que Le Peletier & Serville (1825) describieron esta especie basándose sólo en la coloración y Carvalho & Webb (2005) en su trabajo, sólo ilustran la genitalia del macho, la presente redescrición responde a la necesidad de describir los rasgos que resultan ser diagnósticos para la identificación de esta especie, también se describe la genitalia del macho y se adicionan caracteres de la genitalia de la hembra.

Material estudiado:

Material depositado en la colección del MLP: MISIONES: 1♂, sin datos; 1♂, ?/02/1962; 1♂, Aristóbulo del Valle (27°5'42,65''S 54°53'36,85''O, 401 m.s.n.m.), 05/12/1960; 1♂, Loreto (27°18'48,41''S 55°32'01,15''O, 155 m.s.n.m.), Ogloblin col.; 2♂, Posadas (27°22'48,97''S 55°54'20,79''O, 116 m.s.n.m.), ?/02/1940.

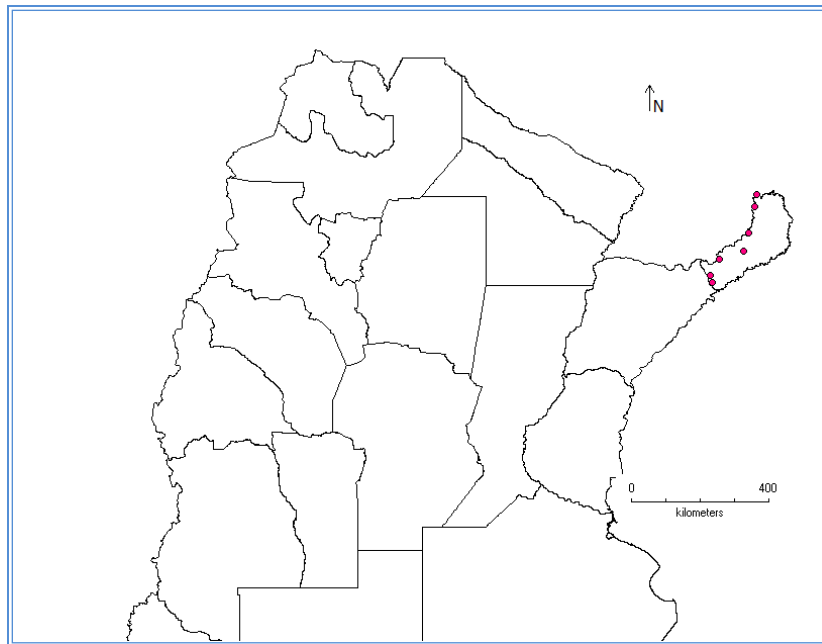
Material depositado en la colección del IFML: MISIONES: 1♂, Apóstoles (San José) (27°54'43,69''S 55°44'14,80''O, 153 m.s.n.m.), 04/27/1981, Golbach col.; 2♂, Bemberg (25°54'58,55''S 54°36'53,11''O, 203 m.s.n.m), 12-29/01/1945, Hayward-Willink-Golbach col.; 1♀, Caragatay (26°37'20,57''S 54°45'54,99''O, 155 m.s.n.m), ?/01/1960, Trotta-Ronderos col.; 1♂, Iguazú (25°35'49,48''S 54°34'33,90''O, 169 m.s.n.m.), 30/01/-13/03/1945, Hayward-Willink-Golbach col.

Importancia económica: Desconocida.

Plantas hospedadoras: Desconocidas.

Distribución geográfica: Neotropical, América del Sur, BRASIL (Carvalho y Webb, 2005). Río de Janeiro, Paraná, Santa Catarina, Río Grande do Sul; ARGENTINA: Misiones (Carvalho *et. al*, 2016). Los 11 ejemplares estudiados permitieron ampliar el área de distribución conocida, registrando la presencia de esta especie en nuevas localidades de la provincia de Misiones.

Mapa de distribución:



Notozulia Fennah, 1968.

Notozulia Fennah, 1968: 117.

Especie tipo: *Tomaspis entreriana* Berg, 1879; por designación original.

Características diagnósticas más importantes del género:

Estructura general de los adultos: Postclípeo inflado, con una carena media, de perfil convexo y en su parte distal ligeramente anguloso. Rostro llegando a los metatrocánteros. Ocelos más cerca entre sí que a los ojos, la distancia de separación uno del otro es, un poco más de dos veces el ancho de un ocelo. Antena con el tercer segmento sub-globoso, arista tan larga como el largo del segmento. Pronoto levemente convexo, sin carenas medianas, con sus márgenes latero-anteriores un poco proyectados lateralmente y margen posterior moderadamente cóncavo. Mesoesternito con tubérculos. Tegmen tres veces más largo que ancho, superficie muy poco pilosa. Ala con la vena Cu levemente ensanchada hacia la base. Metatibia con dos espinas laterales y alrededor de diez espinas apicales ubicadas en dos hileras. Metabasitarso con 13-16 espinas apicales, y una densa mata de setas; segundo metatarsito con, alrededor de 13 espinas apicales.

Genitalia del macho: Pigóforo estrecho, con un lóbulo lateral recurvado. Placa subgenital moderadamente larga, margen apical más producido en el extremo lateral interno que en el externo. Páramero moderadamente largo, comprimido lateralmente, apicalmente curvado hacia arriba, y con dos procesos lobuliformes. Edeago tubular, recto, sin procesos, con la superficie rugosa en la porción basal.

Genitalia de la hembra: Primer par de valvas más largas que el par medio y dorsal, con la superficie lisa y terminando en un ápice aguzado. Segundo par alargado y aguzado, muy similar al primer par. Tercer par de valvas cortas y ensanchadas con la superficie recubierta por setas cortas.

Distribución geográfica: Neotropical. BRASIL (Paraíba, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Bahia, Minas Gerais, Espírito Santo, Río de Janeiro, Sao Paulo, Santa Catarina, Río Grande do Sul); PARAGUAY; ARGENTINA (Entre Ríos, Tucumán, Jujuy) (Carvalho, 1995). COLOMBIA (Peck, 2001).

Observaciones: El género *Zulia* fue creado por Fennah en 1949, a partir de su especie tipo *Cercopis pubescens*. El mismo autor, en 1953, crea los subgéneros: *Zulia* s. str. y *Neozulia*. Posteriormente, en 1968, describe un nuevo subgénero *Notozulia* basándose en una sola

especie *Tomaspis entreriana* Berg, manteniendo a *Monecphora alboornata* Lallemand como sinónimo.

Carvalho (1995), realiza una revisión de los géneros neotropicales y analiza los caracteres con una base metodológica cladística, eleva al subgénero *Notozulia* a género, basándose en características del postclípeo (globoso y de perfil convexo) y un patrón distinto en la genitalia del macho. El género *Notozulia* es monoespecífico incluyendo sólo a *Notozulia entreriana*.

Notozulia entreriana (Berg, 1879).

Tomaspis entreriana Berg, 1879: 215.

Tomaspis (Tomaspis) entreriana: Lallemand, 1912: 93 (n. comb).

Monecphora entreriana: Torres, 1946: 21 (n. comb).

Zulia (Notozulia) entreriana: Fennah, 1968: 178 (n. comb).

Monecphora alboornata Lallemand, 1927: Fennah, 1968:178 (n. syn.).

Notozulia entreriana: Carvalho, 1995: 388 (n. comb).

Holotipo ♀, (MLP). Localidad tipo: Concepción del Uruguay, Entre Ríos, Argentina.

Diagnosis

Coloración general: “Negra. Tegmen negro con una banda blanca de posición transversal ocupando la tercera mitad posterior. Articulaciones de las patas y del abdomen rojo”.

“Postclípeo inflado, de perfil convexo con surcos laterales fuertemente marcados y una carena longitudinal conspicua. Pronoto hexagonal con los márgenes antero-laterales rectos y los post-laterales sinuosos, levemente cóncavo. Ala con vena Cu engrosada en la base. Metatibia con dos espinas laterales y 10-12 espinas apicales ubicadas en dos hileras. Metabasarso con 15 espinas apicales ubicadas en una sola hilera y cubiertas con una mata densa de pelos”.

Genitalia del macho: “Pigóforo en vista lateral con un lóbulo digitiforme, muy pronunciado. Placas subgenitales, sub-rectangulares, elongadas y con procesos apicales redondeados sobre el borde apical. Páramero sub-rectangular, delgado, con una elevación

dorsal conspicua y un diente sub-apical pequeño y curvado hacia el exterior; el margen dorsal con un grupo de setas dispersas. Edeago robusto, sub-cilíndrico, con la superficie dorsal provista de pequeños dientes; ápex aguzado y triangular”.

Genitalia de la hembra: “Primer par de valvas con un par de pequeños procesos basales, ligeramente volteado hacia atrás” (Figura I.37; I.38) (Paladini et al., 2008).



Figura I.37. *Notozulia entreriana*, vista lateral. (Barra= 1mm).

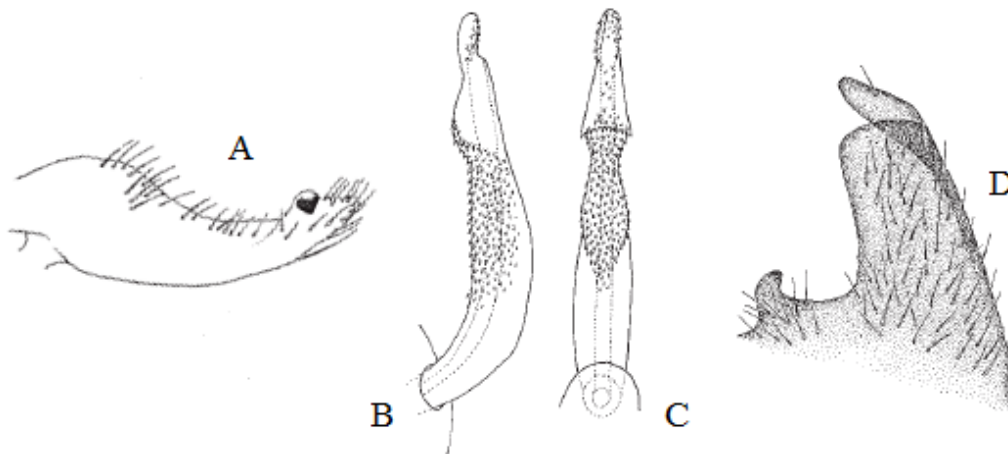


Figura I.38. *Notozulia entreriana*: estructuras de la genitalia masculina. A) parámetros; B) edeago, en vista lateral; C) edeago en vista anterior; D) placa subgenital (Adaptado de Carvalho & Webb, 2005).

Material estudiado:

Material colectado: JUJUY: 2♂, San Pedro; 12/03/2014; 2♂6♀, Fraile Pintado, 12/03/2014; 5♂5♀, Aguas Calientes; 6♂6♀, Caimancito, 12/03/2014; SALTA: 7♂1♀, Cabeza de Anta, 12/03/2014; 8♂9♀, Lumbreira, 12/03/2014 1♂2♀, Pichanal, 12/03/2014; 3♂4♀, Yatasto, 12/03/2014; 3♂, Río Juramento, 12/03/2014; 10♂, Las Estrellas, 12/03/2014; FORMOSA: 5♂1♀, Laguna Blanca (25°07'36,19"S 58°14'38,43"O, 79 m.s.n.m.), 19/05/2015; TUCUMÁN: 1♀, San Pedro de Colalao, 04/1/2013; 11♂36♀, San Miguel de Tucumán, 8/V/2012-31/V/2012, misma localidad 1♂ 2♀ 8/VI/2012, 10♂1♀ 12-28/XI/2012; 1♂, Escaba (27°37'55.58"S 65°49'02,66"O, 1814 m.s.n.m.), 21/II/2013; 40♂20♀, El Cadillal (26°39.317 S 65°13.601 O, 1502 m.s.n.m.), 3/XII/2012; 2♂, El Timbó (26°41'59,50"S 65°08'00,16"O, 551 m.s.n.m.), 16/04/2012; 3♂4♀, Las Salinas (26°43'19,00"S 65°10'15,07"O, 513 m.s.n.m.), 16/04/2012; 2♀, Rta. Provincial 307 (27°84'05,78"S 65°39'55,34"O, 623 m.s.n.m.), 17/04/2012; 2♂2♀, El Manantial (26°50'46,95"S 65°17'00,87"O, 437 m.s.n.m.), 07/02/2013; 3♂2♀, El Nogalito (26°27'01,38"S 64°59'58,90"O, 1040 m.s.n.m.), 07/02/2013; 1♂1♀, Lules (26°56'39,00"S 65°21'42,03"O, 409 m.s.n.m.), 07/02/2013; 6♂3♀, Rta. Provincial 341 (26°53'53,08"S 65°23'45,28"O, 1053 m.s.n.m.), 07/02/2013; 1♀, Potrero de las Tablas (26°51'46,04"S 65°25'87,06"O, 692 m.s.n.m.), 07/02/2013; 2♂, Raco (26°38'15,15"S 65°26'44,95"O, 1502 m.s.n.m.), 07/02/2013; 2♂1♀, Choromoro, 04/12/2013; 8♂4♀, Leales, 20/12/2013; CATAMARCA: 1♂1♀, La Merced (28°09'16.08"S 65°39'41.06"O, 899 m.s.n.m.), 21/II/2013; 5♂3♀, Balcozna (28°27'02.24"S 65°46'30.95"O, 536 m.s.n.m.), 21/II/2013; 1♂, Higuera (27°46'44.1"S; 65°47'28.3"O, 1004 m.s.n.m.), 21/II/2013. BUENOS AIRES: 4♂3♀, Reserva Ecológica Costanera Sur, 18/03/2016.

Material aportado por otros colectores: CHACO: 6♂1♀, Margarita Belén, 28/10/2014, Virla col.; TUCUMÁN: San Pablo (26°52'19.52"S 65°18'24.02"O, 902 m.s.n.m.), 23/XI/06, Salvatore Leg; 1♂, Trancas (26°13'01.41"S 65°17'00.38"O, 780 m.s.n.m.), 11/II/200, Virla col.; 32♂10♀, Leales (27°11'59.80"S 65°18'26.01"O, 327 m.s.n.m.), 8/XI/2001, Carlino col.; 2♂, Chilcas (26°21'56.23"S 64°40'56.36"O, 527 m.s.n.m.), 25/IV/2000, Virla col.; 67♂60♀, Cañete, 14/02/2006; CATAMARCA: 1♂, Malbran (29°21'19,41"S 62°26'19,41"O, 83 m.s.n.m.), 14/04/2014, Frias col.; CORRIENTES: 11♂5♀, Corrientes (Facultad de Agronomía), 30/10/2014,

Virla col.; 2♂1♀, Puente Pexoa, 29/10/2014, Virla col.; 6♂7♀, Riachuelo, 31/10/2014, Virla col. CÓRDOBA: 1♀, Río Segundo (31°38'33.20''S 63°54'28.23''O, 341 m.s.n.m.), 11/03/2011; 1♀, Río Cuarto (33°07'51.78''S 64°20'59.92''O, 446 m.s.n.m.), 11/02/2011; 3♂3♀, Holmberg (33°11'59.02''S 64°25'58.62''O, 434 m.s.n.m.), 14/03/2011; 1♂, Barranca Yaco (30°51'56.62''S 64°04'58.23''O, 688 m.s.n.m.), 21/I/2011; misma localidad 1♀ 2/II/2011, 2♂4♀ 23/II/2011, 10♂2♀ 4/III/2011, 2♂ 11/III/2011, 2♂2♀ 16/III/2011, 1♂ 31/III/2011; 1♂2♀, General Paz (31°08'03.22''S 64°08'16.31''O, 526 m.s.n.m.), 16/III/2011; 2♀, Coronel Olmedo (31°28'59.77''S 64°10'00.62''O, 440 m.s.n.m.), 13/IV/2011; 3♂5♀, Capilla del Sitón (31°20'11.17''S 64°17'32.63''O, 458 m.s.n.m.), 11/II/2011; 1♂4♀, Los Cóndores (32°17'37.37''S 64°17'49.30''O, 522 m.s.n.m.), 11/II/2011; 11♂3♀, Despeñadero (31°48'48.72''S 64°17'01.50''O, 429 m.s.n.m.), 14/III/2011; 2♂1♀, Marcos Juárez (32°41'36.64''S 62°06'10.43''O, 116 m.s.n.m.), 3/II/2011; 1♂, San Pedro (31°45'59.82''S 64°37'59.69''O, 1056 m.s.n.m.), 13/IV/2011; 1♂, Villa de Maria (29°53'13.89''S 63°43'13.06''O m.s.n.m.), 4/III/2011; 1♂2♀, Villa del Totoral (30°49'04.30''S 63°42'53.76''O, 229 m.s.n.m.), 4/III/2011; 1♂3♀, Alcira Gigena (32°45'14.44''S 64°20'00.81''O, 538 m.s.n.m.), 11/II/2011; 1♀, Las Bajadas (32°06'06.88''S 64°19'38.74''O, 497 m.s.n.m.), 14/III/2011; 1♂, Lozada (31°38'58.29''S 64°05'03.45''O 381 m.s.n.m.), 6/V/2011; 1♂, Sampacho (33°21'46.29''S 64°45'09.91''O, 540 m.s.n.m.), 14/III/2011; 1♀, Toledo (31°33'13.43''S 64°00'24.34''O, 370 m.s.n.m.), 11/III/2011 (todas las localidades mencionadas para la provincia de Córdoba fueron colectadas por Giménez Pecci y colaboradores); 2♂6♀, Jesús María, 11/12/2014, Virla Vol.; 2♀, San Agustín, 11/12/2014, Virla col.; 3♂1♀; Alpa Corral, 03/04/2015, Virla col.; 3♂11♀, Las Albahacas, 03/04/2015, Virla col. BUENOS AIRES: 10♂6♀, Pergamino (33°53'51.13''S 60°33'10.05''O, 76 m.s.n.m.), 30/12/2010, Catalano col.;

Material depositado en la colección del MLP: HOLOTIPO: ♀, ENTRE RÍOS: Concepción del Uruguay, Berg col.; JUJUY: 1♂, Abra Pampa (22°40'31.23''S 65°42'15.03''O, 3634 m.s.n.m.), 07-09/02/1958, Torres-Ferreyra col.; 8♂8♀, San Salvador de Jujuy (24°10'56.35''S 65°17'43.40''O, 1355 m.s.n.m.), 29/I/1958, Torres-Ferreyra col.; 1♂, Laguna de Yala, 12/03/1939, Biraben-Scott col.; CHACO: 6♂6♀, Zapallar (26°56'63,00''S 59°35'11.00''O, 77 m.s.n.m.), 10-15/03/1959, Biraben col.; SALTA: 1♀, Embarcación (23°13'11.89''S 64°05'51.64''O, 298 m.s.n.m.), 01/04/1911, Jorgensen col.; 1♂1♀, Salta, 18/04/1946, R. Maldonado-Bruzzzone col.; MISIONES: 4♂, Montecarlo, 02/04/1995;

2♀, Loreto (27°18'48.41"S 55°32'01.15"O, 155 m.s.n.m.), 07/10/1936, Oglobin col.; 3♂, Chacra Laharrague, 15/02/1995; TUCUMÁN: 2♂, Alpachiri (27°19'44.23"S 65°44'57.45"O, 1507 m.s.n.m.), 01/12/1945, Araujo Col.; 3♀, Tapia (26°36'18,97"S 65°16'06,17"O, 689 m.s.n.m.), 08/04/1947, Maldonado-Bruzzone col.; LA RÍOJA: 2♂2♀, Chilecito, Finca Samay Huasi (29°09'57.80"S 67°29'59.84"O, 1549 m.s.n.m.), III/1984, Alauet col.; SAN JUAN: 1♂1♀, San Juan (31°31'43.36"S 68°31'15.52"O, 634 m.s.n.m.), III/1940, Kochler col.; misma localidad, 1♂, 23/01/1964, Torres-Ferreyra col.; 11♂4♀, Villa Aberastain, Dpto. Pocito (31°38'55.84"S 68°34'55.01"O, 625 m.s.n.m.), 23/I/1964, Torres-Ferreyra; CORDOBA: 2♂4♀, Espinillo, 08/03/1993; 4♂2♀, Ojo de Agua, 09/03/1993; 2♀, Las Peñas, 09/03/1993; SANTA FE: 1♂, Candiotti (31°23'42.73"S 60°44'56.58"O, 24 m.s.n.m.), 21/11/1939, Biraben-Bezzi col.; 1♂, Coronda (31°58'23.28"S 60°55'09.16"O, 20 m.s.n.m.), 21/11/1939, Biraben-Bezzi col.; 1♂1♀, Margarita (29°41'25.60"S 60°15'10.78"O, 60 m.s.n.m.), 23/11/1939 Biraben-Bezzi col.; 1♂, Reconquista (29°06'29.31"S 59°39'06,02"O, 40 m.s.n.m.), 26/11/1939, Biraben-Bezzi col.; CORRIENTES: 9♂ 12♀, San Roque (28°34'18.98"S 58°42'33.82"O, 65 m.s.n.m.), ?/02/1920, Bosq col.; 2♂, /01/1921, De Carlo col.. ENTRE RÍOS: 3♂, Concórdia (31°23'30.23"S 58°01'01.42"O, 36 m.s.n.m.), 19/12/1941, Biraben-Bezzi col.

Material depositado en la colección del IFML: JUJUY: 1♀, Calilegua (23°50'16,51"S 64°43'50,16"O, 574 m.s.n.m.), ?/12/1945, Poore col.; 1♂4♀, Laguna de Yala (24°06'28,29"S 65°28'36,37"O, 2079 m.s.n.m.), 13/02/1951, Willink-Monros col.; 1♂, Terma de Reyes (24°10'18,89"S 65°29'10,72"O, 1765 m.s.n.m.), 03/02/1948, Willink-Monros col.; 1♀, Ibrundel, 27/04/1968, Willink col.; CHACO: 1♀, Pres. Roque Saenz Peña (26°47'57,97"S 60°27'19,94"O, 93 m.s.n.m.), 01/12/1980, Willink col.; SALTA: 1♀, San Lorenzo (24°43'51,39"S 65°29'12,37"O, 1407 m.s.n.m.), 12/11/1948, Willink-Monros col.; 2♀, Ruiz de los Llanos (24°43'51,39"S 65°29'12,37"O, 819 m.s.n.m.), ?/02/1918, Golbach col., misma localidad 4♀ ?/02/1918, Golbach col.; 1♀, Orán (Río Deseado), 10/05/1969, Willkin-Terán col.; 2♂7♀, Orán (Abra Grande) (23°09'36,86"S 64°15'38,19"O, 429 m.s.n.m.), 10/01-01/03/1967, Golbach col.; 1♀, Campo Duran (22°12'15,95"S 63°39'57,34"O, 491 m.s.n.m.), 16-21/03/1984, Willink-Claps col.; 1♀, Cabeza de Buey (24°47'28,22"S 65°01'44,61"O, 765 m.s.n.m.), 18/03/1957, Willink-Monros col.; 1♂, Itinuyo (24°31'06,95"S 66°56'04,51"O, 3824 m.s.n.m.), 28/09/1968, Willink col.; 1♂, Rosario de la Frontera (25°48'55,46"S 64°58'14,75"O, 829 m.s.n.m.), 18/01/1948, Willink-Monros col.; 4♂, Coronel Moldes (25°48'55,46"S 64°58'14,75"O,

1359 m.s.n.m.), 01/02/1960, Ajmat-Bennasar col.; MISIONES: 1♂3♀, San Javier (27°51'48,78''S 55°08'28,42''O, 180 m.s.n.m.), 21/12/1973, Escobar-Claps col. TUCUMÁN: 11♂7♀, San Miguel de Tucumán (26°47'48,50''S 65°18'37,31''O, 592 m.s.n.m.), ?/01/1932, Willink, misma localidad 9♀ ?/03/1959, Golbach col., 4♂ ?/01/1936, Golbach col.; 11♂3♀, Farallon Blanco, 07/-08/02/1961, Golbach col.; 1♀, Parque provincial Aconquija (26°81'83,20''S 65°26'48,30''O, 1201 m.s.n.m.), 17/12/1946, Golbach col.; 1♂1♀, Río Nio (26°26'28,99''S 64°58'31,11''O, 986 m.s.n.m.), 19/12/1981, Golbach col.; 2♂2♀, Sierra de la Ramada (26°32'19,19''S 64°57'31,28''O, 1045 m.s.n.m.); 2♀, Aguadita (26°45'09,30''S 65°09'17,08''O, 479 m.s.n.m.), 26/01/1941, Fernandez col.; CATAMARCA: 1♂, Sumalao (28°26'52,85''S 65°46'43,25''O, 535 m.s.n.m.), 05/02/1958, Golbach col.; 2♀, El Rodeo (28°15'36,09''S 65°52'19,36''O, 1956 m.s.n.m.), 08-28/01/1959, Golbach col.; 1♀, El Alto (28°18'00,63''S 65°21'59,46''O, 969 m.s.n.m.), ?/01/1958, Argañaras col.; 1♂, San Pedro de Colalao (26°13'14,19''S 65°27'52,42''O, 1114 m.s.n.m.), ?/02/1949, Arnau col.; 6♂1♀, Cadillal, 06/12/1946, De la Sota col.; SANTIAGO DEL ESTERO: 2♂, Icaño (28°42'01,73''S 62°53'25,06''O, 104 m.s.n.m.), 24/01/1983, Willink-Lobo-Abdala col.; SAN LUIS: 1♂, San Martin (32°34'41,64''S 65°40'30,43''O, 1067 m.s.n.m.), 31/01/1958, Willink col.; 1♂2♀, Merlo (32°20'59,34''S 65°02'02,51''O, 798 m.s.n.m.), 31/01/1958, Willink col.; 2♀, Cortaderas (32°30'03,81''S 65°00'03,54''O, 1067 m.s.n.m.), 28/01/1958, Willink-Tomsic col.; CORDOBA: 1♂3♀, Diquecito (31°21'08,34''S 64°21'51,85''O, 514 m.s.n.m.), 10/01/1958, Willink col.; 2♀, Yacanto de San Javier (32°02'30,01''S 65°03'23,14''O, 731 m.s.n.m.), 14/01/1982, Willink col.; ENTRE RÍOS: 8♂ 12♀, Villaguay (31°52'08,02''S 59°01'37,88''O, 50 m.s.n.m.), 03-09/12/1959, Ajmat-Bennasar col. Material depositado en la colección del MABR: 1♂, Salta (24°47'05,82''S 65°23'29,33''O, 1345 m.s.n.m.), 22/01/1994, Venturi col.

Observaciones: Debido a la importancia agroeconómica como plagas, a la abundancia registrada en Sudamérica y a las variaciones en el patrón de coloración que exhiben las poblaciones de *N. entreriana*, Sa (1981) a partir de 2262 individuos colectados en Brasil (Estado de Sao Paulo, Río de Janeiro, Espírito Santo, Bahía y Minas Gerais), describió 13 patrones alares. Posteriormente Koller & Valério (1984) caracterizaron 6 patrones diferentes de coloración alar, en Campo Grande, Brasil sobre *Brachiaria decumbens*, denominándolos PA-1 a PA-6.

Sobre la base del examen de 40 especímenes procedentes de tres de las provincias en donde se capturó con mayor frecuencia esta especie, fueron reconocidos cuatro de estos patrones. A continuación se describen e ilustran los rasgos que resultan ser diagnósticos para cada morfotipo:

Descripción de los morfotipos: (basado en el patrón de coloración de las tegmina y una selección de datos morfométricos).

MORFOTIPO 1 (M1): Tegmina de coloración negra con tres bandas blancas, dos longitudinales y una transversal, la primera banda longitudinal (1) se extiende a lo largo del margen claval (posterior) desde el ángulo humeral del pronoto hasta la tercera mitad de la tegmina, casi contactando la banda transversal. La segunda banda longitudinal (2), parte del ángulo humeral del pronoto, se extiende a lo largo del margen costal (anterior) hasta la segunda mitad de la tegmina. En general la primera banda más larga que la segunda. La tercera banda (3) de posición transversal ocupando la tercera mitad del área de la tegmina (Figura I.39.A). Morfotipo más común en hembras (80%) que en machos (20%).

	Longitud total	Ancho Total	Longitud Vértex	Ancho Cabeza	Ancho Pronoto	Largo Pronoto	Ancho Escutelo	Largo Escutelo
Min.	6,92	3,23	0,46	1,84	2,38	1,07	0,92	0,84
Max.	7,69	3,69	0,53	2	2,69	1,30	1,15	1,23
Promedio	7,29	3,42	0,51	1,92	2,55	1,20	1,08	1,11

MORFOTIPO 2 (M2): Tegmina de coloración negra, ausencia de la banda longitudinal 1, la banda longitudinal 2 reducida a una mancha ubicada en la parte media del ala sobre el borde costal. La banda transversal 3 completa (Figura I.39.B). Representado sólo en machos.

	Longitud total	Ancho Total	Longitud Vértex	Ancho Cabeza	Ancho Pronoto	Largo Pronoto	Ancho Escutelo	Largo Escutelo
Min.	6,69	2,61	0,38	1,76	2,30	1,07	0,92	1

Max.	8,07	3,61	0,62	2,07	2,76	1,23	1,23	1,23
Promedio	7,44	3,30	0,56	1,91	2,32	1,18	1,11	1,16

MORFOTIPO 3 (M3): Tegmina de coloración negra, banda longitudinal 1 reducida a una pequeña banda en el margen claval del ala en la parte proximal, la banda longitudinal 2 con desarrollo incompleto. La banda transversal 3 presente y completa (Figura I.39.C). Representado sólo en machos.

	Longitud total	Ancho Total	Longitud Vértex	Ancho Cabeza	Ancho Pronoto	Largo Pronoto	Ancho Escutelo	Largo Escutelo
Min.	6,92	3,23	0,46	1,84	2,38	1,07	0,92	0,84
Max.	7,69	3,69	0,53	2	2,69	1,30	1,15	1,23
Promedio	7,29	3,42	0,51	1,92	2,55	1,20	1,08	1,11

MORFOTIPO 4 (M4): Tegmina de color negro, banda longitudinal 1 y 2 ausente. La banda transversal 3 presente y completa (Figura I.39.D). Morfotipo más común en machos (80%) que en hembras (20%).

	Longitud total	Ancho Total	Longitud Vértex	Ancho Cabeza	Ancho Pronoto	Largo Pronoto	Ancho Escutelo	Largo Escutelo
Min.	6,53	3,07	0,46	1,84	2,38	1,07	1,07	0,76
Max.	8,07	3,84	0,76	2,23	2,84	1,46	1,30	1,30
Promedio	7,48	3,46	0,58	1,98	2,60	1,26	1,17	1,16

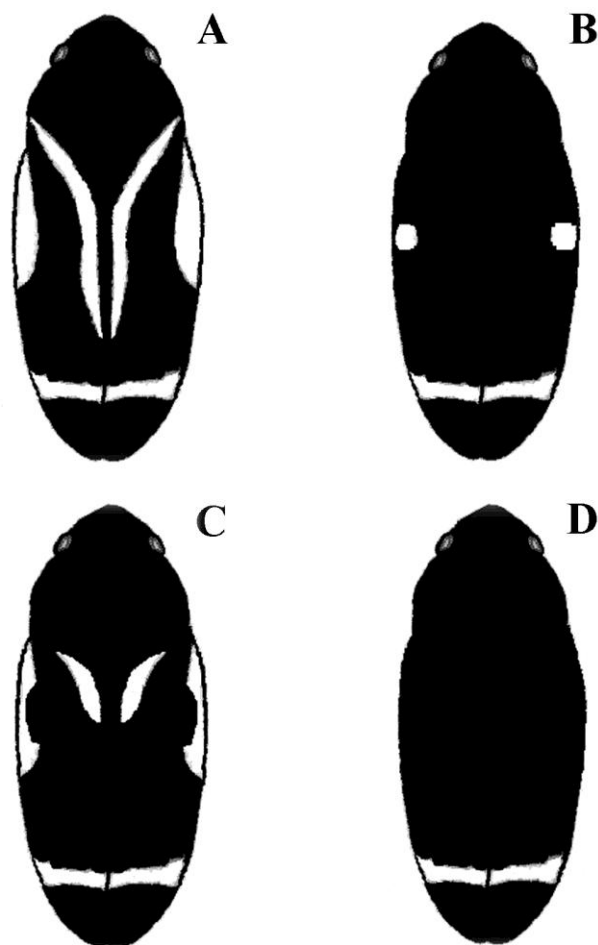


Figura I.39. Patrón de coloración alar que exhibe *Notozulia entreriana*. A) Morfotipo 1; B) Morfotipo 2; C) Morfotipo 3; D) Morfotipo 4.

Se agruparon los especímenes siguiendo los patrones descritos anteriormente por Koller & Valério (1984), obtenidos desde tres provincias (Tucumán, Córdoba y Buenos Aires) con el objetivo de analizar la dominancia relativa de estos patrones alares. En general, el *M1* es el más frecuente (49,2% de los especímenes) y ocurre principalmente en hembras (82,4%). El *M3* es el menos abundante (8,8%) representado sólo en hembras. *M4* es el segundo más frecuente (25,5%) y mayormente registrado en machos (49,7%). Finalmente, *M2* (16,5%) es más frecuente en especímenes hembras.

En relación a la ocurrencia de los diferentes patrones de color en las alas de *N. entreriana* en 3 poblaciones diferentes provenientes de 3 provincias, es notable la similitud de las ocurrencias de los cuatro patrones en especímenes de las provincias del área central (Buenos Aires y Córdoba), a diferencia del norte (Tucumán), donde el patrón más prevalente es el *M1*, el cual es poco común en las otras provincias.

A pesar de que existe una prevalencia de algunos patrones en cada sexo (ej. *M4* en machos y *M1* en hembras), se coincide con las observaciones hechas por Koller & Valério (1984), acerca de la escasa eficacia de la utilización de los parámetros colorimétricos de las tegmina para identificar el sexo de los individuos en estudios poblacionales en condiciones naturales. Es frecuente que estas características, habituales para distinguir especies de Cercopidae, tales como la coloración y tamaño corporal dificulta los estudios sobre la diversidad debido a la plasticidad fenotípica observada en las poblaciones; sin embargo, la morfología de las alas y genitalia del macho son considerados, en general, de alto valor diagnóstico (Koler & Valério, 1984).

Análisis de frecuencia en los patrones de coloración en diferentes poblaciones de esta especie y su posible asociación con cambios estacionales (temperatura y fotoperíodo), plantas hospedadoras, distribución geográfica y presencia de depredadores, entre otros factores, merecen estudios futuros.

Importancia económica: *N. entreriana* es una de las plagas de pasturas más importantes en varios estados de Brasil. Los daños provocados, tanto por los adultos como por las ninfas, causan disminución del crecimiento de la planta, reduciendo la capacidad de carga de las pasturas. El mayor daño sin embargo es ocasionado por los adultos (Paladini *et al.*, 2008), la saliva toxica inyectada por éstos durante la alimentación interfiere con la actividad fotosintética, generando clorosis y luego lesiones necróticas (Valério & Nakano, 1987; Valério *et al.*, 2001).

Esta especie se encuentra asociada a comunidades naturales de pastos, además de estar asociada a especies forrajeras (*Brachiaria* sp., *Brachiaria decumbens* Stapf, *Brachiaria ruziziensis* Germ, *Pennisetum* sp.) y cultivos como maíz (*Zea mays* L.) y caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.) (Valério & Oliveira, 2005).

Plantas hospedadoras:

Planta	Relación con el hospedador	Localidad	Referencias
<i>Brachiaria decumbens</i> (Poaceae)	Adultos observada sobre las hojas	Campo Grande, Brasil	Valério & Oliveira, 2005
<i>Brachiaria mutica</i> (Forsk.) Stapf (Poaceae)	Adultos observada sobre las hojas	Espírito Santo, Brasil	Domingues & da Silva Santos, 1975
<i>Cenchrus ciliaris</i> L. (Poaceae)	Se colectaron ninfas y adultos	Estado de Sergipe, Brasil	Ferreira de Lima, 1983
<i>Melissa officinalis</i> L. (Lamiaceae)	Adultos observada en partes aéreas de las plantas	Brasil	Domingues & da Silva Santos, 1975
<i>Paspalum notatum</i> (Poaceae)	Adultos observada sobre las hojas	La Mendieta, Jujuy, Argentina	Box, 1929
<i>Saccharum officinarum</i> (Poaceae)	Adultos observados sobre las hojas	La Mendieta, Jujuy, Argentina	Box, 1929
<i>Sorghum vulgare</i> Pers. (Poaceae)	Adultos observados en partes aéreas de la planta	Brasil	Domingues & da Silva Santos, 1975

Observaciones y resultados propios confirman la asociación de esta especie con diferentes monocotiledóneas. A continuación se informa por primera vez asociaciones de *N. entreriana* con los siguientes hospedadores:

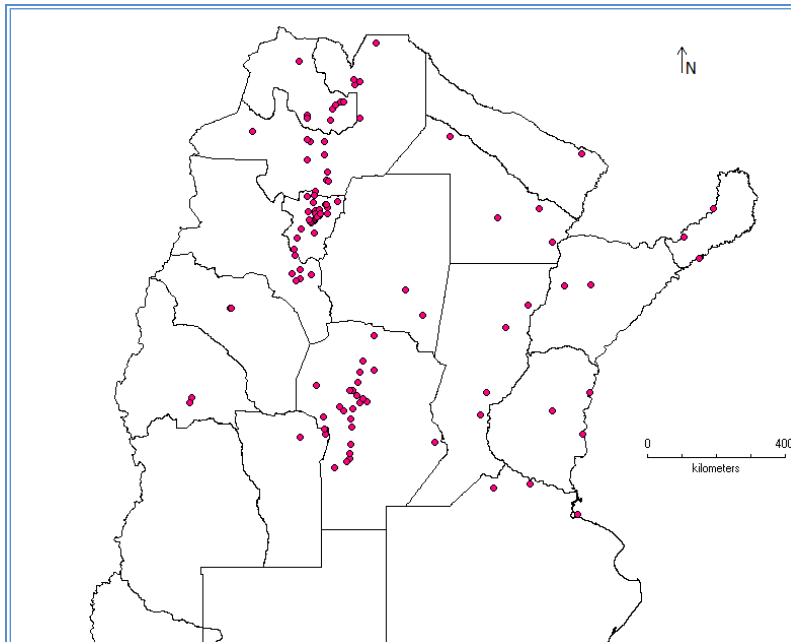
Planta	Relación con el hospedador	Localidad
<i>Cenchrus ciliaris</i> L. (Poaceae)	hospedador de cría y alimentación	Río Juramento, Salta, Argentina (25°07'98.5"S 65°00'94.4"O, 727 m.s.n.m.)
<i>Cenchrus echinatus</i> L. (Poaceae)	hospedador de cría y alimentación	Pichanal, Salta, Argentina (23°17'21.1"S 64°13'57.4"O, 290 m.s.n.m.)
<i>Chloris barbata</i> Sw.	hospedador de cría y	Cabeza de Anta, Salta, Argentina (24°55'96.3"S

(Poaceae)	alimentación	64°28'00.4''O, 704 m.s.n.m.)
<i>Chlorys gayana var. epica</i> Kunth (Poaceae)	hospedador de cría y alimentación	San Miguel de Tucumán, Tucumán, Argentina. (26°47'48.50''S 65°18'37.31''O, 592 m.s.n.m.)
<i>Cynodon dactylon</i> (L.) Pers. (Poaceae)	hospedador de cría y alimentación	San Miguel de Tucumán, Tucumán, Argentina
<i>Digitaria ciliaris</i> (Retz.) Koeler (Poaceae)	hospedador de cría y alimentación	Aguas Calientes, Jujuy, Argentina (23°44'31.00''S 64°31'12''O, 408 m.s.n.m.)
<i>Digitaria decumbens</i> Stent (Poaceae)	hospedador de cría y alimentación	San Miguel de Tucumán, Tucumán, Argentina.
<i>Eleusine indica</i> (L.) Gaertm(Poaceae)	hospedador de cría y alimentación	San Miguel de Tucumán, Tucumán, Argentina.
<i>Eriochloa acuminata</i> (J. Presl) Kunth (Poaceae)	hospedador de cría y alimentación	Pichanal, Salta, Argentina.
<i>Leptochloa panicea</i> subsp. <i>brachiata</i> (Retz) Ohwi (Poaceae)	hospedador de cría y alimentación	Pichanal, Salta, Argentina.
<i>Panicum maximum</i> Jacq. (Poaceae)	hospedador de cría y alimentación	San Miguel de Tucumán, Tucumán, Argentina.
<i>Saccharum officinarum</i> (Poaceae)	Alimentandoce sobre las hojas	San Miguel de Tucumán, Tucumán; Pichanal, Salta, Argentina.
<i>Sorghum halepense</i> (L.) Pers (Poaceae)	hospedador de cría y alimentación	San Miguel de Tucumán, Tucumán, Argentina.
<i>Urochloa fusca</i> (sw.) Hanson & Wnderlin (Poaceae)	hospedador de cría y alimentación	Pichanal, Salta, Argentina.
<i>Urochloa plantaginea</i> (Link) Weloster (Poaceae)	hospedador de cría y alimentación	Río Juramento, Salta, Argentina

Distribución geográfica: Es una de las especies de más amplia distribución en América, desde el sur de USA hasta el norte de Argentina; ocurriendo en localidades desde los 14 a 3634 m.s.n.m.

(Holmann & Peck, 2002). Es una especie citada de COLOMBIA (Peck, 2001), BRASIL, PARAGUAY y ARGENTINA (Carvalho, 1995). En Argentina, esta especie fue previamente registrada en las siguientes localidades: Concepción del Uruguay, Entre Ríos (Berg, 1879); El Colmenar, Tucumán (Box, 1929) y La Mendieta, Jujuy (Carvalho, 1995). Los 821 ejemplares estudiados permitieron ampliar el área de distribución conocida, a las provincias de Formosa, Misiones, Chaco, Salta, Catamarca, Santiago del Estero, Córdoba, Corrientes, Santa Fe y Buenos Aires, así como también registrar nuevas localidades de Jujuy, Entre Ríos y Tucumán.

Mapa de distribución:



Sphenorhina Amyot & Serville, 1843.

Sphenorhina Amyot & Serville, 1843: 562.

Especie tipo: *Cicada rubra* Linné, 1758; por subsecuente designación (Blanchard, 1848:747).

Características diagnósticas más importantes del género:

Estructura general de los adultos: Postclípeo poco comprimido lateralmente, en perfil rectangular o muy anguloso distalmente. Antena con el tercer segmento cónico y la arista aproximadamente tan larga como el segmento. Ala con la vena Cu engrosada en la base. Metatibia con dos espinas laterales. Metabasitarso con 15-28 espinas apicales.

Genitalia del macho: Pigóforo con las placas subgenitales largas, estrechándose hacia el ápice, con un proceso espiniforme sobre el margen externo, cerca de la base. Edeago moderadamente largo, usualmente con un esbelto proceso espiniforme, dirigido dorsalmente, sobre su margen posterior.

Genitalia de la hembra: Primer par de valvas con dos pares de procesos basales, sobre la base, en forma de lóbulo.

Observaciones: Fennah en 1949, siguiendo a Distant (1909) acepta a *S. lineolata* Amyot & Serville como especie tipo de *Sphenorhina*, y crea el género *Phytozamia* usando a *Cicada rubra* como especie tipo. Sin embargo, la designación temprana de *C. rubra* como especie tipo de *Sphenorhina*, realizada por Blanchard en 1848, al aplicarse el principio de prioridad, *Phytozamia* se convierte en un sinónimo de *Sphenorhina*.

En la actualidad este género es uno de los más numerosos con 59 especies y una subespecie, de las cuales sólo se encuentran representadas en Argentina *S. phalerata* (Box, 1929) y *S. plata* (Paladini & Carvalho, 2013).

Distribución geográfica: Neotropical. América meridional (Amyot & Serville, 1843). ECUADOR, COLOMBIA, COSTA RICA, PARAGUAY, PERU y VENEZUELA (Carvalho & Webb, 2005). BOLIVIA y ARGENTINA (Paladini & Carvalho, 2013).

Sphenorhina phalerata (Jacobi, 1908).

Tomaspis phalerata Jacobi, 1908:212.

Tomaspis (Tomaspis) phalerata: Lallemand, 1912: 96 (n. comb).

Sphenorhina phalerata: Lallemand, 1927: 115 (n. comb).

Sintipo ♀, (MTD). Localidad tipo: Perú.

Diagnosis

Coloración general: *“Roja. Tórax, abdomen y tarsos negros. Pronoto castaño rojizo. Tegmen negro con tres manchas amarillas; una de mayor tamaño ubicada en la base del tegmen y dos en el tercio posterior, una sobre el margen anterior y la otra sobre el posterior”*.

“Postclípeo inflado, levemente comprimido lateralmente y de perfil fuertemente anguloso, con una carnea longitudinal media bien marcada y con surcos laterales definidos. Margen anterior y antero-laterales del pronoto rectos, los latero-posteriores cóncavos. Ala con la vena Cu engrosada en la base. Metatibia con dos espinas laterales y 11 espinas apicales ubicadas en dos hileras. Metabasitarso con 27 espinas apicales”.

Genitalia del macho: *“Pigóforo con un proceso lateral digitiforme delgado. Placa subgenital larga, estrechándose hacia el ápice, con un proceso espiniforme muy desarrollado (cerca de la base), y 5 espinas pequeñas, sobre el margen externo. Páramero robusto, subrectangular, sin proceso dorsal y el extremo apical fuertemente proyectado formando dos ramas, la dorsal digitiforme dirigida hacia adentro y la ventral, dirigida hacia fuera, más corta, robusta y con dos espinas apicales, la más ventral oscurecida. Edeago, robusto, moderadamente largo, con la superficie cubierta de numerosos dientes y con un esbelto proceso espiniforme, dirigido dorsalmente, sobre su margen posterior”*.

Genitalia de la hembra: *“Primer par de valvas con dos pares de procesos basales, en forma de lóbulo; el primer par dirigido meso-anteriormente y el segundo ventral en forma de una cuchara cóncavo hacia dentro”* (Figura I.40; I.41) (Lallemand, 1927).



Figura I.40. *Sphenorhina phalerata*, vista lateral. (Barra= 1mm).

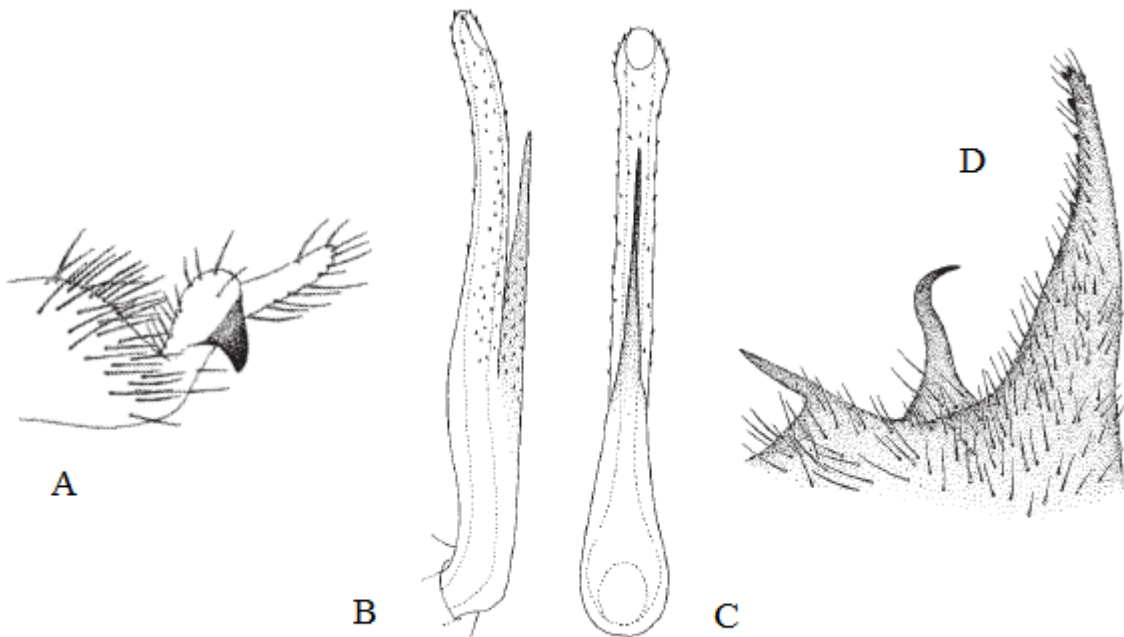


Figura I.41. *Sphenorhina phalerata*: estructuras de la genitalia masculina. A) parámetros; B) edeago, en vista lateral; C) edeago en vista anterior; D) placa subgenital (Adaptado de Carvalho & Webb, 2005).

Observaciones: Jacobi (1908) cuando describe *S. phalerata* creó dos variedades “a” y “b”, que posteriormente fueron llamadas var. *jacobii* y var. *bipunctata* respectivamente por Lallemand (1927). Sin embargo Carvalho & Webb (2005) las consideran especies distintas generando:

S. bipunctata: tegmen con una mancha distal amarilla.

S. phalerata: tegmen con un par de manchas distales amarillas.

S. jacobii: tegmen con una banda irregular distal.

Material estudiado:

Material colectado: TUCUMÁN: 1♂1♀, ruta provincial 307 (27°05'58,6"S 65°39'55,34"O, 826 m.s.n.m.), 17/04/2012; 5♂5♀, ruta provincial 341 (26°54'37,50"S 65°24'32,50"O, 952 m.s.n.m.), 07/02/2013; 1♂1♀, El Nogalito (26°27'01,38"S 64°59', 1040 m.s.n.m.), 07/02/2013; 2♂, Parque Nacional Campo de los Alísos (27°17'34,31"S 65°51'46,03"O, 881 m.s.n.m.), 16/03/2014; 1♂, Horco Molle, 10/01/2016.

Material depositado en la colección del MLP: JUJUY: 1♂, ?/07/1925; 4♀, Yala, 12/03/1939, Biraben-Scott col. SALTA: 2♀, ?/02/1936, Bazar col.; 1♀, ?/04/1940; 2♂6♀, Abra Santa Laura (24°45'11,58"S 65°24'19,23"O, 1222 m.s.n.m.), 11/03/1939, Biraben-Scott col.; 1♀, Orán (Río Deseado) (23°09'36,86"S 64°15'38,19"O, 429 m.s.n.m.). SANTIAGO DEL ESTERO: 2♀, Santiago del Estero (27°47'06,97"S 64°16'02,21"O, 194).

Material depositado en la colección del IFML: 1♀, sin etiqueta. JUJUY: 1♀, ruta 9 limite con Salta (24°32'31,86"S 65°04'16,33"O, 749 m.s.n.m.), 18/03/1978, Willink-Fidalgo col., 15♂, Los Perales (24°09'39,37"S 65°19'36,10"O, 1400 m.s.n.m.), 03/02/1950, Mauros-Willink col. misma localidad 1♂, 12/02/1951, Willink-Monros col.; 36♂, Laguna de Yala (24°06'28,97"S 65°28'36,37"O, 2079 m.s.n.m.), 13/02/1954, Willink-Monros col.; 1♂, Termas de Reyes (24°10'18,89"S 65°29'10,72"O, 1765 m.s.n.m.), Willink-Monros col.; 1♀, ruta 9, 3 km sur de Volcán (23°56'17,97"S 65°27'38,16"O, 2112 m.s.n.m.), 19-20/01/1979, Fidalgo col. SALTA: 2♂, Coronel Moldes (25°16'41,34"S 65°28'34,82"O, 1359 m.s.n.m.), 01/03/1960, Ajmat-Bennasar col.; 1♂, La Caldera (1200 m) (24°36'40,53"S 65°23'05,16"O, 1387 m.s.n.m.), 23/02/1964, Weyrauch col.; 91♂20♀, San Lorenzo (24°43'51,39"S 65°29'12,37"O, 1407 m.s.n.m.), 31/01/1950, Willink-Monros col. misma localidad 23♂, 17/01/1960, Bennasar-Ajmat col. TUCUMÁN: 1♂, Parque Aconquija (26°44'8,80"S 65°20'8,07"O, 1201 m.s.n.m.), 17/12/1946, Golbach col.; 70♂10♀, San Pedro de Colalao (26°14'14,61"S 65°29'03,42"O, 1114 m.s.n.m.), ?/02/1949, Arnau col.; 6♂7♀, Aconquija,

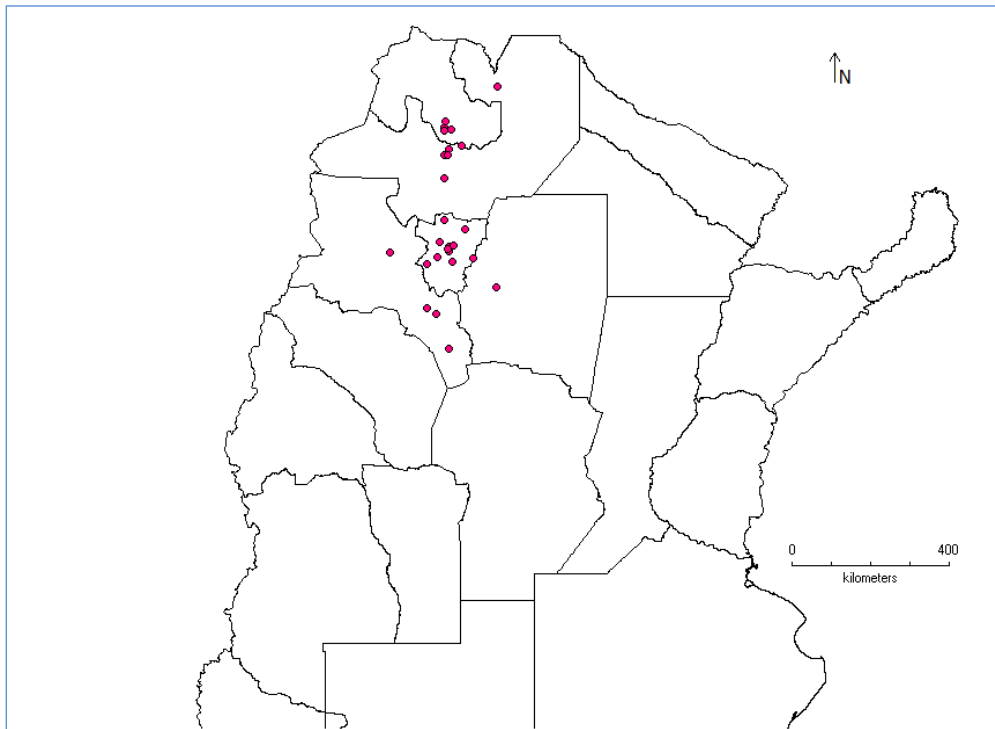
15/05/1951, Willink-Monros col.; 1♀, Leales (27°12'00,64"S 65°17'59,84"O, 327 m.s.n.m.), 29/03/1494, Pierotii-Budin col.; 3♂1♀, Villa Nougues (26°50'55,76"S 65°23'03,32"O, 1380 m.s.n.m.), ?/01/1929, Jacobi col.; 1♀, Horco Molle (26°46'44,48"S 65°19'47,96"O, 735 m.s.n.m.), ?/02/1960, Porter col.; 2♂2♀, San Javier (26°57'02,31"S 65°23'03,47"O, 1059 m.s.n.m.), 04/02/1960, Willink col. misma localidad 1♂, 31/01/1961, Ajmat-Bennasar col. y 1♀, 07/03/1975; 1♂, Barranca Caiza, ?/02/1937, Beker col.; 1♂, Anfama (26°45'19,09"S 65°34'45,23"O, 1827 m.s.n.m.), ?/02/1905; 1♂, Tacanas (depto. Trancas) (27°07'58,88"S 64°49'00,96"O, 385 m.s.n.m.), 28/03/1994, Toledo col. CATAMARCA: 13♂5♀, El Rodeo (1500m) (28°15'36,09"S 65°52'19,36"O, 1956 m.s.n.m.), 08-28/01/1960, Golbach col.; 1♂, El Suncho (29°12'02,25"S 65°22'03,44"O, 346 m.s.n.m.), 09/03/1956, Kusnezov col.; 1♂, Barranca Larga (Depto. Belén) (26°59'10"S 66°44'00"O, 2460 m.s.n.m.), ?/02/1932.

Importancia económica: Desconocida.

Plantas hospedadoras: Desconocida.

Distribución geográfica: PERU: Callanga, Marcapata, Chanchamayo (Jacobi, 1908). ARGENTINA: Tucumán (Lallemand, 1927). Tucumán: San Javier, Sierra de San Javier, Villa Nougues (Box, 1929). Los 358 ejemplares estudiados permitieron ampliar el área de distribución de esta especie a las provincias de Jujuy y Salta, así como también registrar su presencia en nuevas localidades de Tucumán.

Mapa de distribución:



Sphenorhina plata Paladini & Carvalho, 2013.

Sphenorhina plata Paladini & Carvalho, 2013:167.

Holotipo ♂, (MACN). Localidad tipo: Parque Nacional Calilegua, Jujuy, Argentina.

Diagnosis

Coloración general: “Negra. Cabeza y patas negras. Pronoto negro con el margen anterior rojo. Tórax, escutelo, tibias y abdomen rojo. Tegmen negro con una banda longitudinal media amarilla en contacto con el borde anterior, desde la mitad del tercio anterior hasta el tercio posterior”.

“Postclípeo inflado, de perfil anguloso con una carena longitudinal media muy marcada y surcos laterales definidos. Tilus sin carena media, cuerpo basal del flagelo sub-cilíndrico con una arista más larga que el pedicelo. Pronoto hexagonal liso, con el margen anterior recto, márgenes latero-antérieures aproximadamente tan largo como la mitad del margen anterior, márgenes

latero-posteriores sinuosos. Escutelo con surcos transversales. Ala con la vena Cu no engrosada en la base. Metatibia con dos espinas laterales y nueve espinas apicales ubicadas en doble hileras. Metabasitarso con 10 espinas apicales”.

Genitalia del macho: *“Pigóforo con un proceso lateral triangular bien desarrollado. Placa subgenital larga, abruptamente estrechada hacia el ápice, con un proceso espiniforme muy desarrollado (cerca de la base), y cuatro espinas pequeñas, sobre el margen externo. Páramero delgado, sub-rectangular, con proceso dorsal poco desarrollado y el extremo apical fuertemente proyectado formando dos ramas dirigidas hacia dentro, la dorsal digitiforme dirigida dorsalmente y la ventral, dirigida meso-caudalmente, mucho más corta, robusta y con dos espinas apicales. Edeago, robusto, moderadamente largo, y comprimido antero-posteriormente, con la porción media anterior fuertemente ensanchada en forma de rombo, con la superficie apical cubierta de numerosos dientes”.*

Genitalia de la hembra: *“Primer par de valvas con un par de procesos basales, en forma de lóbulo; dirigido ventralmente en forma de cuchara, cóncavo hacia dentro”* (Figura I.42; I.43) (Paladini & Carvalho, 2013).

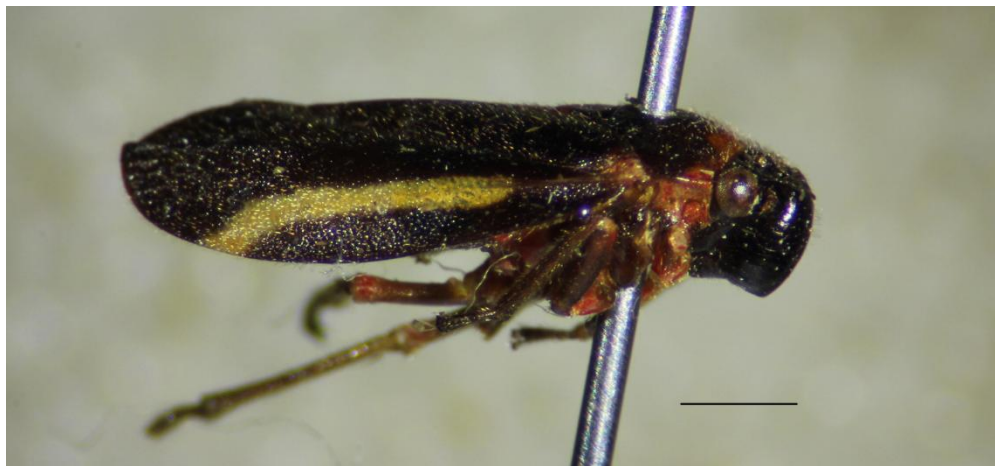


Figura I.42. *Sphenorhina plata*, vista lateral. (Barra= 1mm).

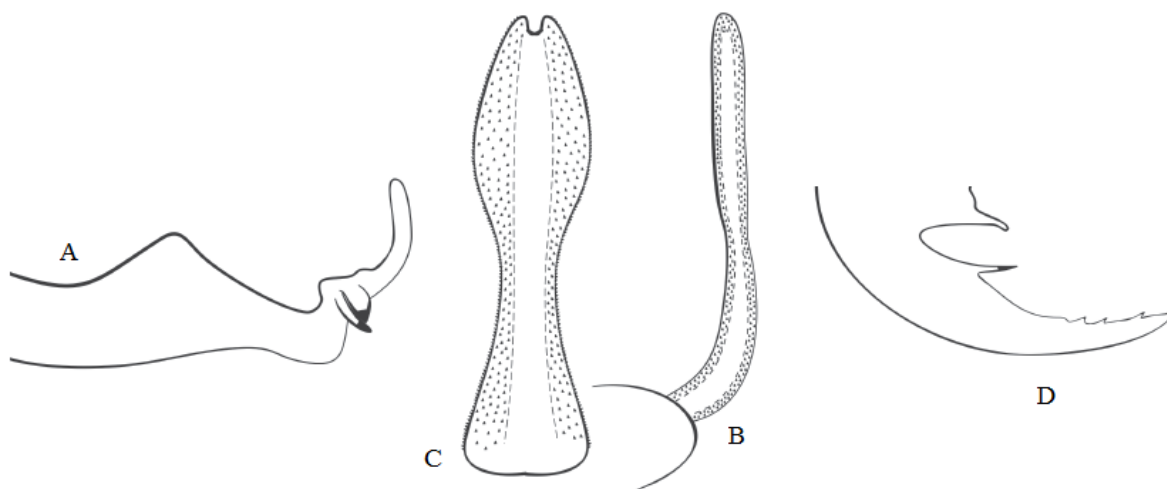


Figura I.43. *Sphenorhina plata*: estructuras de la genitalia masculina. A) parámetro; B) edeago, en vista lateral; C) edeago en vista anterior; D) placa subgenital (Adaptado de Paladini & Carvalho, 2013).

Material estudiado:

Material depositado en la colección del MLP: SALTA: 2♀, Abra Santa Laura (24°45'11,58''S 65°24'19,23''O, 1222 m.s.n.m.), 11/03/1939, Biraben-Scott col.

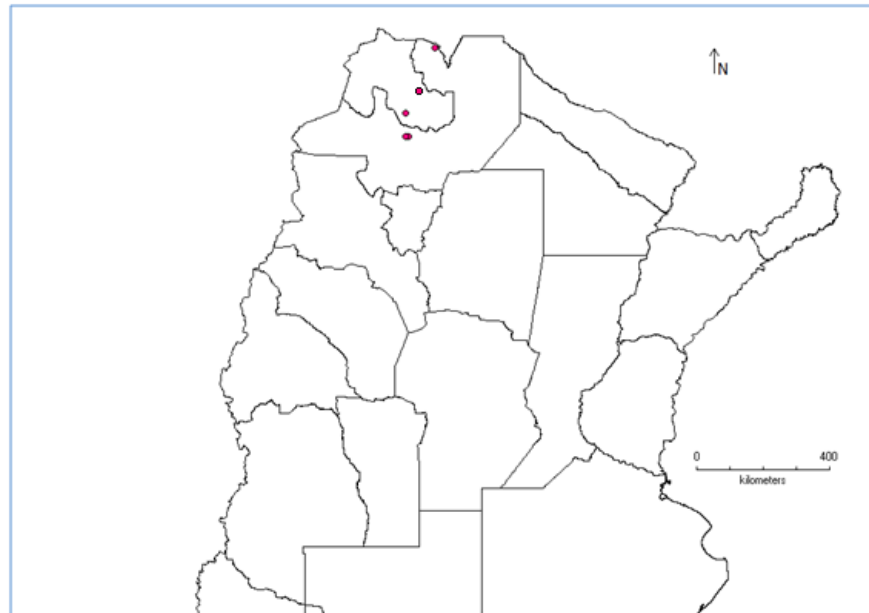
Material depositado en la colección del IFML: JUJUY: 2♂ 1 sin abdomen, Laguna de Yala (24°06'28,97''S 65°28'36,37''O, 1376 m.s.n.m.), 13/02/1954, Willink-Monros col. SALTA: 2♂, Los Toldos (22°18'30,09''S 64°41'10,30''O, 1937 m.s.n.m.), 19-21/03/1950, Golbach col.; 2♂, San Lorenzo (24°43'51,39''S 65°29'12,37''O, 1407 m.s.n.m.), 1460 m, 17/01/1960, Ajmat-Bennasar col.

Importancia económica: Desconocida.

Plantas hospedadoras: Desconocidas.

Distribución geográfica: ARGENTINA, Jujuy: Parque Nacional Calilegua (Paladini & Carvalho, 2013). Los ocho ejemplares estudiados permitieron ampliar el área de distribución de esta especie a la provincia de Salta, así como también registrarla en nuevas localidades de Jujuy.

Mapa de distribución:



CONCLUSIONES

En el presente capítulo se efectuaron las siguientes contribuciones:

- Se amplió el conocimiento acerca de la diversidad específica de los cercópodos en la República Argentina: el número de especies conocidas se incrementó de 19 a 24. De esta manera queda representada la familia Cercopidae por ocho géneros, cinco subgéneros y 24 especies; superando la diversidad registrada en otros países del Neotrópico, como Costa Rica en donde se registraron tres géneros y ocho especies de salivazos (Thompson, en prensa), en Venezuela cinco géneros y nueve especies (Fennah, 1949), Brasil con siete géneros y 16 especies (Guagliumi, 1972); y Colombia con seis géneros y 15 especies (Peck, 2001).

- Se registró por primera vez de la Argentina:

A la tribu Ischnorhinini, el género *Neosphenorhina* y la especie *Neosphenorhina curvipenis* (Walker).

Dentro de la tribu Tomaspidini, las especies: *Deois (Deois) mourei* Cavichioli & Sakakibara, *Mahanarva (Ipiranga) integra* (Walker), *Mahanarva (Mahanarva) paraguayana* (Lallemand), *Mahanarva (Mahanarva) quadripunctata* (Walker) y *Mahanarva (Mahanarva) rubropicta* (Melichar).

- Se aportaron redescriptiones para las especies *Mahanarva (M.) paraguayana*, *M. (M.) quadripunctata*, *Monecphora cingulata* y *Neosphenorhina curvipenis*. Se describen por primera vez caracteres morfológicos de valor diagnósticos así como la descripción de la genitalia del macho y hembra.

- Se amplió la distribución de las especies de Cercopidae en la Argentina. Se mencionan por primera vez las provincias de Formosa, Chaco, Santiago del Estero y Santa Fe; así como también se registran nuevas localidades para las provincias de Misiones, Jujuy, Salta, Tucumán, Catamarca, Córdoba y Buenos Aires.

- En base al patrón de coloración de las tegminas y una selección de datos morfométricos, para la especie *Notozulia entreriana* se describen cuatro morfotipos alares (1-4), presentes en Argentina.

-Se registraron 25 nuevas asociaciones de plantas hospederas, especificando el tipo de relación: cuatro para *D. (D.) knoblauchii*, cuatro para *D. (D.) mourei*, dos para *Isozulia c. christenseni* y 15 para *N. entreriana*. Todas las especies vegetales pertenecen a la familia Poaceae.

Para cada una de las especies estudiadas se adicionó información complementaria acerca de aspectos taxonómicos, se confeccionaron mapas de distribución geográfica y se reunió toda la información biológica y de interés económico existente.

CAPITULO II

ASPECTOS POBLACIONALES DE *Notozulia entreriana* Y *Deois (Deois) mourei*

INTRODUCCIÓN

La mayoría de las especies de Cercopidae estudiadas logran de una a tres generaciones al año (Castro *et al.*, 2005), como *Aeneolamia albofasciata* (Lallemand), *Deois flavopicta* (Stål), *P. simulans* y *P. bicincta* Say (Byers, 1965; Fontes *et al.*, 1995; Peck, 1998) pudiendo alcanzar hasta seis generaciones (Byers, 1965; Oomen, 1975).

En Colombia, *Aeneolamia varia* alcanza cuatro generaciones en el piedemonte de la Orinoquía y *Aeneolamia reducta* (Lallemand) hasta seis en la Costa Caribe (Peck *et al.*, 2002). Si bien *Zulia carbonaria* es multivoltina, alcanza hasta cuatro generaciones al año sobre *Brachiaria dictyoneura* (Poaceae) en el valle geográfico del río Cauca.

Las especies de chicharritas *Deois flavopicta*, *D. schach* y *Notozulia entreriana* son las más comunes en la región del centro-sur de Brasil (Silveira Neto *et al.*, 1992); para desarrollarse y proliferar necesitan de calor y humedad, pudiendo ocurrir entre 3 a 5 generaciones anuales durante el período lluvioso dependiendo de las condiciones climáticas (Cosenza, 1989; Domingues & da Silva, 1975). Pereira *et al.* (2011) detectaron tres generaciones de *D. flavopicta* en pasturas de *Braquiaria sp.*, con picos poblacionales de ninfas y adultos bien definidos.

Silveira Neto *et al.* (1968) estudiaron cómo la distribución de las lluvias y la duración del período lluvioso fueron factores determinantes para el aumento de las poblaciones de *M. fimbriolata* a campo; en el período de estación seca, encontraron en los cañaverales, grandes cantidades de huevos en diapausa. Garcia *et al.* (2006), en Sao Paulo, Brasil, registraron ausencia de *Mahanarva fimbriolata* entre los meses de mayo a septiembre, período que se caracteriza por falta de agua, menor temperatura y fotoperíodo más cortos, siendo septiembre el mes donde comienza, generalmente, a aparecer esta especie (comienzo del período de lluvia). Así mismo los huevos colocados entre los meses de marzo-abril, cuando se empiezan a registrar déficit de lluvias, permanecen en diapausa hasta septiembre.

Otro factor implicado en el número de generaciones que pueden alcanzar las especies de salivazo es el hospedador de cría y/o alimentación. Como ya se mencionó, la mayoría de las especies de la familia Cercopidae se alimentan, preferentemente, desde el xilema de las plantas, y explotan mayormente hospederos de tipo C4 (fijadores de N) (Weaver & King, 1954; Thomson, 1994).

Para sobrevivir durante épocas desfavorables y evitar las condiciones adversas, los cercópidos han desarrollado una forma de resistencia durante la fase de huevo (Aquad *et al.*, 2011). Las bajas temperaturas y la sequía son dos factores implicados en la producción de huevos diapáusicos. En la fase de quiescencia, los huevos responden a la humedad de las primeras lluvias, empieza su desarrollo y esto contribuye a la eclosión sincronizada de la primera generación (Sujii *et al.*, 1995). En general los huevos no diapáusicos eclosionan en un período de 10-20 días mientras que los huevos diapáusicos pueden extender la eclosión hasta 500 días (Peck, 1996), siendo muy variado dentro de la población (Sujii *et al.*, 2001).

En Argentina no están caracterizados los aspectos poblacionales de especies que causan daños en pasturas, y dada la falta de información existente se propuso como objetivos en este capítulo:

- Estudiar la estructura poblacional de las especies de la familia Cercopidae más frecuentes y abundantes en ecosistemas naturales del noroeste de la Argentina.

MATERIALES Y MÉTODOS.

A fin de conocer la conformación de la comunidad de cercópidos y aspectos poblacionales de algunas de las especies más frecuentes y abundantes, se realizó un monitoreo de carácter periódico (semanal o quincenal según la época del año), durante tres años (2012-2015); en una parcela de gramíneas con crecimiento espontáneo, de 28.000 m² en San Miguel de Tucumán, Tucumán (26°48'34,92''S 65°14'28,03''O, 464 m.snm) (Figura II.1). Con el objetivo de controlar el crecimiento de la vegetación en este área, anualmente y durante la época invernal se procede a la quema de la vegetación seca (Figura II.2).

El sitio de muestreo fue seleccionado por considerarlo representativo en base a la experiencia previa de observaciones de ejemplares de cercópidos en el área dada y al fácil acceso para la toma de muestras.

Este monitoreo, tuvo un esfuerzo ajustado en base a una serie de muestras previas en el área de estudio siguiendo el método sugerido por Rabinovich (1978) para determinación del número de muestras a tomar. Debido a la particular biología de los Cercopidae, donde las ninfas

se alimentan en las raíces y base de los tallos; sésiles, sumergidas en una masa de espuma y adultos voladores, se implementaron dos metodologías diferentes de muestreo:

- para formas inmaduras (ninfas prácticamente inmóviles): se utilizó un marco cuadrado de pvc (Policloruro de vinilo) de 0,25 m²; cada muestreo consistió en cuatro lanzamientos del marco (Figura II.3) a fin de determinar el nº de individuos de las especies presentes en el área por él delimitada.
- para adultos: se empleó red entomológica de arrastre. En cada fecha de muestreo se tomaron 5 muestras, cada una conformada por todos los insectos capturados en 30 golpes de red; las mismas eran tomadas avanzando en diagonal en cinco transectas elegidas al azar (Figura II.4).

Una vez capturados los insectos, cada muestra obtenida fue conservada, rotulada y trasladada al laboratorio para su posterior identificación. Tanto las ninfas como los adultos fueron conservados en frascos plásticos tipo eppendorf con alcohol 70 % y mantenidos en freezer (-5°C).

Se usaron planillas electrónicas para registrar datos como: método de colecta, fecha, número de ejemplares, estado de desarrollo, sexo, especie, planta hospedera (estado fenológico), registros climatológicos (Tº, HR, luminosidad, vientos, precipitaciones) y ambientales (carpeta vegetal, fisonomía del terreno, etc.).

Una vez finalizadas las colectas a campo, se valoraron parámetros tales como: importancia relativa, estructura de edades, fluctuaciones estacionales y voltinismo de las especies, proporción de sexos, entre otros. La Importancia Relativa (I.R.) de cada especie a lo largo de los tres años se calculó mediante la siguiente fórmula:

$$I.R = \frac{N_i}{N_t} \times \frac{M_i}{M_t} \times 100$$

Donde Ni: número de individuos de la especie “i”, Nt: número total de individuos de todas las especies, Mi: número de muestras en las que aparece la especie “i” y Mt: número total de muestras tomadas.

La proporción de sexos fue calculada al principio (noviembre-diciembre) y al final (marzo a abril) de cada temporada.

La abundancia de cada población se estimó, por fecha de muestreo, como el promedio del número de individuos por unidad de muestra.



Figura II.1. Área de muestreo, con gramíneas de crecimiento espontáneo ubicada en la localidad de San Miguel de Tucumán, Tucumán ($26^{\circ}48'34,92''S$ $65^{\circ}14'28,03''O$, 464 m.snm).

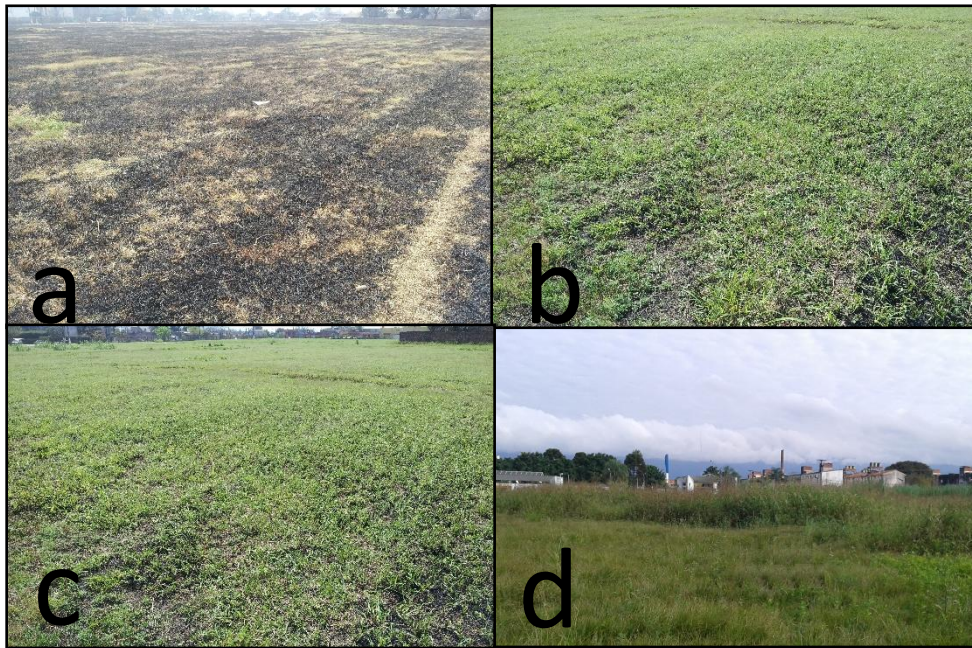


Figura II.2. a) Área de muestreo quemada durante la época invernal, en la localidad de San Miguel de Tucumán, Tucumán; b) y c) distintos estados de recuperación, que ocurre entre los meses de octubre y noviembre; d) recuperación total del área quemada, vegetación típica durante el desarrollo de las poblaciones de cercópidos.



Figura II.3. Toma de muestras al azar, para colecta de ninfas de Cercopidae, utilizando un marco de pvc (Policloruro de vinilo) de 0,25 m².



Figura II.4. Colecta de ejemplares adultos de la familia Cercopidae, utilizando red entomológica de arrastre.

Análisis de las condiciones meteorológicas de los tres años de muestreo

Durante los tres años de muestreo, considerando la importancia de los factores abióticos en el comportamiento de los insectos, se registraron parámetros meteorológicos entre los meses de noviembre a mayo. Los datos meteorológicos fueron obtenidos con “data loggers” marca HOBO® (con sensores de temperatura y HR) y un pluviómetro, que fueron ubicados en el sitio de muestreo

Teniendo en cuenta las duraciones medias del desarrollo de los insectos bajo estudio, se consideró agrupar los datos de la siguiente manera: a) registros diarios, máxima y mínima en cada fecha de muestreo; b) registros medios diarios, máximos y mínimos entre las fechas de muestreos consecutivos; c) registros medios diarios, máximos y mínimos considerando los 15 días anteriores a la fecha de muestreo. En el caso de las precipitaciones, se valoró: a) la precipitación acumulada cinco días antes del muestreo; b) el número de días de lluvia de los cinco días anteriores a la toma de muestra, y c) las precipitaciones acumuladas totales por temporada. Los parámetros considerados fueron temperatura, humedad relativa y precipitación pluviométrica.

En todos los casos se analizaron para las tres temporadas las varianzas (ANOVA) comparando las medias mediante test de Tukey con un nivel de significancia del 0,05.

Evaluación estadística de la abundancia de cada especie, explicada por variables microclimáticas (temperatura, humedad y precipitaciones):

Los datos tomados en el tiempo suelen no ser independientes entre sí; por lo tanto, se evaluó de forma descriptiva el grado de autocorrelación temporal utilizando funciones de autocorrelación (ACF) y se analizaron los patrones temporales en la abundancia de *N. entreriana* y *D. mourei* mediante series temporales (Cowpertwait & Metcalfe, 2009). Para cada serie se utilizó un modelo aditivo de serie temporal

$$y_t = T_t + E_t + R_t$$

donde y_t representa la abundancia, T_t la tendencia, E_t la variación estacional y R_t un término residual.

Para evaluar si la abundancia de cada especie fue explicada por variables microclimáticas (temperatura, humedad y precipitaciones) se aplicaron modelos aditivos generalizados mixtos (GAMM) (Wood, 2006; Zuur *et al.*, 2009). Estos modelos incluyen funciones suaves no paramétricas mediante el ajuste de splines de regresión, y permiten analizar relaciones no lineales entre variables predictoras y explicatorias (Wood, 2006). Sobre la base de gráficos de dispersión, no se observaron relaciones no lineales entre la abundancia y las variables microclimáticas, por lo que estas variables se incorporaron como funciones paramétricas. Ante un posible efecto no lineal del tiempo sobre la abundancia, se incluyó únicamente esta variable como función suave (no paramétrica) en el modelo. Los modelos calculan los grados de libertad estimados (gle), donde $edf = 1$ representa una relación lineal y $edf > 1$ representa una relación no lineal, con $edf = 4$ aproximándose a una función polinómica de grado 3 (Zuur *et al.*, 2009). Dado que las variables microclimáticas pueden tener efectos acumulados y/o de retardo sobre el ciclo de estos insectos, se calcularon funciones de autocorrelación cruzada (CCF) entre el

tiempo y cada variable climática (Cowpertwait & Metcalfe, 2009) y se utilizó la variable microclimática respectiva donde la correlación fue máxima. Para cada modelo se incluyó una estructura de autocorrelación temporal utilizando una función auto-regresiva de los residuos de orden 1 (AR1). Esto significa que los residuos ϵ en el tiempo t (semana) se modelan como una función de la semana anterior $t - 1$

$$\epsilon_t = \rho\epsilon_{t-1} + \eta_s$$

donde ρ es el coeficiente de correlación de Pearson y η_s es un término de error (“ruido blanco”; Zuur *et al.*, 2009). Para ambos modelos se utilizó una distribución del error de Poisson penalizada por sobredispersión y función de enlace logaritmo.

Los análisis y gráficos se realizaron con el software R 3.2.1 (R Development Core Team, 2015), utilizando el paquete mgcv (Wood, 2006), con la ayuda y supervisión del Lic. Facundo Palacio (CONICET, Fundación Miguel Lillo).

RESULTADOS

En el área de muestreo, en el período 2012-2015, se capturaron cuatro especies: *Deois (Deois) knoblauchii*, *D. (D.) mourei*, *Isozulia c. christenseni* y *Notozulia entreriana* (Figura II.5).

Se recolectaron en total 2119 ejemplares, 618 ninfas y 1511 adultos, durante el transcurso del estudio. En los años 2012-2013 se colectaron 337 ninfas y 704 adultos; en los años 2013-2014, 20 ninfas y 213 adultos, mientras que en los años 2014-2015 se colectaron 251 ninfas y 594 adultos.

De las cuatro especies capturadas, *N. entreriana* y *D. (D.) mourei* fueron las más relevantes por su abundancia y frecuencia, siendo 39,7 y 17,8 los valores de importancia relativa, respectivamente (Tabla II.1).

Tabla II.1. Resumen de los datos de muestreo obtenidos para las especies presentes en la parcela de estudio, San Miguel de Tucumán, durante todo el período de muestreo (2012-2015). Ni: número de individuos por especie; Mi: número de muestras en las que aparece la especie “i”; IR: importancia relativa.

Especie	Ni	Mi	I.R.
<i>Deois (Deois) knoblauchii</i>	29	16	0,2
<i>D. (D.) mourei</i>	1341	84	39,7
<i>Isozulia christenseni christenseni</i>	25	13	0,1
<i>Notozulia entreriana</i>	633	80	17,8

De *D. (D.) knoblauchii* e *I. c. christenseni* se registraron individuos aislados y en forma esporádica; por la baja densidad con que se presentan, no constituyen poblaciones de importancia numérica en el área (Fig. II.5).

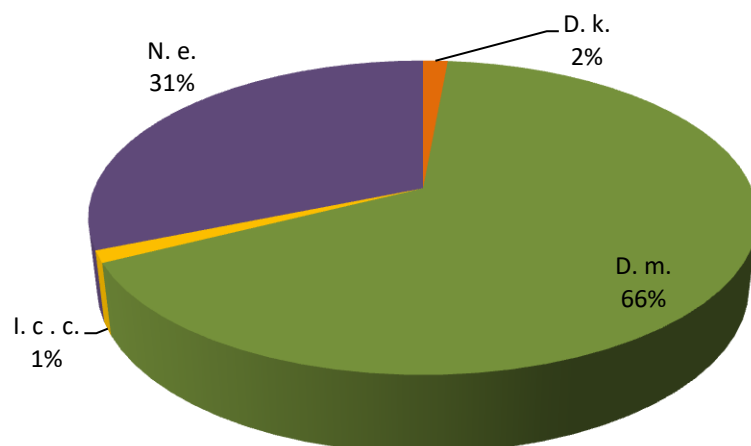


Figura II.5. Abundancia relativa (%) de las especies colectadas durante el 2012-2015, en el área de estudio en San Miguel de Tucumán, Tucumán. (D.k.: *Deois (Deois) knoblauchii*; D.m: *Deois (Deois) mourei*; I.c.c.: *Isozulia christenseni christenseni*; N.e.: *Notozulia entreriana*)

Análisis de las condiciones meteorológicas de las tres campañas en las cuales se realizaron muestreos

No se registraron diferencias estadísticamente significativas entre las tres temporadas cuando se compararon las temperaturas medias, máximas y mínimas. Al considerar la humedad relativa, las diferencias tampoco fueron significativas salvo para los valores máximos y mínimos, resultando la primera temporada distinta al resto. Con respecto a las precipitaciones, tanto como para la acumulada 5 días antes del muestreo y el número de días de lluvia 5 días antes, tampoco fueron estadísticamente significativas (Tabla II.2).

Tabla II. 2. Resultados de los análisis de varianza (ANOVA) comparando datos meteorológicos obtenidos a lo largo del período de muestreo en tres campañas consecutivas en la localidad de San Miguel de Tucumán. Cuando corresponde se muestran las medias y entre paréntesis el correspondiente desvío estándar. Valores con igual letra en una misma fila no son significativamente diferentes (Tukey, $p \geq 0,05$; $n = 54$).

Parámetros Meteorológicos			Temporadas			
			2012-13	2013-14	2014-15	
Temperatura (°C)	Media día muestreo	Media	21,5 (4,6) a	21,3 (5,1) a	22,1 (4,2) a	
		Max.	28,4 (7,7) a	27,6 (6,7) a	29,3 (5,7) a	
		Min.	17,3 (5,6) a	15,8 (4,2) a	15,7 (3,8) a	
	5 días antes	Media	21,6 (3,9) a	22,3 (4,9) a	22,1 (3,9) a	
		Max.	28,3 (5,4) a	28,9 (6,2) a	29,1 (4,5) a	
		Min.	17,5 (5,1) a	16,1 (4,5) a	15,7 (4,1) a	
	15 días antes	Media	21,5 (3,7) a	22,2 (4,8) a	21,9 (3,3) a	
		Max.	28,3 (4,4) a	28,9 (6,1) a	28,8 (3,6) a	
		Min.	17,3 (4,8) a	16,2 (4,1) a	15,7 (3,7) a	
	N° días con temperaturas < a 10°C en el período mayo octubre			63	48	97
	N° días con temperaturas < a 7°C en el período mayo octubre			21	17	46
	N° días con temperaturas < a 5°C en el período mayo			8	6	17

		octubre			
		N° días con temperaturas < a 2°C en el período mayo			
		octubre			
		0	1	3	
Humedad	Media día muestreo	Media	68,3 (14,2) a	66,5 (16,4) a	67,2 (12,6) a
		Max.	80,9 (10,5) a	84,4 (14,9) a	88,5 (08,3) a
		Min.	51,1 (21,5) a	45,6 (19,5) a	43,7 (15,6) a
	5 días antes	Media	68,1 (11,7) a	64,4 (14,1) a	67,4 (10,2) a
		Max.	80,7 (08,5) b	84,5 (13,3) a	89,1 (05,9) a
		Min.	50,3 (19,3) b	42,7 (14,5) a	43,2 (13,6) a
	15 días antes	Media	67,6 (09,7) a	65,1 (12,6) a	67,9 (08,6) a
		Max.	67,6 (09,75) a	65,1 (12,6) a	67,9 (8,6) a
		Min.	49,8 (16,8) a	43,5 (13,6) a	44,2 (11,3) a
Precipi.	Precipitaciones acumuladas 5 días antes de la muestra		13,8 (19,4) a	25,4 (33,2) a	26,3 (57,7) a
	Número días de lluvia 5 días antes del muestreo		1,4 (1,5) a	2,3 (1,7) a	2,2 (2,8) a
	Precipitación total acumulada en la temporada		708,52	979,72	1072,8

Notozulia entreriana:

Durante los tres años de muestreo, en la parcela estudiada, se capturaron 422 adultos y 265 ninfas de esta especie. Un resumen descriptivo de los parámetros estadísticos calculados para la población de este cercópido, discriminados en las tres temporadas, se detalla en la Tabla II.3. Lo más notable de los resultados del muestreo es la marcada diferencia de individuos capturados en la temporada 2013-2014 con respecto a las otras dos.

Tabla. II.3. Parámetros estadísticos de las poblaciones de *Notozulia entreriana*, durante tres años, en la localidad de San Miguel de Tucumán.

	2012-13	2013-14	2014-15
Ninfas			
Número de fechas de muestreo	52	42	43
Número total de individuos	337	20	251
Promedio por unidad de muestra	0,63	0,01	0,77
Desvío estándar	1,61	0,05	1,56
Error estándar	0,22	0,06	0,24
Rango por muestra	0-5,8	0-0,25	0-3,2
Mediana	0	0	0
Adultos			
Número de fechas de muestreo	52	42	43
Número total de individuos	704	213	594
Promedio por unidad de muestra	0,73	0,25	0,6
Desvío estándar	1,16	0,39	0,83
Error estándar	0,16	0,01	0,13
Rango por muestra	0-9,5	0-1,8	0-7,75
Mediana	0,1	0,2	0,2

La primera ocurrencia de *N. entreriana* en la parcela experimental, durante la temporada 2012-13, se observó a mediados de noviembre y se evidenció sólo por la presencia de adultos,

en una densidad muy baja (0,4 adultos/muestra) (Fig. II.6). La curva de fluctuación poblacional mostró tres picos máximos de adultos a lo largo de dicha temporada: el primero en los primeros días del mes de diciembre (con un promedio de 5,8 adultos por muestra), el segundo a fines de enero (con 3,6 adultos/muestra), y un último pico a principios de abril (2,2 adultos/muestra) (Figura II.6). La presencia de ninfas en la parcela se registró a mediados de diciembre, a partir de un único ejemplar; de la misma manera que con los adultos, se observaron para las ninfas tres picos máximos bien definidos: el primero entre fines de diciembre (1,3 ninfas/muestra), el segundo a mediados de enero y principio de marzo (9,5 ninfas/muestra), y el último en abril (2,3 ninfas/muestra) (Figura II.7).

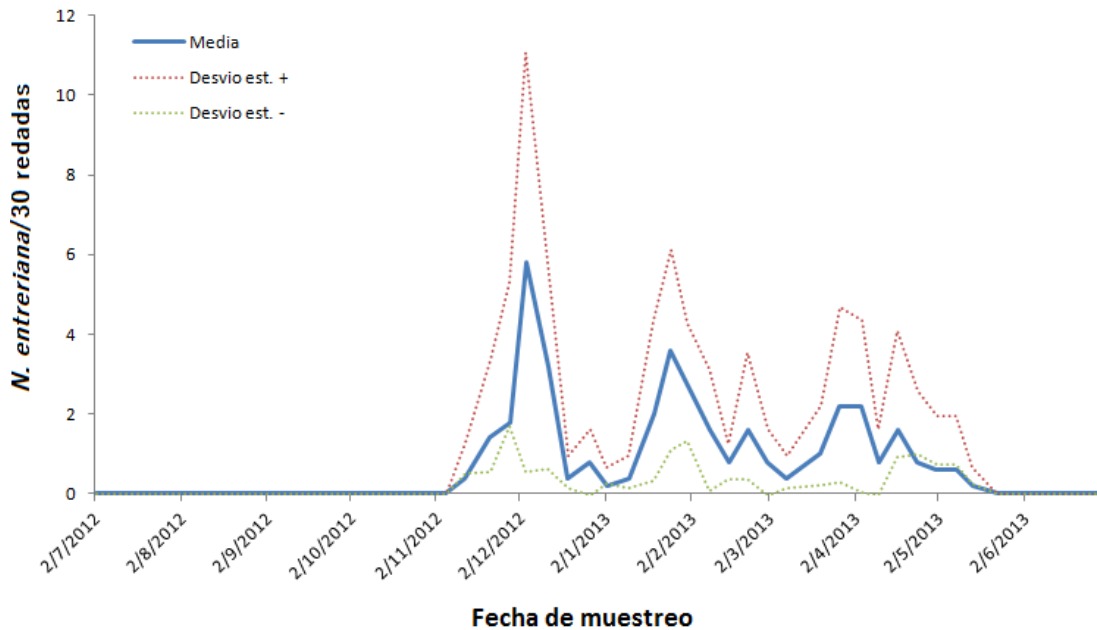


Figura II.6. Abundancia (promedio y desvíos estándar) de adultos *Notozulia entreriana*, durante la temporada 2012-2013, en San Miguel de Tucumán.

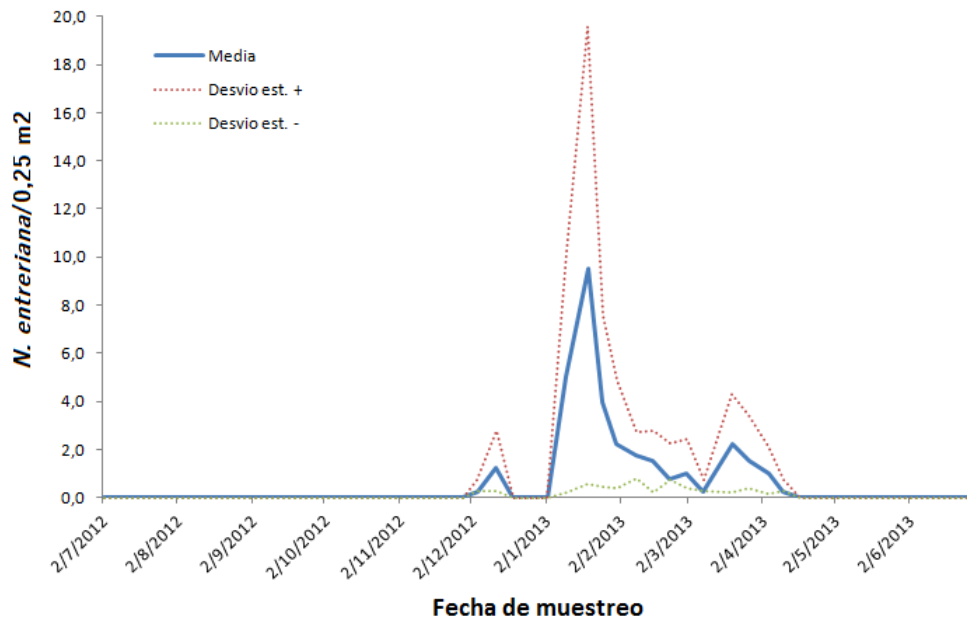


Figura II.7. Abundancia (promedio y desvíos estándar) de ninfas de *Notozulia entreriana*, durante la temporada 2012-2013, en San Miguel de Tucumán.

En la temporada 2013-2014, las curvas de fluctuación poblacional en el área de muestreo fueron más difíciles de interpretar porque no mostraron la presencia de generaciones bien definidas; se detectaron picos de abundancia de ninfas y adultos pero no fueron marcados como en la temporada anterior. El primer registro de ocurrencia de adultos se realizó a mediados de diciembre (un mes después que la temporada anterior), con densidades muy bajas de individuos y un momento de mayor densidad entre los meses de marzo a abril (Figura II.8). Las ninfas se presentaron sólo en el período comprendido entre fines de marzo y mediados de abril (Figura II.9) y en densidades realmente bajas (0,3 ninfas/muestra).

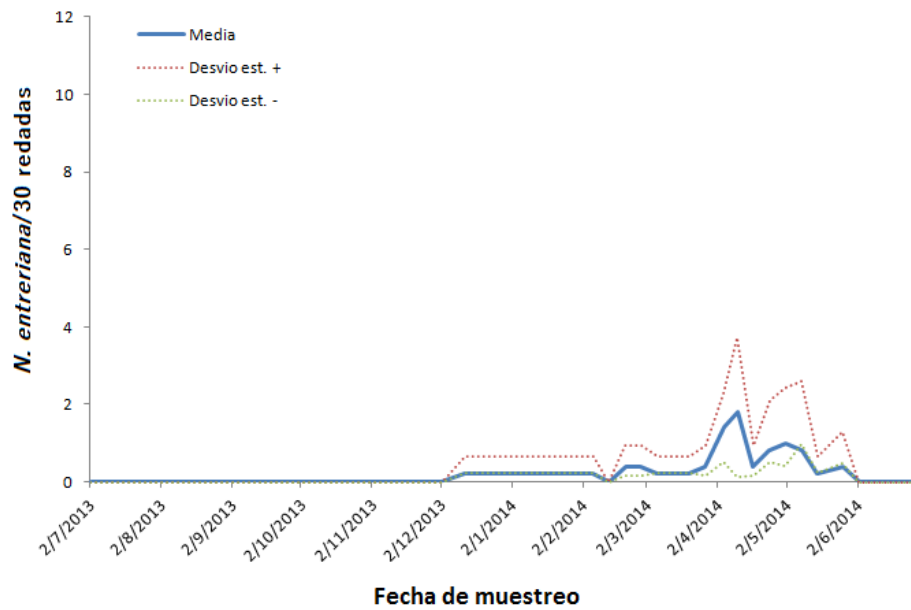


Figura II.8. Abundancia (promedio y desvíos estándar) de adultos de *Notozulia entreriana*, durante la temporada 2013-2014, en San Miguel de Tucumán.

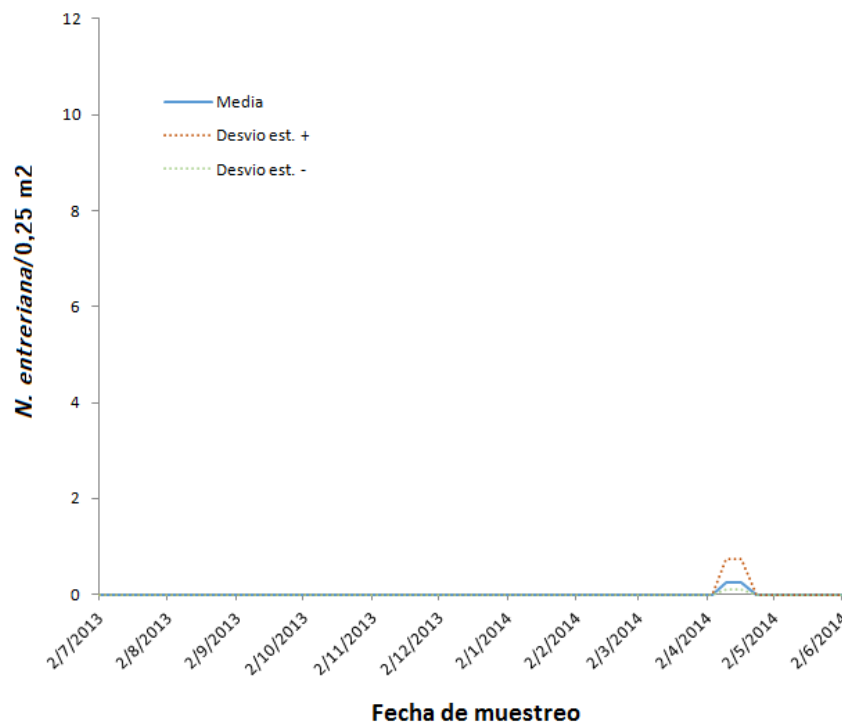


Figura II.9. Abundancia (promedio y desvíos estándar) de ninfas de *Notozulia entreriana*, durante la temporada 2013-2014, en San Miguel de Tucumán.

La tercera temporada (2013-214) fue muy similar a la 2012-2013. La primera ocurrencia de *N. entreriana* en el campo fue dada por ninfas que se registraron en coincidencia con capturas de adultos durante la primera semana de noviembre (Figs. II.10 y 11). Los adultos registraron tres momentos de máxima abundancia bien definidos: el primero, entre principios de noviembre a principios de diciembre (1 adulto/muestra), el segundo a mediados de febrero (2,2 adultos/muestra), y un último pico durante el mes de abril (3,2 adultos/muestra) (Figura II.10). En coincidencia, las ninfas mostraron tres picos máximos: el primero entre noviembre y mediados de diciembre (2 ninfas/muestra), el segundo durante el mes de enero (2,5 individuos/muestra), y un último desde principios de marzo a fines de abril (7,8 ninfas/muestra) (Figura II.11).

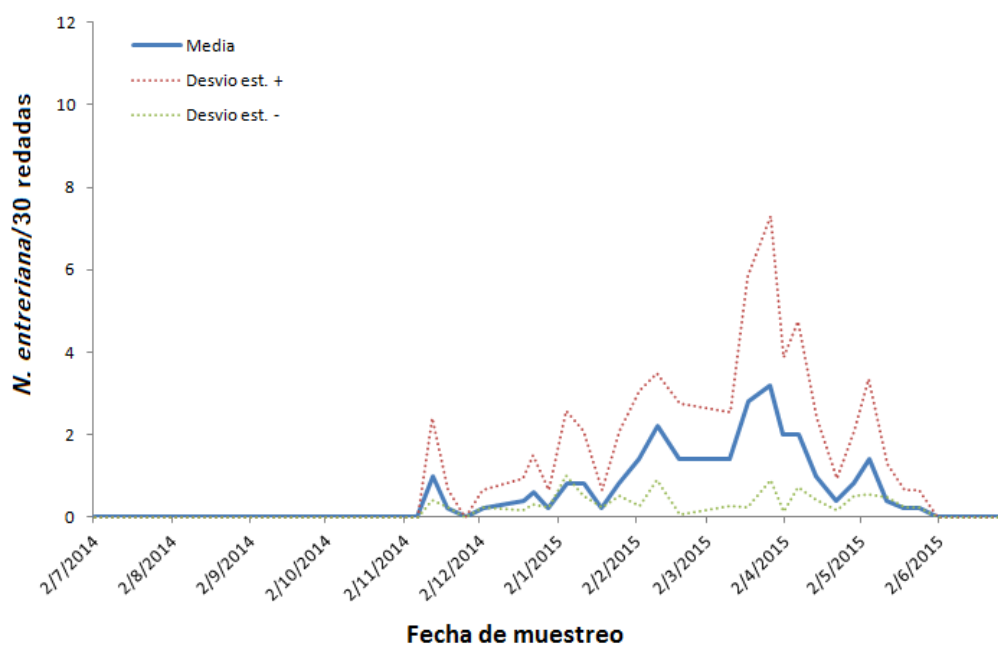


Figura II.10. Abundancia (promedio y desvíos estándar) de adultos de *Notozulia entreriana*, durante la temporada 2014-2015, en San Miguel de Tucumán.

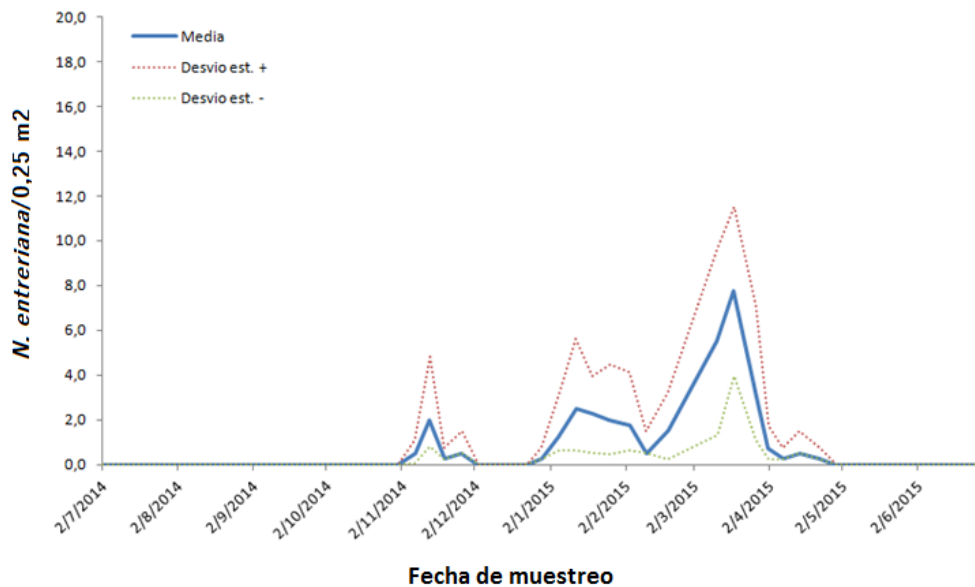


Figura II.11. Abundancia (promedio y desvíos estándar) de ninfas de *Notozulia entreriana*, durante la temporada 2014-2015, en San Miguel de Tucumán.

Con respecto a los machos y las hembras, la proporción de sexos fue calculada de manera individual para las tres temporadas. En la temporada 2012-13, se observó en la primera generación (noviembre-diciembre) una proporción de sexos en donde se registró 2,45 machos, por cada hembra, a diferencia de la tercera generación (marzo-mayo), en donde la relación fue de 1:1. Algo similar ocurre en la temporada 2014-15 entre la primera y la tercera generación, donde la proporción de sexo es de 5 machos por cada hembra, para la primera generación y de 1:1 para la tercera (Tabla II.4). En la temporada 2013-14, no se detectaron generaciones y la proporción se mantuvo 1:1 durante toda la temporada.

La primera ocurrencia de *N. entreriana*, en la temporada 2012-13, fue evidenciada sólo por la presencia de machos, siendo la aparición de las hembras con una semana de diferencia. Al final de esta temporada, entre fines de marzo y principio de abril los machos desaparecen; quedando la población integrada sólo por hembras (Figura II.12 A). En la temporada 2013-14, la primera ocurrencia fue también dada por machos, a mediados de diciembre, apareciendo las hembras un mes y medio después (Figura II.12 B). Si bien, ambos sexos se registraron hasta el

final de la temporada, la densidad de hembras fue el doble durante los meses de abril a mayo (Figura II.12 C).

Para la temporada 2014-15, las ocurrencias se dieron de manera simultánea para ambos sexos. Al final de esta temporada, entre fines de abril y principio de mayo los machos desaparecen; quedando la población integrada sólo por hembras.

Tabla II.4. Proporción de sexos total (macho:hembra), de la primera y tercera generación de *Notozulia entreariana*, por cada temporada.

	2012-13	2013-14	2014-15
Proporción de sexos de la 1° generación	2,4:1	1:1	5:1
Proporción de sexos de la 3° generación	0,8:1	1:1	1:1

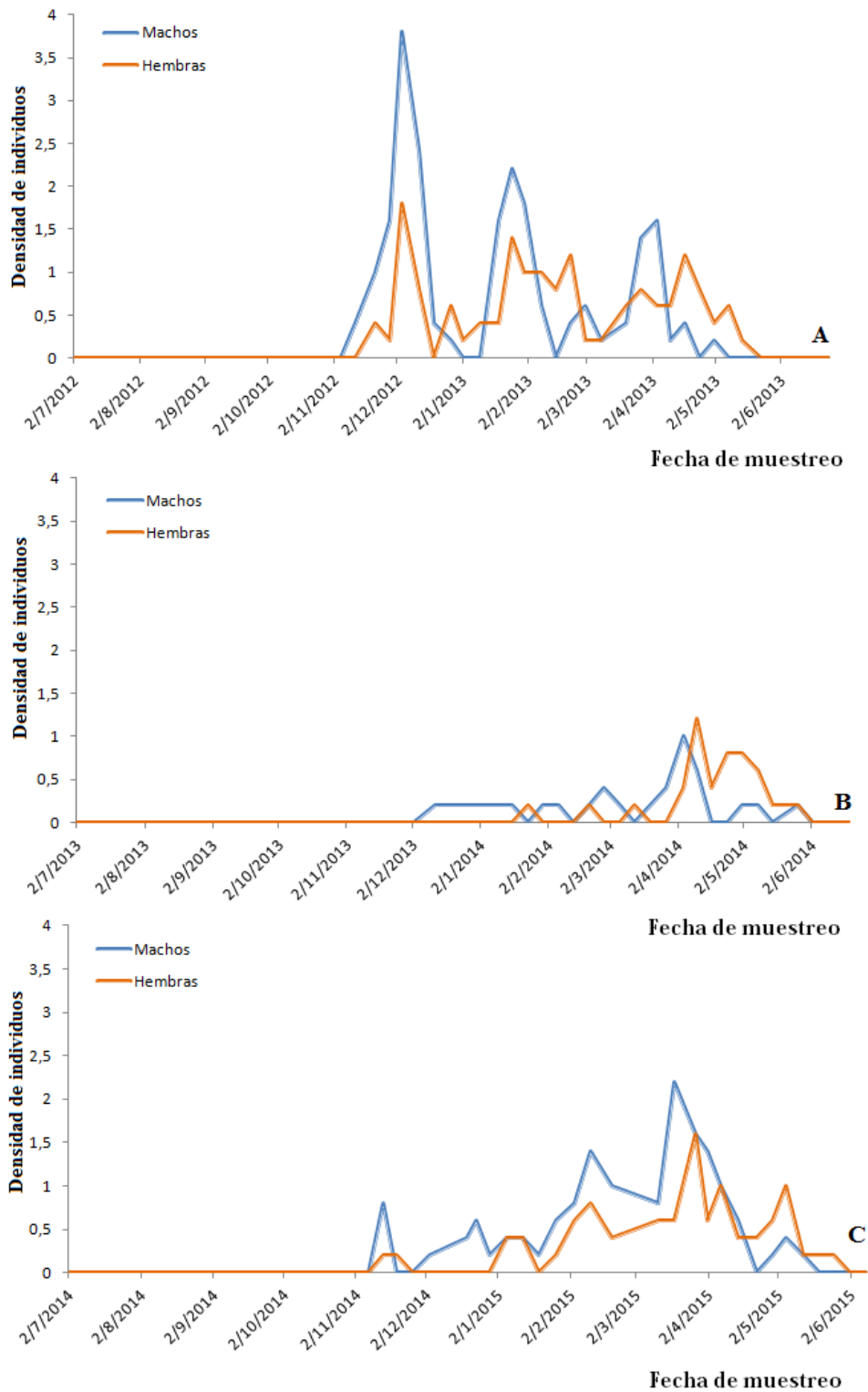


Figura II.12: Curvas de abundancia media de machos y hembras de *Notozulia entreriana* en una parcela de vegetación espontánea de Tucumán. A: temporada 2012-13, B: 2013-14 y C: 2014-15.

Relación entre la abundancia de *N. entreriana* y las variables microclimáticas (temperatura, humedad y precipitaciones)

A partir de los resultados obtenidos se observó que el grado de autocorrelación temporal entre la abundancia de *N. entreriana* con cada factor ambiental fue el mismo tanto para la temperatura (Figura II.13) como para la humedad (Figura II.14), siendo para ambas de 15 días acumulados, a diferencia de las precipitaciones donde el grado de autocorrelación temporal fue máximo a los dos días acumulados (Figura II.15).

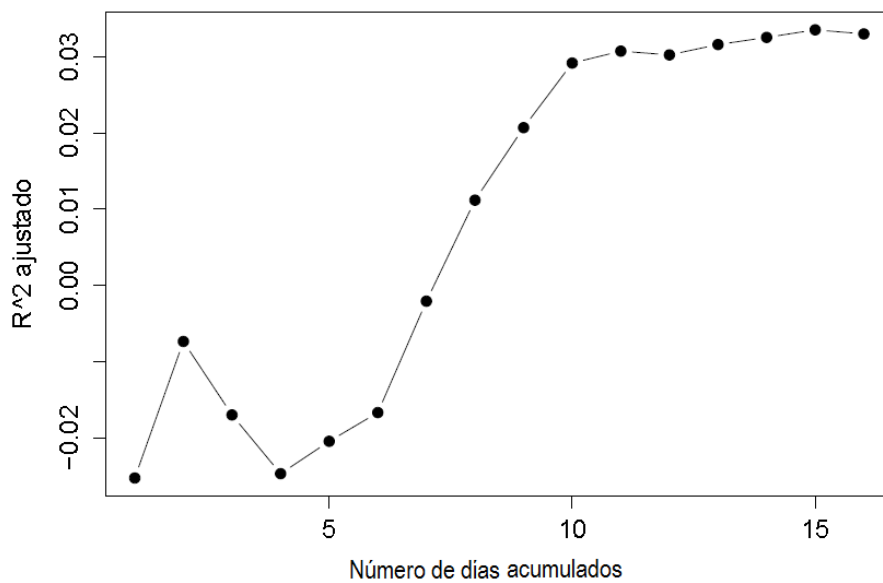


Figura II. 13. Autocorrelación temporal entre la abundancia de *Notozulia entreriana* y la temperatura promedio a un número creciente de días acumulados para su cálculo.

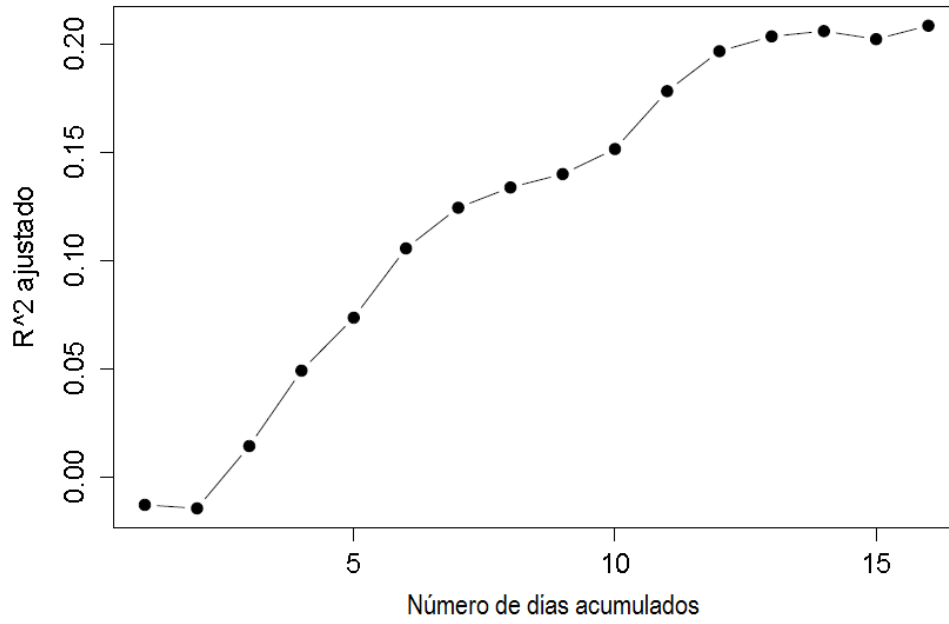


Figura II.14. Autocorrelación temporal entre la abundancia de *Notozulia entreriana* y la humedad promedio a un número creciente de días acumulados para su cálculo.

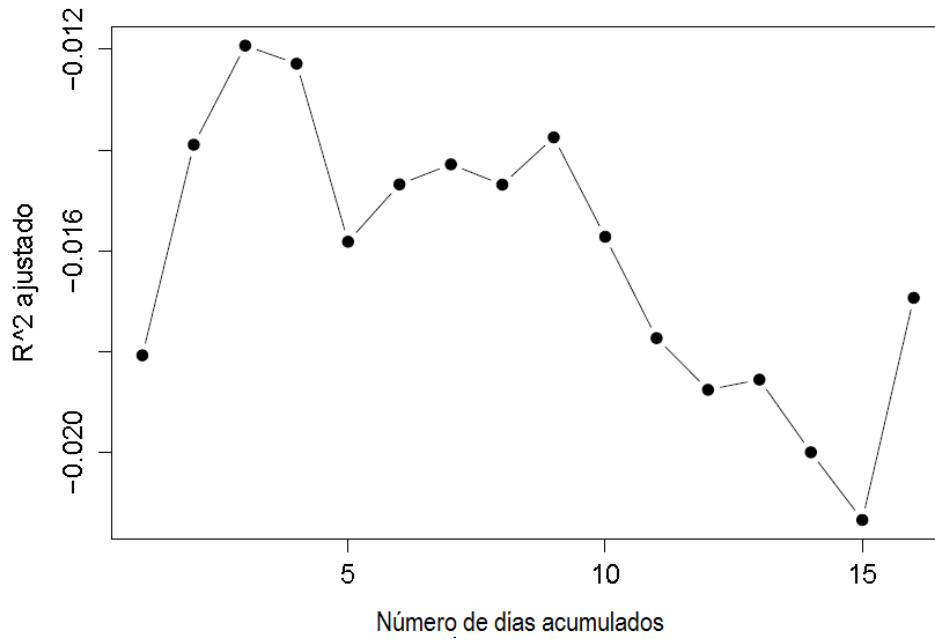


Figura II.15. Autocorrelación temporal entre la abundancia de *Notozulia entreriana* y las precipitaciones promedio a un número creciente de días acumulados para su cálculo.

Los GAMMs mostraron una relación positiva de la temperatura y humedad, con la abundancia de *N. entreriana*, mientras que no indicaron relación significativa de esta variable con las precipitaciones (Tabla II.4). Se expresa en la Tabla II.4 los valores de probabilidad para cada factor ambiental, así como la estimación y el error estándar. Se grafica en las figuras II.16 a la II.18, las curvas de abundancia media de ninfas y adultos de *Notozulia entreriana* con cada factor ambiental (Temperatura, humedad y precipitaciones), para las tres temporadas (2012-13, 2013-14 y 2014-15).

Tabla II.5. Modelos aditivos generalizados mixtos para evaluar si la abundancia de *Notozulia entreriana* es explicada por variables microclimáticas (edf: grados de libertad estimados) (temperatura, humedad y precipitaciones).

Coefficientes paramétricos	Estimación	Error estándar	t	P
Intercepto	-8,460	1,782	-4,746	<0.0001
Temperatura promedio (15 días)	0,166	0,044	3,756	0,0003
RH promedio (15 días)	0,082	0,015	5,465	<0.0001
Precipitaciones (2 días)	-0,014	0,010	-1,365	0,175
Significancia aproximada de los términos				
suaves				
	edf	F	P	
Tiempo	1	0,87	0,353	

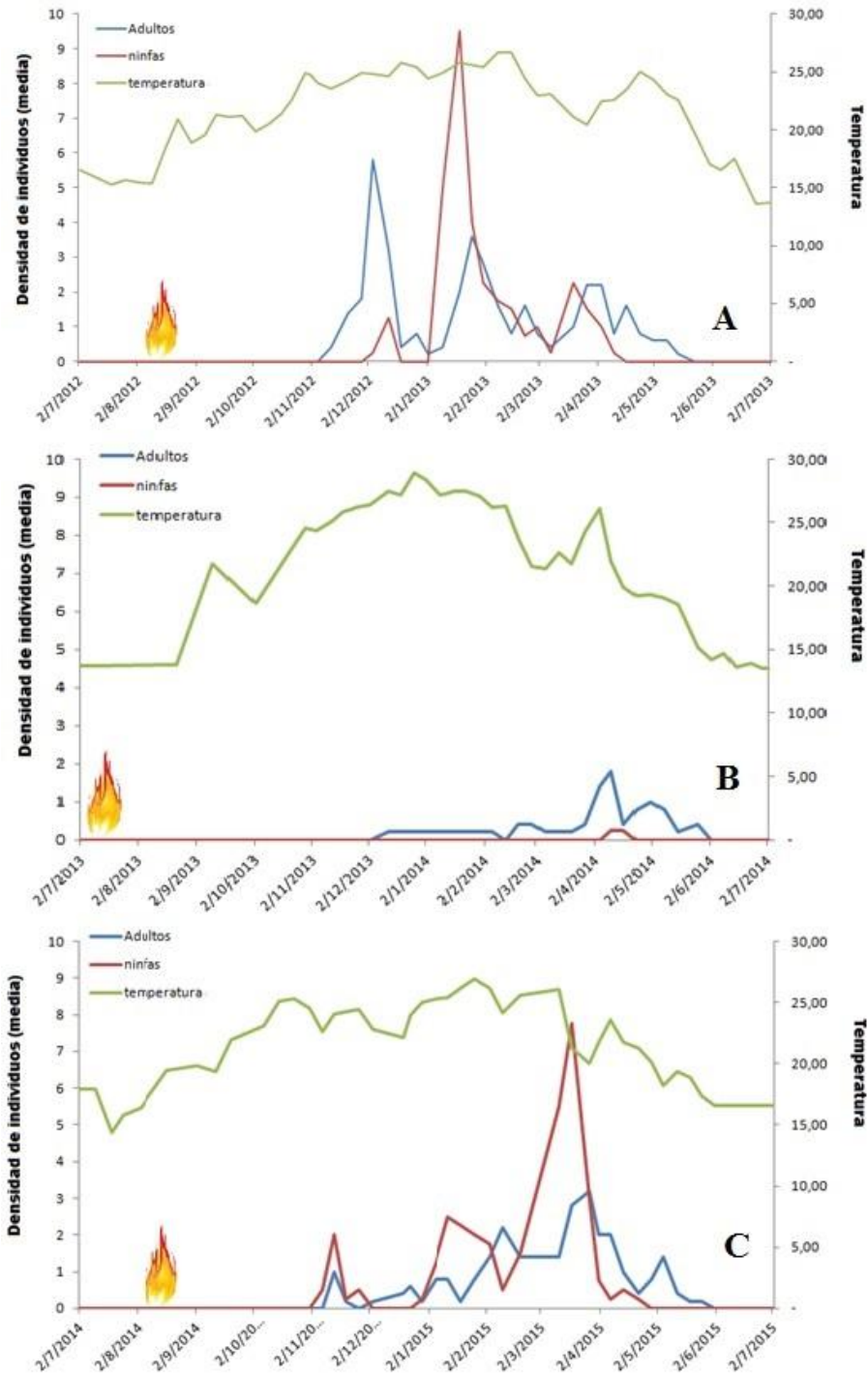


Figura II.16: Curvas de abundancia media de ninfas y adultos de *Notozulia entreriana* en una parcela de vegetación espontánea de Tucumán y las temperaturas medias registradas. A: temporada 2012-13, B: 2013-14 y C: 2014-15. La llama indica el momento de quema de la parcela en estudio.

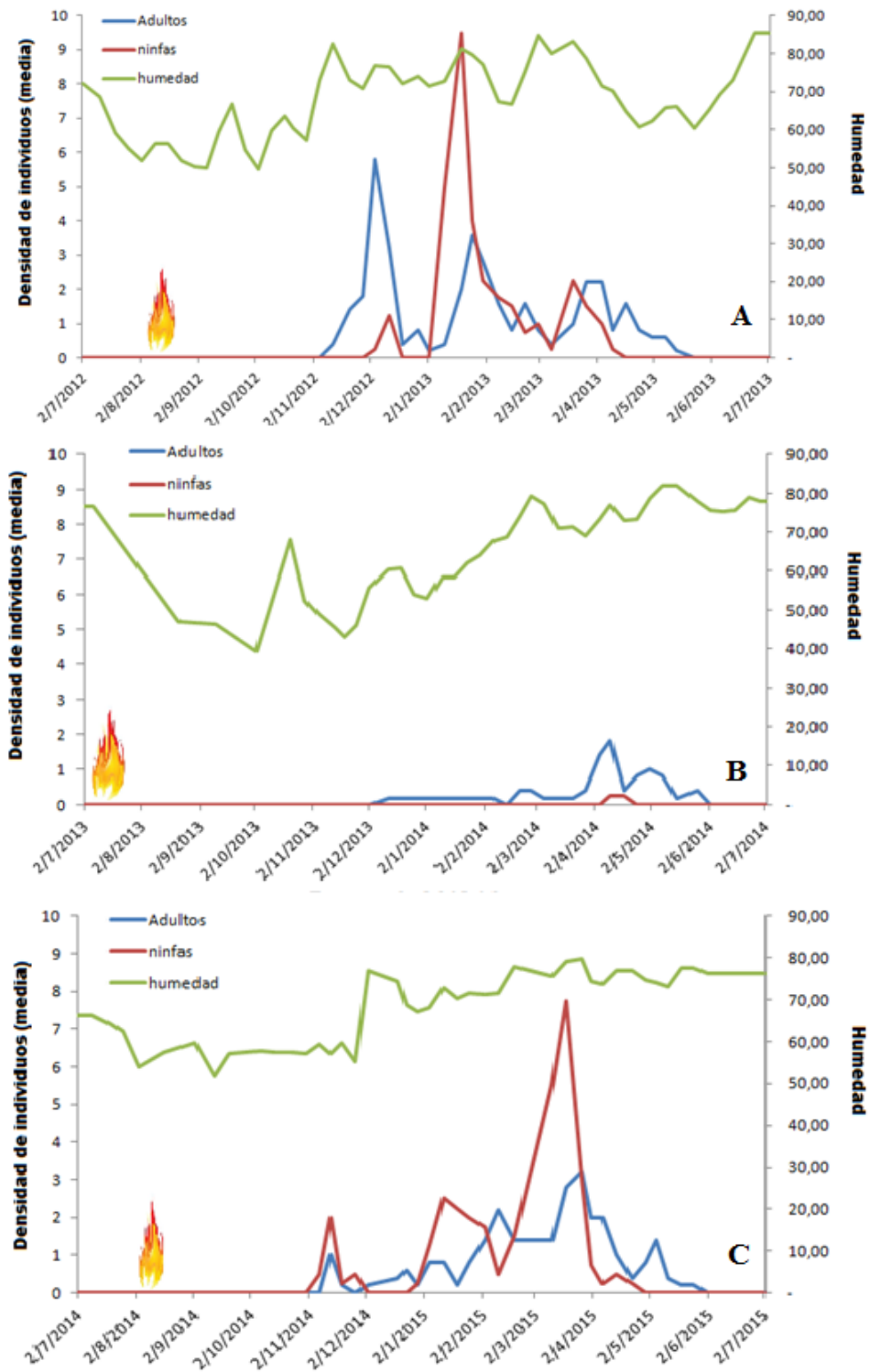


Figura II.17: Curvas de abundancia media de ninfas y adultos de *Notozulia entreriana* en una parcela de vegetación espontánea de Tucumán y la humedad media registradas. A: temporada 2012-13, B: 2013-14 y C: 2014-15. La llama indica el momento de quema de la parcela en estudio.

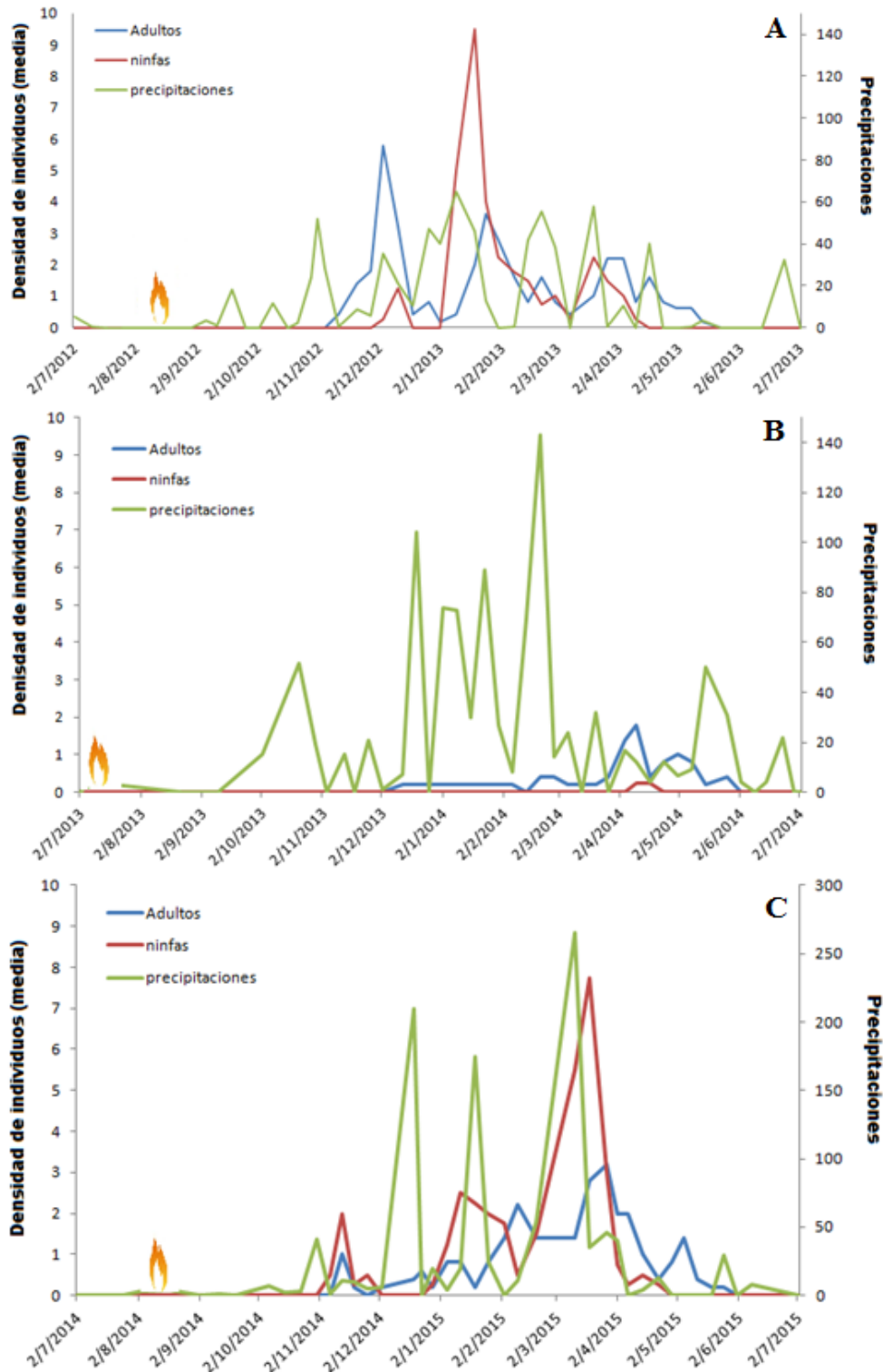


Figura II.18: Curvas de abundancia media de ninfas y adultos de *Notozulia entreriana* en una parcela de vegetación espontánea de Tucumán y las precipitaciones registradas. A: temporada 2012-13, B: 2013-14 y C: 2014-15. La llama indica el momento de quema de la parcela en estudio.

Deois (Deois) mourei:

Durante los tres años de muestreo, en la parcela estudiada, se capturaron 1035 adultos y 353 ninfas de esta especie. Un resumen descriptivo de los parámetros estadísticos calculados para la población de este cercópido, discriminadas en las tres temporadas, se detalla en la tabla II.6.

Al igual de lo registrado para *Notozulia entreriana*, lo más notable de los resultados del muestreo es la marcada diferencia de individuos capturados en la temporada 2013-2014 con respecto a las otras dos.

Tabla. II.6. Parámetros estadísticos de las poblaciones de *Deois (Deois) mourei*, durante los tres años, en la localidad de San Miguel de Tucumán.

	2012-13	2013-14	2014-15	
Ninfas	Número de fechas de muestreo	52	42	43
	Número total de individuos	207	28	118
	Promedio por unidad de muestra	0,99	0,16	0,68
	Desvío estándar	1,8	0,5	1,15
	Error estándar	0,2	0,1	0,2
	Rango por muestra	0-7,75	0-2,75	0-4,50
	Mediana	0	0	0
Adultos	Número de fechas de muestreo	52	42	43
	Número total de individuos	460	156	419
	Promedio por unidad de muestra	1,76	0,77	2,0
	Desvío estándar	2,9	1,5	2,4
	Error estándar	0,4	0,2	0,4
	Rango por muestra	0-16,4	0-6,6	0-10,4
	Mediana	0,6	0,2	0,8

La primera ocurrencia de *D. (D.) mourei* en la parcela experimental, durante la temporada 2012-13, se observó a mediados de noviembre y fue dada sólo por adultos, en una densidad muy baja (1,4 adultos/muestra) (Fig. II.19). La curva de fluctuación poblacional mostró tres picos máximos de adultos a lo largo de dicha la temporada: el primero, a mediados del mes de diciembre (con un promedio de 6,2 adultos/muestra), el segundo a fines de febrero (con 16,4 adultos/muestra), y un último pico a principios de mayo (6 adultos/muestra) (Figura II.19). La presencia de ninfas en la parcela se registró a principios de diciembre, a partir de seis ejemplares; de la misma manera que con los adultos, se observó para las ninfas tres picos máximos bien definidos: el primero ocurrió durante el mes de diciembre (1,8 ejemplares/muestra), el segundo a principio de enero y principio de marzo (7,8 ejemplares/muestra), y el último a fines de marzo (2,8 ninfas/muestra) (Figura II.20).

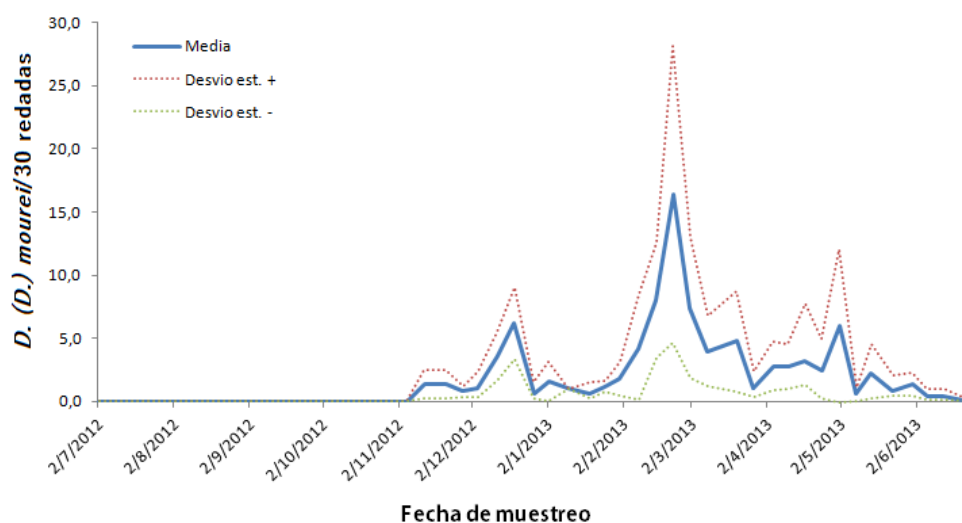


Figura II.19. Abundancia (promedio y desvíos estándar) de adultos de *Deois (Deois) mourei*, durante la temporada 2012-2013, en San Miguel de Tucumán.

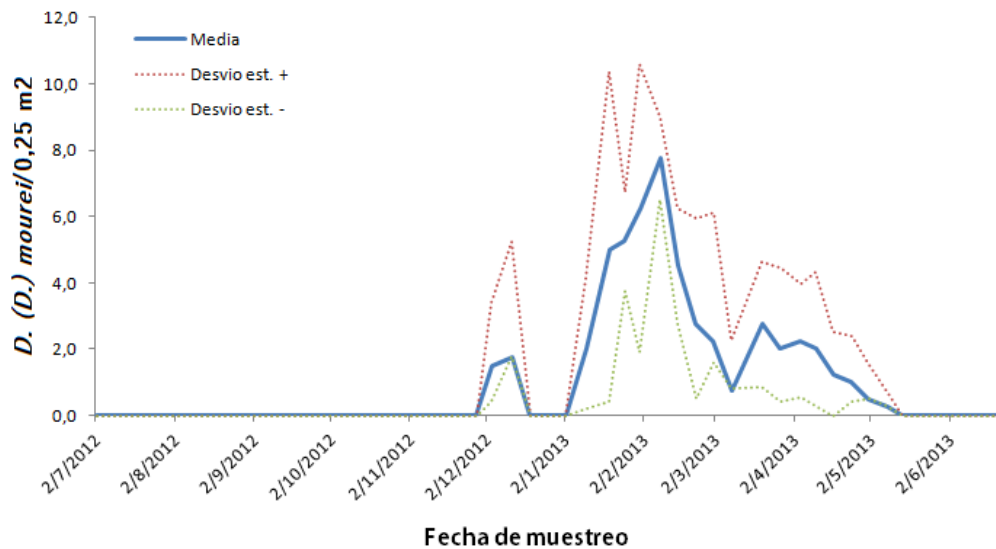


Figura II.20. Abundancia (promedio y desvíos estándar) de ninfas de *Deois (Deois) mourei*, durante la temporada 2012-2013, en San Miguel de Tucumán.

En la temporada 2013-2014, de la misma manera que para la otra especie, las curvas de fluctuación poblacional en el área de muestreo fueron más difíciles de interpretar porque no mostraron la presencia de generaciones bien definidas; se detectaron picos de abundancia de ninfas y adultos pero no fueron marcados como en la temporada anterior. El primer registro de ocurrencia de adultos se realizó a fines de diciembre (un mes y medio después que la temporada anterior), con densidades muy bajas de individuos y un momento de mayor densidad entre los meses de abril a mayo (Figura II.21). Las ninfas se presentaron sólo en el período comprendido entre mediados de marzo y fines de abril (Figura II.22) y en densidades realmente bajas (1 ninfas/muestra).

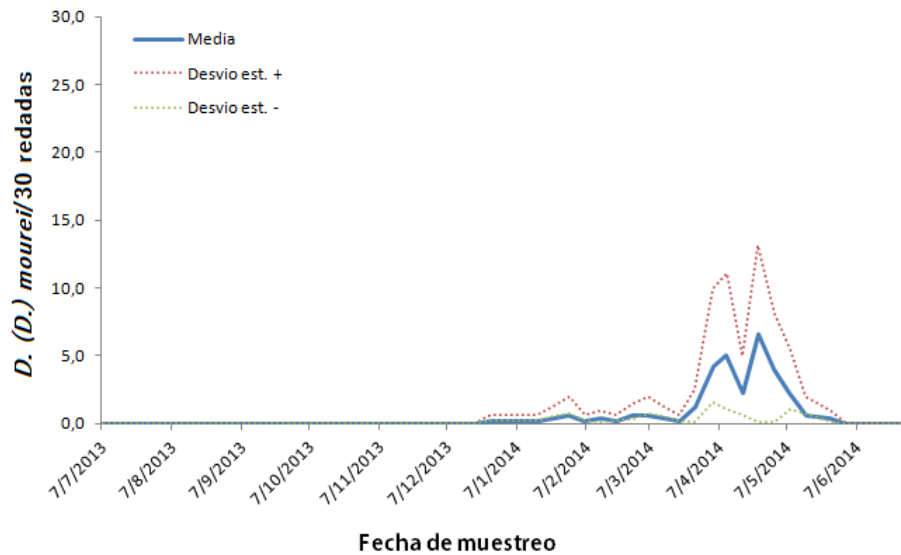


Figura II.21. Abundancia (promedio y desvíos estándar) de adultos de *Deois (Deois) mourei*, durante la temporada 2013-2014, en San Miguel de Tucumán.

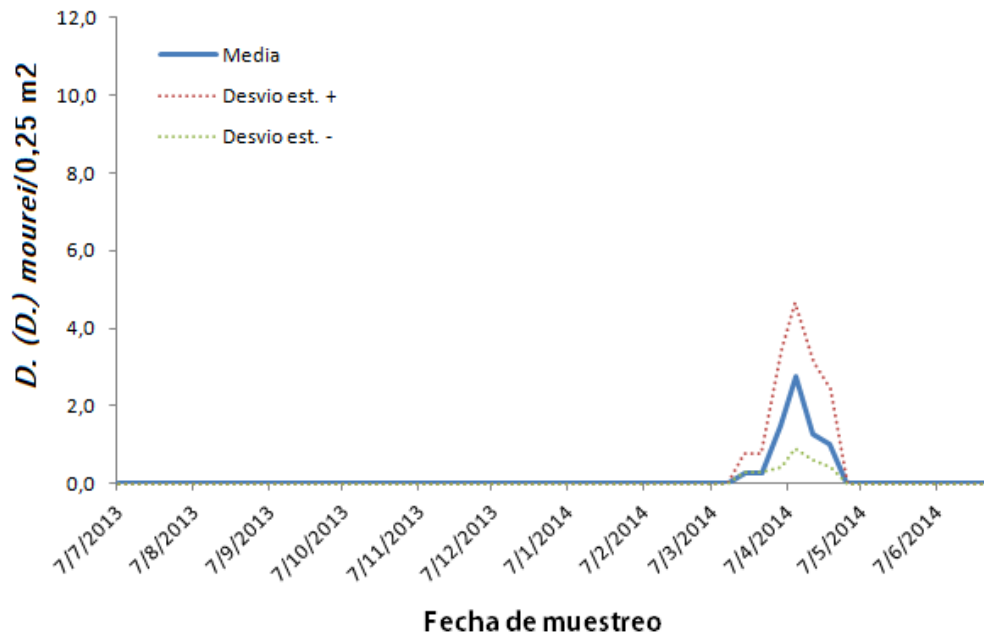


Figura II.22. Abundancia (promedio y desvíos estándar) de ninfas de *Deois (Deois) mourei*, durante la temporada 2013-2014, en San Miguel de Tucumán.

La tercera temporada (2013-2014) fue más similar a la 2012-2013. La primera ocurrencia de adultos y ninfas para *Deois (Deois) mourei* en el campo, se dio de manera simultánea durante la primera semana de noviembre (Figs. II.23 y 24). Los adultos registraron tres momentos de

máxima abundancia bien definidos: el primero, entre principios de noviembre a principios de diciembre (10,4 adulto/muestra), el segundo a principios de enero a fines de febrero (5 adultos/muestra), y un último pico durante el mes de abril (6,2 adultos/muestra) (Figura II.23). En coincidencia, las ninfas mostraron tres picos máximos: el primero entre noviembre y principios de diciembre (2 ninfas/muestra), el segundo durante el mes de febrero (4 individuos/muestra), y un último desde principios de marzo a principio de abril (4,5 ninfas/muestra) (Figura II.24).

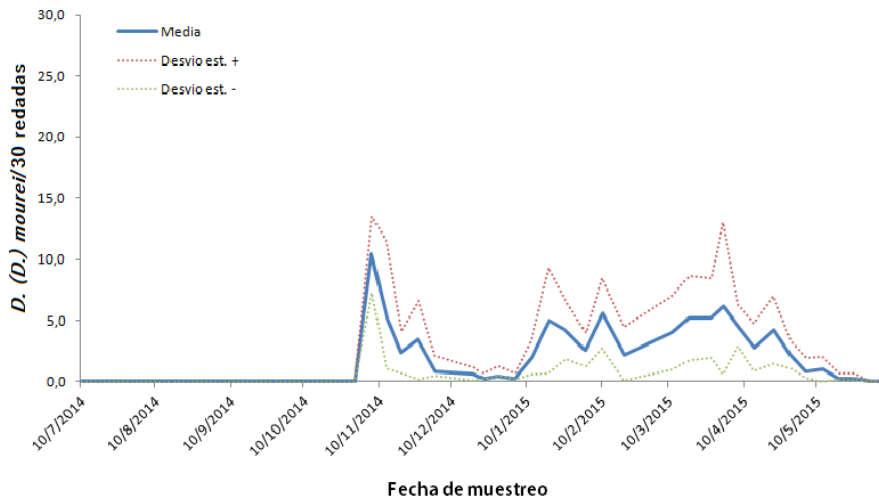


Figura II.23. Abundancia (promedio y desvíos estándar) de adultos de *Deois (Deois) mourei*, durante la temporada 2014-2015, en San Miguel de Tucumán.

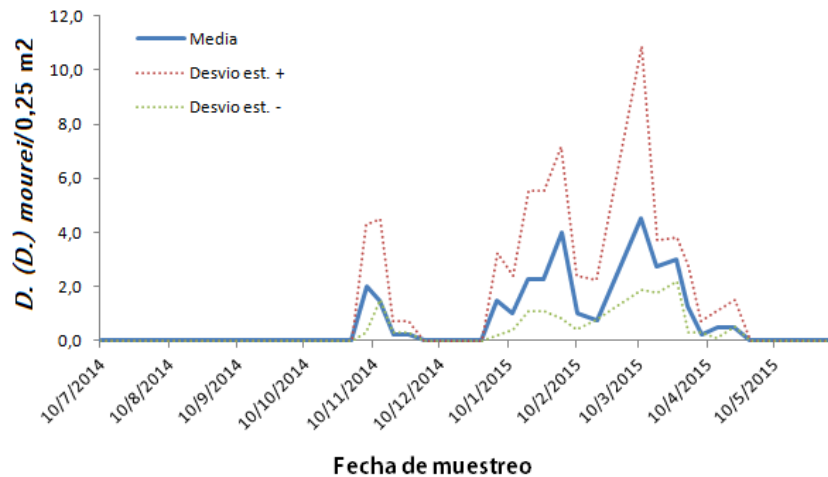


Figura II.24. Abundancia (promedio y desvíos estándar) de ninfas de *Deois (Deois) mourei*, durante la temporada 2014-2015, en San Miguel de Tucumán.

Con respecto a los machos y las hembras, la proporción de sexos fue calculada de manera individual para las tres temporadas. En la temporada 2012-13, se observó en la primera generación (noviembre-diciembre) una proporción de sexos en donde se registró 2,4 machos por cada hembra, y en la tercera generación (marzo-mayo) la relación fue de 1:1. En la temporada 2014-15, tanto en la primera como en la tercera generación la proporción de sexo favoreció a los machos 5:1 para la primera generación y 0,5:1 para la tercera (Tabla II.7). En la temporada 2013-14, no se detectaron generaciones marcadas y la proporción se mantuvo 1:1 durante toda la temporada.

La primera ocurrencia de *D. (D.) mourei*, en la temporada 2012-13, fue dada simultáneamente por machos y hembras. Al final de esta temporada, no se registraron machos (principio de mayo); quedando la población integrada sólo por hembras (Figura II.25 A). En la temporada 2013-14, la primera ocurrencia fue dada por hembras, a mediados de diciembre, apareciendo los machos dos semanas después. Si bien, ambos sexos se registraron hasta el final de la temporada, la densidad de hembras fue el doble durante los meses de abril y mayo (Figura II.25 B).

Para la temporada 2014-15, las ocurrencias se dieron de manera simultánea para ambos sexos, similar a la temporada 2012-13. Al final de esta temporada no se registraron machos (principio de mayo); quedando la población integrada sólo por hembras (Figura II.25 C).

Tabla II.7. Proporción de sexos total (macho:hembra), de la primera y tercera generación de *Deois (Deois) mourei*, por cada temporada.

	2012-13	2013-14	2014-15
Proporción de sexos de la 1° generación	2,4:1	1:1	5:1
Proporción de sexos de la 3° generación	1:1	1:1	0,5:1

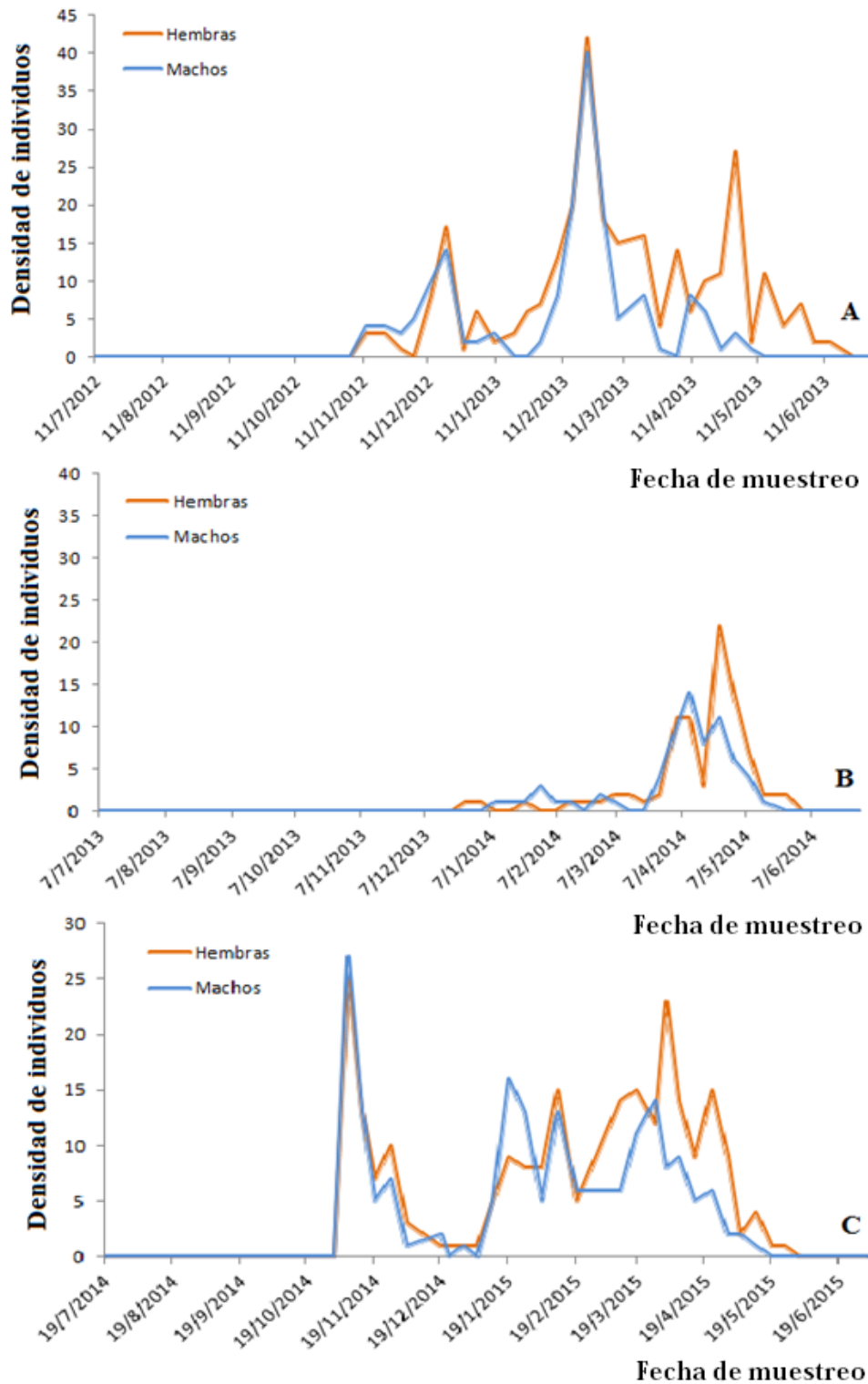


Figura II.25: Curvas de abundancia media de machos y hembras de *Deois (Deois) mourei* en una parcela de vegetación espontánea de Tucumán. A: temporada 2012-13, B: 2013-14 y C: 2014-15.

Evaluación estadística de la abundancia de *D. (D.) mourei*, explicada por variables microclimáticas (temperatura, humedad y precipitaciones)

A partir de los resultados obtenidos se observó que el grado de autocorrelación temporal entre la abundancia de *D. (D.) mourei* con cada factor ambiental fue distinto. Para la temperatura el grado de autocorrelación temporal fue máximo a los 15 días (Figura II.26), siendo de cinco días para la humedad (Figura II.27); a diferencia de las precipitaciones donde el grado de autocorrelación temporal fue máximo a los 11 días acumulados (Figura II.28).

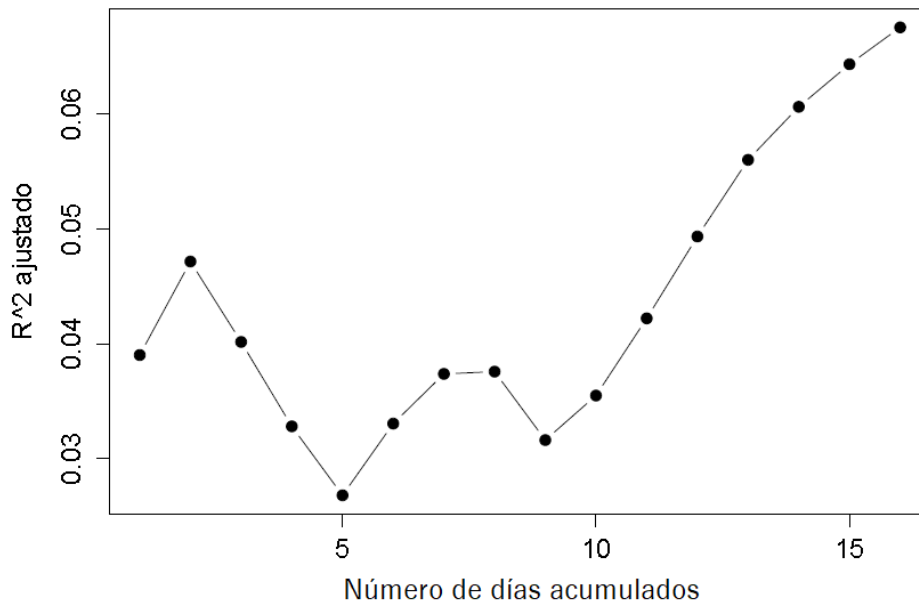


Figura II. 26. Autocorrelación temporal entre la abundancia de *Deois (Deois) mourei* y la temperatura promedio a un número creciente de días acumulados para su cálculo.

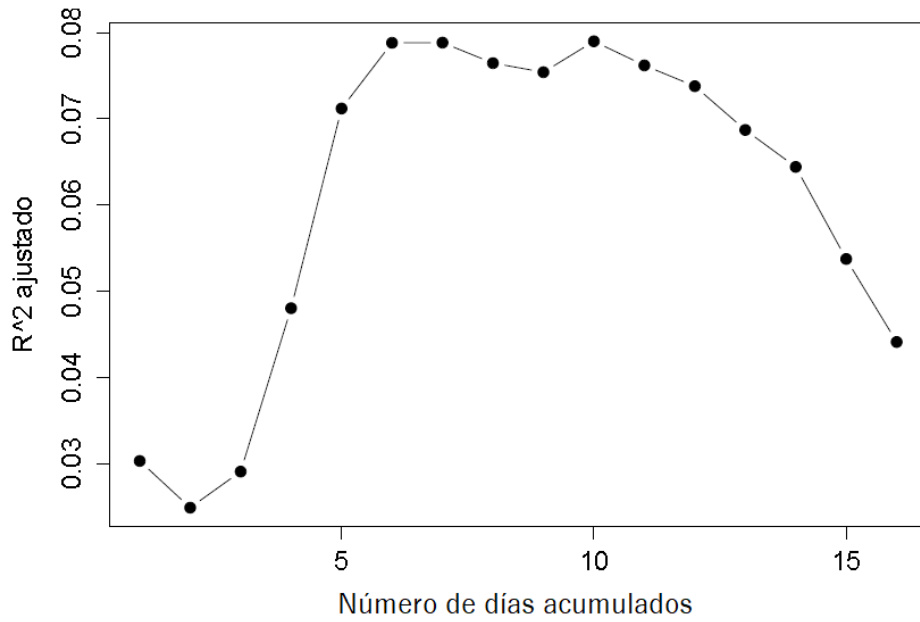


Figura II.27. Autocorrelación temporal entre la abundancia de *Deois (Deois) mourei* y la humedad promedio a un número creciente de días acumulados para su cálculo.

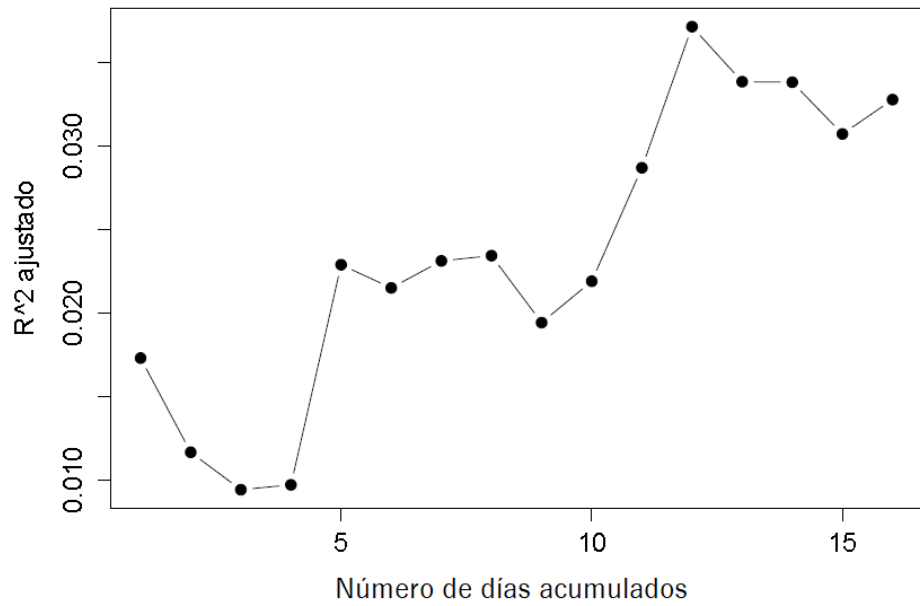


Figura II.28. Autocorrelación temporal entre la abundancia de *Deois (Deois) mourei* y las precipitaciones promedio a un número creciente de días acumulados para su cálculo.

Los GAMMs mostraron una relación positiva de la Temperatura y Humedad, con la abundancia de *D. (D.) mourei*, mientras que las precipitaciones no mostraron un efecto significativo sobre esta (Tabla II.8). Se expresa en la Tabla II.8 los valores de probabilidad para cada factor ambiental, así como la estimación y el error estándar. Se grafica en las figuras II.29 a la II.31, las curvas de abundancia media de ninfas y adultos de *D. (D.) mourei* para cada factor ambiental (Temperatura, humedad y precipitaciones), para las tres: temporada (2012-13, 2013-14 y 2014-15).

Tabla II.8. Modelos aditivos generalizados mixtos para evaluar si la abundancia de *Deois (Deois) mourei* es explicada por variables microclimáticas (edf: grados de libertad estimados) (temperatura, humedad y precipitaciones).

Coefficientes paramétricos	Estimación	Error estándar	t	P
Intercepto	-2,983	1,778	-1,677	0,096
Temperatura promedio (15 días)	0,123	0,057	2,159	0,033
RH promedio (15 días)	0,030	0,013	2,348	0,020
Precipitaciones (2 días)	0,021	0,025	0,820	0,414
Significancia aproximada de los términos suaves				
	edf	F	P	
Tiempo	1	0,321	0,572	

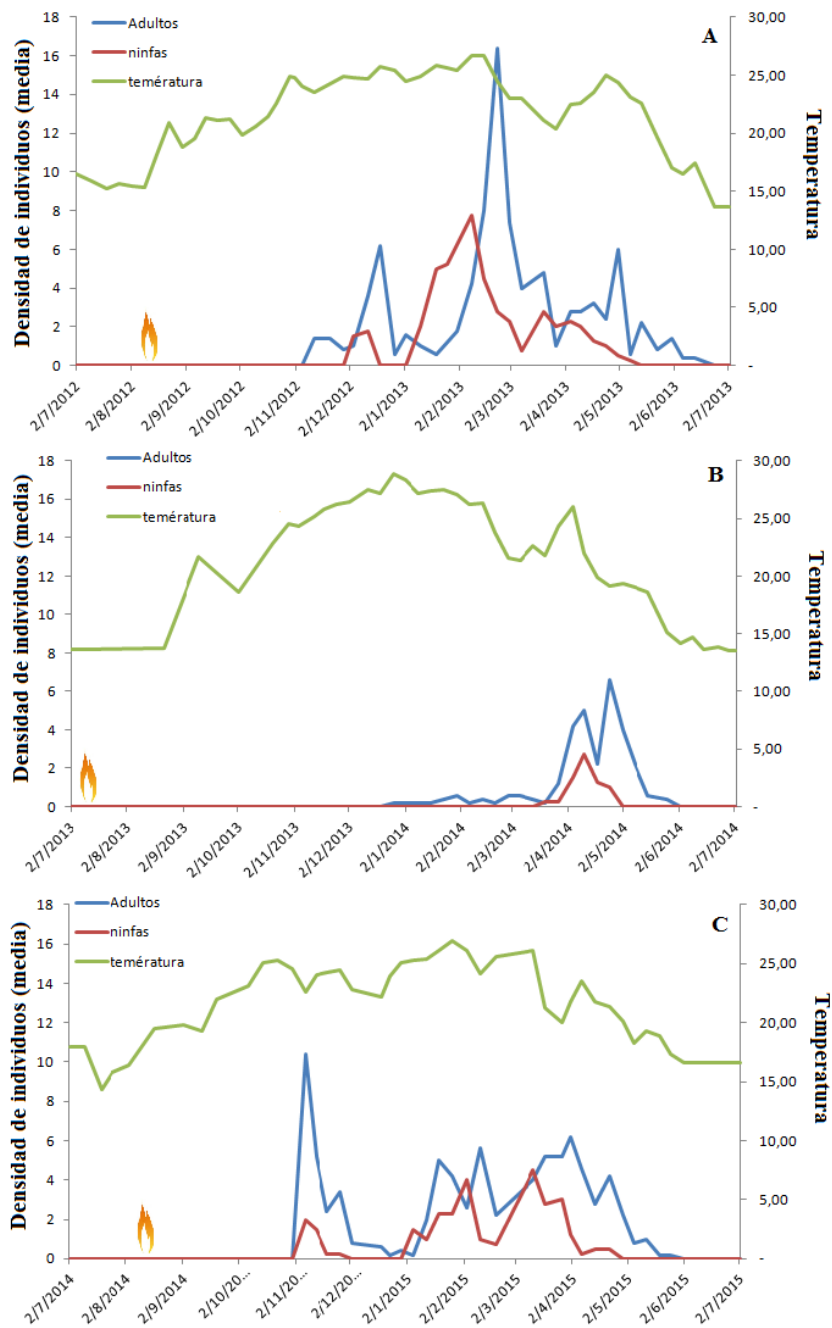


Figura II.29: Curvas de abundancia media de ninfas y adultos de *Deois (Deois) mourei* en una parcela de vegetación espontánea de Tucumán y las temperaturas medias registradas. A: temporada 2012-13, B: 2013-14 y C: 2014-15. La llama indica el momento de quema de la parcela en estudio.

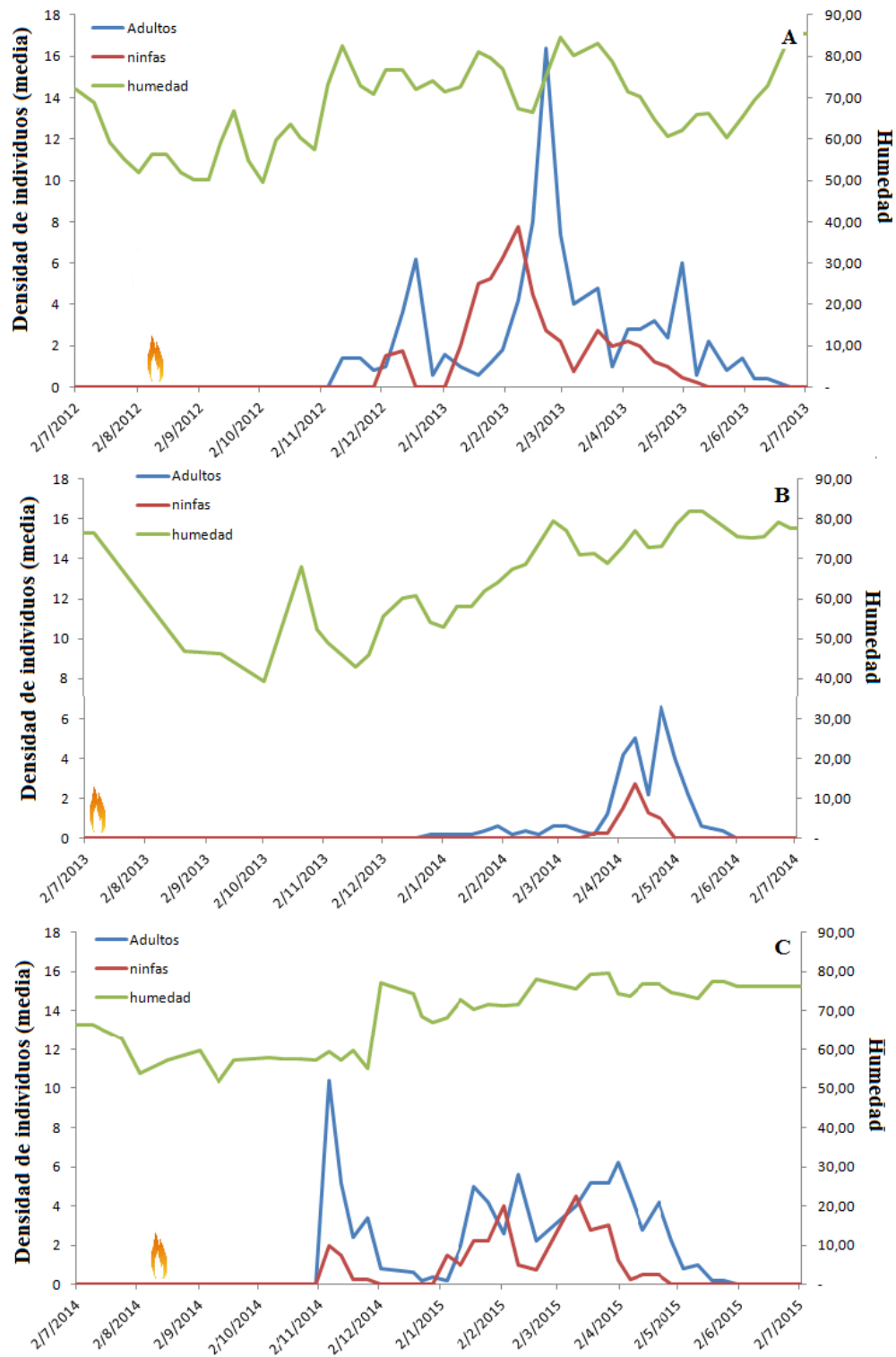


Figura II.30: Curvas de abundancia media de ninfas y adultos de *Deois (Deois) mourei* en una parcela de vegetación espontánea de Tucumán y la humedad media registradas. A: temporada 2012-13, B: 2013-14 y C: 2014-15. La llama indica el momento de quema de la parcela en estudio.

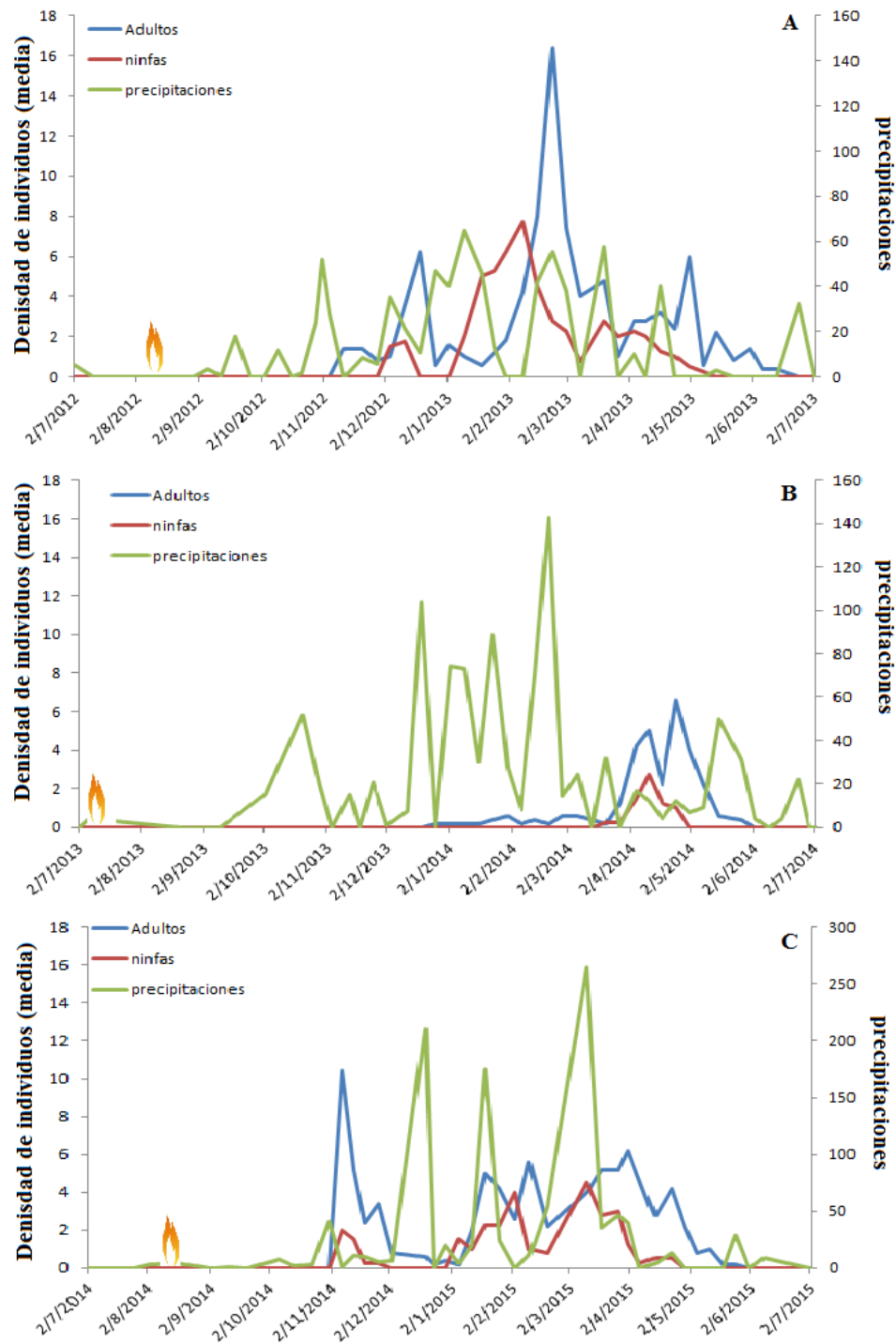


Figura II.31: Curvas de abundancia media de ninfas y adultos de *Deois (Deois) mourei* en una parcela de vegetación espontánea de Tucumán y las precipitaciones registradas. A: temporada 2012-13, B: 2013-14 y C: 2014-15. La llama indica el momento de quema de la parcela en estudio.

DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES

En cuanto a la fenología poblacional, estudios anteriores han determinado que los cercópodos sincronizan su ciclo de vida con las condiciones favorables para su desarrollo, principalmente por medio de la eclosión de los huevos diapáusicos (Wiedijk, 1982).

Tanto como para *N. entreriana* como para *D. (D.) mourei* se registraron tres generaciones bien definidas entre noviembre y mayo de las temporadas 2012-13 y 2014-15. En ambos casos, en los tres años de muestreo, las poblaciones de ninfas y adultos se presentaron durante la época de mayor precipitación y temperatura, que correspondió al período que abarca de noviembre a mayo. Las poblaciones de los cercópodos en campo disminuyeron drásticamente a partir de la época seca e invernal entre los meses de mayo a octubre. Ambas especies lograron evadir las épocas desfavorables (bajas temperaturas y sequía) probablemente a través de huevos diapáusicos. Experiencias en laboratorio y en el campo han permitido identificar una fase de quiescencia, en la cual los huevos responden a la humedad - en condiciones naturales a las primeras lluvias - y comienzan su desarrollo contribuyendo así a la eclosión sincronizada de la primera generación, aproximadamente entre los meses de noviembre y diciembre.

Los análisis estadísticos realizados (GAMMs) mostraron una relación positiva de la Temperatura y Humedad con la abundancia de *N. entreriana* y *D. (D.) mourei*, mientras que las precipitaciones no mostraron un efecto significativo sobre este parámetro.

Comparando los resultados obtenidos con los confirmados por otros autores, para varias especies bajo condiciones unimodales de lluvia, el período de aparición de las ninfas y adultos corresponde a la primera época lluviosa de cada año (Jiménez, 1978; Fontes *et al.*, 1995; Peck *et al.*, 2002).

En Colombia, *Aeneolamia varia* alcanza cuatro generaciones en el piedemonte de la Orinoquía y *Aeneolamia reducta* (Lallemand) hasta seis en la Costa Caribe, sitios donde hay una larga temporada de precipitaciones de tipo unimodal (Peck *et al.*, 2002). Si bien *Zulia carbonaria* es multivoltina, alcanza hasta cuatro generaciones al año sobre *Brachiaria dictyoneura* en el valle geográfico del Río Cauca, que se caracteriza por ser una ecoregión con un régimen de

precipitación de tipo bimodal; los meses lluviosos son de marzo a mayo y de septiembre a noviembre (Castro *et al.*, 2005).

Pereira *et al.*, 2011, detectó tres generaciones de *D. flavopicta* en pasturas de *Braquiaria sp.*, con picos poblacionales de ninfas y adultos bien definidos. La eclosión de las ninfas fue registrada en la segunda quincena de octubre del 2007, simultáneamente con las primeras lluvias de estación. Domingues & da Silva (1975) estudiando a *N. enteriana* en Espírito Santo, Brasil; observó que las primeras lluvias del año, en septiembre, proporcionan humedad suficiente para desarrollar los huevos, que posiblemente, estaban en diapausa invernal, dando inicio al primer ciclo generacional en noviembre. Luego del desarrollo de las ninfas, diciembre es el mes de mayor infestación de adultos en el año. En enero hay una caída en la curva de adultos, para luego en febrero darse el segundo aumento máximo de la curva. A partir de marzo hay una disminución del número de adultos, tendiendo a desaparecer totalmente en el período entre agosto y noviembre, como consecuencia de la sequias de los meses anteriores.

Garcia *et al.* (2006), en Sao Paulo (Brasil), registró ausencia de *Mahanarva fibríolata* entre los meses de mayo a septiembre, período con menor humedad, menor temperatura y fotoperíodo más corto, siendo septiembre el mes donde comienza el ciclo de vida (comienzo del período de lluvia); asimismo, los huevos colocados entre los meses de marzo-abril cuando se empieza a registrar déficit de lluvias, permanecen en diapausa hasta septiembre.

Sin embargo, Souza (1976) demostró que la distribución de las lluvias y la duración del período lluvioso son factores determinantes para el aumento de las poblaciones a campo. Por ejemplo, la presencia de *M. fimbríolata* en Brasil está íntimamente relacionada con la ocurrencia simultánea de exceso hídrico (Silveira Neto *et al.*, 1968) y temperaturas de suelo superiores a 15 °C, y cuando dichas condiciones se mantienen por aproximadamente dos semanas, determinan la dormancia o la eclosión de ninfas a partir de huevos en diapausa (El-Kadi, 1977). En el período de estación seca se encontraron en los cañaverales grandes cantidades de huevos en diapausa; por otra parte, muchas especies de gramíneas resultan ser susceptibles a las infestaciones por un gran número de especies de chicharritas, en cuanto otras gramíneas poseen cierta resistencia, presentando con menor intensidad los síntomas de intoxicación por la saliva de estos insectos (Domingues & da Silva, 1975).

La influencia de los factores abióticos en el desarrollo de las poblaciones insectiles es un hecho muy conocido (Cabello, 1988; Marco *et al.*, 1997; Trudgill *et al.*, 2005). El número de generaciones que alcanza los Cercopidae varía según la región, época e intensidad del período de lluvias, como también de la especie. Garcia *et al.* (2006) en su tesis de doctorado demostró que los factores climáticos tienen gran influencia en la dinámica poblacional de estos insectos, modificando directamente la duración del ciclo de vida así como el potencial reproductivo de las hembras e, indirectamente, a las poblaciones de sus enemigos naturales.

Para el caso de *N. entreriana* y *D. (D.) mourei*, la primera ocurrencia de cercópidos al inicio de cada temporada fue dada primeramente por adultos, seguida posteriormente por la primera generación de ninfas. Esto puede deberse a la inmigración de adultos provenientes de poblaciones distintas, desde áreas distantes donde, quizás, las condiciones ambientales sean más favorables provocando la aparición temprana de insectos. Otra posibilidad podría ser que se trate de adultos que logran sobrevivir al invierno seco de la zona. A pesar que el 80% a 95% de las chicharritas se mueven por medio de saltos cortos y bajos (hasta 1 m de altura) y únicamente cuando son perturbados, los adultos de cercópidos poseen una buena capacidad de vuelo a largas distancias (Menezes *et al.*, 1983; Nilakhe & Buainain, 1988). Nilakhe & Buainain (1988) estimaron que un individuo de la especie *Deois flavopicta* (Stal) puede recorrer 910 m en un único vuelo, siendo capaz de volar por más de 3 km en condiciones meteorológicas favorables. Aparentemente, tal comportamiento caracteriza un movimiento de dispersión en donde las poblaciones alteran su patrón de distribución espacial aumentando la distancia entre los individuos dentro de un área de ocurrencia (Rabb & Stinner, 1978; Nilakhe & Buainain, 1988). De esta manera, es razonable suponer que el principal patrón de movimiento de los adultos de los cercópidos son la dispersión y migraciones locales. En la ciudad de Tucumán y durante el verano, es muy habitual encontrar adultos de las especies bajo estudio que ingresan en las habitaciones en edificios de altura, a más de 40 metros de elevación.

A su vez, Fontes *et al.* (1995), registraron la aparición repentina de adultos en pastizales donde la abundancia de ninfas era muy escasa o nula. Esta aparición repentina de los adultos, la brusca reducción de la densidad de adultos y la infestación en el campo, en la que las ninfas no son capaces de establecerse, sugiere que la migración de las poblaciones de adultos no son

eventos raros y pueden influir en la dinámica poblacional (Nilakhe & Buainain, 1988; Fontes *et al.*, 1995).

Cuando se calculó la proporción de sexos al principio y al final de cada temporada, se observó para *N. entreriana* que la temporada 2012-13 resultó similar a la 2014-15, donde en la primera generación (noviembre-diciembre) hubo una proporción de sexos distinta que en la tercera, favoreciendo a los machos, a diferencia de la tercera generación (marzo-mayo), en donde la relación fue de 1:1. En el caso de *D. (D.) mourei* no se observó lo mismo, ya que la proporción de sexos se mantuvo estable a lo largo de las generaciones en cada temporada (1:1). En la temporada 2013-14, en ambas especies no se registró evidencia de la ocurrencia de tres generaciones, y la proporción de sexos se mantuvo prácticamente 1:1 durante toda la temporada.

Castro *et al.* (2005) realizaron muestreos semanales durante dos años, en el sur del valle geográfico del río Cauca, Colombia, donde encontraron una proporción de sexos para *Zulia carbonaria* que varió de 1:1 (macho:hembra) para el primer año a 1:2 para el segundo. Lohmann *et al.* (2010) realizaron colectas de adultos de *N. entreriana*, en tres áreas de pasturas, en el municipio de Marechal Cândido Rondon, Brasil, donde registraron una proporción de sexos que varió de 1:1,3 (macho:hembra) a 1:2,6.

CAPITULO III

ESTUDIOS BIONÓMICOS Y MORFOLÓGICOS DE *Notozulia entreriana* Y *Deois (Deois)* *mourei*

INTRODUCCIÓN.

Los Cercopidae, al igual que el resto de los Auchenorrhyncha, son insectos hemimetábolos. Durante su ciclo de vida pasan por tres estados: huevo, ninfa o larva y adulto o imago. La duración del huevo varía dependiendo de la especie, nacen las ninfas, muy similares a los adultos por hábitos y morfología, difiriendo por el tamaño, ausencia de alas funcionales y por el desarrollo gonadal. Son muy activas, caminadoras, moviéndose en búsqueda del alimento. Algunas ninfas se establecen inmediatamente sobre el hospedador, comienzan a succionar la savia y producir la espuma, en la cual quedan sumergidas en poco tiempo (Filho, 1944; Domingues & Santos, 1975). Estudios realizados sobre algunas pocas especies neotropicales registraron que los Cercopidae, alcanzan el estado adulto en un tiempo más o menos variado de 15 a 60 días y que la longevidad promedio de un adulto varía entre 3 y 30 días. En general las hembras son más longevas que los machos, pudiendo vivir desde 6 hasta 42 días aunque frecuentemente mueren al completar la puesta de huevos, o entre 1 a 2 días después. Los machos mueren de 3 a 5 días después de la cópula (James, 1946; Beck, 1963; Ramos, 1976; Arango & Calderón, 1981; Rodríguez *et al.*, 2002)

Ninfas:

Durante todo el período de vida como ninfa, a diferencia del resto de los auquenorrincos, los cercópidos tienen la peculiaridad de vivir sumergidos en una masa de espuma, obtenida simplemente a partir de los líquidos extraídos de la succión al alimentarse de las plantas, mezclados con secreciones mucilaginosas producidas por los túbulos de Malpighi (Marshall, 1968).

Marshall (1973) demostró que los túbulos de Malpighi de las ninfas de los cercópidos son muy distintos al de los adultos, en cuanto a su estructura celular. Se encuentran divididos en un segmento proximal, donde se sintetizan y secretan mucopolisacáridos y un segmento distal, compuesto por células con sistemas de canaliculos intracelulares que se continúan con el lumen tubular, donde se sintetizan y exportan proteínas (Figura III.1). Estas últimas, junto con los mucopolisacáridos, probablemente proporcionan la tensión superficial necesaria para mantener la textura de las burbujas y la constitución espumosa.

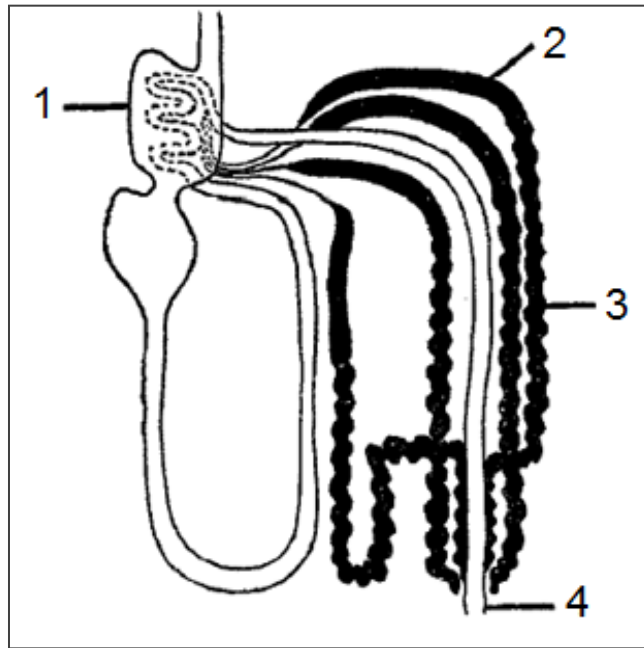


Figura III.1. Esquema del tubo digestivo y túbulo de Malpighi (coloreado en negro) en ninfas de Cercopidae. (1) cámara filtro, (2) segmento proximal, (3) segmento distal y (4) recto (modificado de Marshall, 1968).

Domingues & Santos (1975) describen el mecanismo y la importancia de la formación de espuma. Estos insectos poseen, por detrás del esófago, una cámara filtro que retira la parte acuosa de la saliva; la libera directamente al intestino posterior, próximo al ano, evitando así el paso por el intestino medio. Las excretas se mezclan con sustancias producidas en las glándulas de Batelli (ubicadas en 7° y 8° uroesternito), que secretan una especie de fibra semejante a la seda. Este producto se mezcla con el exceso de agua y se disuelve para solidificarse, alrededor de las burbujas. Los tergitos de los segmentos 8°, 9°, 10° y 11° de las formas inmaduras se alargan, curvan ventralmente, y se reencuentran sobre la línea media ventral del abdomen en forma de placas cuadrangulares, delimitando un surco ventral. Estas placas se juntan hasta prolongarse para formar el “mamillo” o cono anal terminal. Este gira constantemente, acumulando entre su superficie y las paredes del surco un pequeño volumen de aire aspirado. El cono girando transpone la hendidura ventral, el aire sale totalmente envuelto por el líquido (que el ano expele sin parar) en forma de pequeñas burbujas; una sucede a la otra. De esta manera el abdomen se levanta para ir depositando las burbujas sobre toda la superficie del

cuerpo de la ninfa. Los movimientos son sucesivos, y a intervalos pequeños, hasta que se haya producido la cantidad de espuma suficiente para cubrir la ninfa en su totalidad.

Licent (1912) estudiando especies europeas y asiáticas de cercópidos, determinó que la espuma de las ninfas está compuesta por mucoproteínas asociadas con secreciones intestinales, pudiendo tener la textura de la seda. Luego Kato (1958), estudiando especies japonesas reportó colesterol y cristales de ácido úrico asociado con elementos proteicos conformando la espuma de las ninfas. Posteriormente, Mello *et al.* (1987) analizaron la composición y la ultraestructura de la espuma de *Deois sp.* comprobando que es mucho más compleja; ellos demostraron que está formada por un racimo de burbujas de diferentes tamaños, de aspecto filamentosos, compuestas por 10 tipos de polisacáridos distintos, glicoproteínas, elementos carboxilados y ácidos proteoglicanos. Además observaron que, en términos de hidrofobicidad, la espuma de estas ninfas se asemeja a la ct-fibroína de seda que producen algunos himenópteros y difiere de las sedas de lepidópteros y dípteros.

Se ha especulado que la espuma proporciona protección para las ninfas mediante la creación de un "micro hábitat " contra la desecación, las temperaturas extremas y los enemigos naturales: depredadores y parásitos (Whittaker, 1970). Antes de convertirse en adultos, cesa la formación de espuma y secreción de líquidos, los cuales en muy poco tiempo se evaporan. De esta manera, la espuma seca forma en su interior una cavidad en la cual el insecto inmaduro queda alojado para realizar la última ecdisis y transformarse en adulto (Vignon, 1930).

Alimentación:

Todos los integrantes de la familia Cercopidae son insectos exclusivamente fitófagos; presentan un aparato bucal sucto-picador, se alimentan de los fluidos xilemáticos y muchas especies exhiben una fuerte preferencia por plantas fijadoras de nitrógeno (Thompson, 1994). Son ampliamente oligófagos a polífagos, alimentándose de una gran variedad de plantas, preferentemente monocotiledóneas herbáceas. Son muchos los factores que influyen en la selección de las plantas hospedadoras o sitio de alimentación, incluyendo la concentración de aminoácidos, la consistencia del tejido, la profundidad de los elementos del xilema, la presencia de tricomas, hábitos de crecimiento de las plantas y su arquitectura (Carvalho & Webb, 2005)

Hagley & Blackman (1966) estudiando el comportamiento alimentario de *Aeneolamia varia saccharina* (Distant), demostraron que las ninfas se alimentan directamente de las raíces, desde los elementos proto y metaxilema. Los primeros estadios se alimentan de las células del parénquima cortical de las raíces nuevas; generalmente los estiletes llegan hasta el endodermo y/o periciclo. Las ninfas del 5^{to} estadio llegan hasta el xilema radicular mientras que los adultos introducen los estiletes a través de los estomas de las hojas de caña de azúcar y no directamente por la epidermis, atravesando diferentes tejidos. Sin embargo las ninfas del tercer estadio de *Mahanarva fimbriolata* (Stål) atraviesan la epidermis, pasan todo el cortex llegando preferentemente a los vasos del xilema radicular y, aproximadamente el 35% de las ninfas, también llegan a los tubos cribados del floema (Garcia *et al.*, 2007).

La secreción de saliva inyectada durante el acto alimentario, tiene como principal función producir una primera dilución del tejido vegetal, además de servir como lubricante para los estiletes al inicio de la penetración de las paredes celulares y tejido lignificado; esta primera instancia causa decoloración de los tejidos con la destrucción de clorofila. Estas lesiones ocurren principalmente en las células del parénquima adyacente a los haces vasculares, donde se observa una rápida difusión de secreciones en sentido longitudinal (Withycombe, 1926).

Valério *et al.* (1988) confirmaron, a través del uso de radioisótopos, la inyección de toxinas por parte de los adultos de *Notozulia entreriana* (Berg), verificando una posible translocación de secreciones inyectadas a través de la saliva precedentes a la alimentación. Por otro lado, demostraron que el comportamiento alimentario de esta especie se caracterizaba por una alimentación prolongada, comprobada a través de la gran acumulación de material radiactivo en la zona de alimentación.

Oviposición:

La cópula puede ocurrir durante el primer día de emergencia como adultos, aunque en la mayoría de las especies se realiza después del segundo y tercer día; variando el período de preoviposición, entre 12 hs y varios días (Fewkes, 1969; Guagliumi, 1969). El número de huevos ovipuestos por hembra y la duración del desarrollo embrionario varía dependiendo de la especie (Moreira, 1925; Beck, 1963; Byers, 1965; Pass & Reed, 1965; Magalhaes *et al.*, 1987).

Los huevos de *Mahanarva fimbriolata* tardan, en promedio, 20 días en desarrollarse; colocando 340 huevos durante toda la vida (García *et al.*, 2006).

De manera general, la puesta de huevos es epifítica; utilizan parte de los tejidos de las plantas para oviponer, como la vaina de las hojas, restos orgánicos (residuos vegetales del suelo provenientes de las cosechas) próximos a la base de los tallos (Guagliumi, 1972). Algunas especies, como *M. fimbriolata*, oviponen en la vaina próxima a la base del tallo y sobre la superficie del suelo de los cañaverales (Guagliumi, 1972). *M. rubicunda indentata* (Walker) coloca los huevos en la superficie superior de las hojas verdes, en el tejido duro del raquis o nervadura central, dispuestos de manera oblicua, en hileras y sobresaliendo los ápices anteriores. A diferencia de estas especies, *Notozulia entreriana* introduce los huevos, de manera irregular, unos pocos milímetros por debajo de la superficie del suelo (Domingues & Santos, 1975).

Caracterización de los estados inmaduros:

Con respecto a la descripción y reconocimiento de los estados inmaduros, en la región neotropical, hasta el presente fueron descritas sólo las ninfas de *Kanaima fluvialis* (Lallemand) (Cavichioli, 1987) y *Aneolamia reducta* (Lallemand) (Peck, 2002). Este último autor ilustró y caracterizó morfológicamente los huevos de *A. reducta* y *A. lepidior* (Fowler) (en Colombia), no detectando diferencias en su desarrollo; ambas pasaron por cuatro fases morfológicamente diferenciadas por la apariencia externa y el tamaño.

Peck (2002), utilizando caracteres diagnósticos diferenciales (ancho de la cápsula cefálica, nivel de esclerotización del dorso del tórax, forma y el tamaño de los esbozos alares, número de flagelómeros de las antenas y de segmentos en los tarsos, así como la forma de los ojos), describió cinco estadios ninfales para *A. reducta* sin brindar ilustraciones ni fotografías de los mismos.

Los aspectos biológicos de esta familia han sido poco estudiados a nivel mundial, y se basan sólo en algunas especies (Beck, 1963; Byers, 1965; Guagliumi, 1972). En Sudamérica los primeros estudios, realizados por Domingues & Santos (1975) y Ramos (1976) sobre *N.*

entreriana permitieron obtener información sobre plantas hospedadoras, ciclo de vida y hábitos de la especie en Brasil. Por su parte Cavichioli (1987, 1988) ha estudiado caracteres morfológicos y biológicos de la especie *K. fluvialis*, para el mismo país.

Los mencionados aportes representan los únicos existentes en el Neotrópico; por tratarse estos de los primeros estudios en la Argentina en donde se abordan los aspectos bionómicos y se describen bajo el aspecto morfológico los estados inmaduros de las dos especies más representativas del centro y norte de Argentina, el propósito de este capítulo es:

- a) Caracterizar el ciclo de vida de las especies *Notozulia entreriana* y *Deois (Deois) mourei*; especies más abundantes y frecuentes en la región.
- b) Evaluar el efecto que tienen diferentes plantas hospedadoras sobre los hábitos y parámetros poblacionales de las dos especies bajo estudio.
- c) Describir los estados inmaduros de las especies *Notozulia entreriana* y *Deois (Deois) mourei*, y construir claves dicotómicas que permitan diferenciar a nivel intra e interespecífico los estadios inmaduros de ambas especies.

MATERIALES Y MÉTODOS

Como fue mencionado en el capítulo 2, *Notozulia entreriana* y *Deois (Deois) mourei* fueron las especies que, por su abundancia y frecuencia a campo, fueron seleccionadas, para profundizar estudios biológicos a través de su cría experimental, confección de tablas de vida y descripción de los estadios inmaduros.

Caracterización del ciclo de vida bajo condiciones controladas con diferentes especies de plantas hospedadoras.

Para conocer la influencia de las plantas hospedadoras sobre el ciclo de vida y obtener los parámetros biológicos de *N. entreriana* se realizaron tres tratamientos partiendo de cohortes de 40 ninfas I en cada uno durante la temporada enero-febrero del 2014; se utilizaron como hospedadores a tres especies de gramíneas, una para cada tratamiento: *Brachiaria sp.*, *Chlorys gayana* var. *epica* y *Zea mays*. Para *D. (D.) mourei* se realizaron dos tratamientos,

utilizando *Setaria parviflora* var. *parviflora* y *Zea mays* como hospedadores de cría, durante los meses de enero-febrero del 2015.

Previo al momento de iniciar los ensayos, se realizaron prospecciones en el campo para obtener individuos adultos (machos y hembras) a los efectos de conseguir, bajo condiciones controladas, suficiente número de oviposiciones. De manera individual, las hembras fueron transferidas a jaulas de oviposición cilíndricas, de tereftalato de polietileno (35 cm de alto, 18 cm de diámetro), cuyo interior contenían plantas cultivadas en macetas. Sobre la base de cada tallo fue colocada una cama de algodón humedecida para permitir que las hembras depositen allí sus huevos. Estas jaulas fueron revisadas diariamente. Posteriormente a la exposición para oviposición, las camas de algodón fueron extraídas y bajo lupa estereoscópica los huevos fueron trasladados y mantenidos en placas de petri con papel de filtro humedecido hasta completar su desarrollo.

Los ensayos fueron realizados, para ambas especies, en cámara climatizada marca Percival, a temperatura constante ($26 \pm 1^\circ\text{C}$), 60-80% HR y 14:10 hs (L:O) de fotoperíodo. Cada tratamiento consistió en 40 réplicas denominadas unidades de cría, armadas con vasos de poliestireno expandido de 180 ml de capacidad, conteniendo una planta como hospedador. Estas plantas se encontraban en igual estado fenológico (aproximadamente 3 semanas luego de germinar la semilla, momento en que la planta presenta un buen desarrollo radicular) (Figura III.2).

En cada unidad de cría se dispuso un huevo sobre la tierra, cerca del tallo, y posteriormente se cubrió la base de la unidad con una cápsula de poliestireno expandido pintada de negro y perforada en el centro para permitir el paso de la planta (Figura III.3). Las condiciones mencionadas propician un ambiente húmedo y oscuro, adecuado para el desarrollo ninfal y, por otro lado, la oscuridad de la capsula estimula el crecimiento de raicillas secundarias laterales que son los sitios preferidos de alimentación de las ninfas (técnica modificada de Lapointe *et al.*, 1989).

Desde el primer día de la eclosión de los huevos, diariamente las cápsulas oscuras fueron removidas temporalmente para registrar el estado de las ninfas (mortalidad, exuvias y cambio de estadio) (Figura III.4). Una vez alcanzado el estado adulto, los individuos fueron extraídos de

las unidades de cría, con aspirador manual, para proceder al sexado y traslado a jaulas de oviposición para continuar el ciclo de desarrollo. Para ello, se usaron como jaulas botellas de PET (tereftalato de poliestileno) de 500 ml de capacidad, tapadas con algodón en su extremo y con una planta para la alimentación en su interior, y una cama de algodón sobre la base para la postura de los huevos (Figura III.5). En su interior se confinaron parejas para facilitar la cópula y permitir la postura de huevos. Para asegurar la presencia de machos a lo largo de toda la vida de la hembra, en el caso de que estos murieran, fueron reemplazados por nuevos ejemplares. De esta manera se contabilizó la cantidad de huevos depositados por hembra hasta el momento de su muerte, proporción de sexos de la primera generación, longevidad de los adultos y la proporción de sobrevivientes en cada etapa del ciclo. Se mantuvieron los insectos en esas condiciones hasta que todos murieron.

Con los datos obtenidos se construyeron tablas de vida para cada especie y para cada etapa del desarrollo se obtuvieron los parámetros biológicos indicadores del estado de la población:

- Tasa de mortalidad específica por edad ($M_e = N_0 - N_t / N_0$).
- Número de individuos entrando a cada estadio ($N_x = N * 1000 / N_0$).
- Proporción de la cohorte original sobreviviendo al comienzo de cada estadio ($l_x = N_x / N_0$).
- Proporción de la cohorte original que muere durante cada estadio ($d_x = N_{x-1} - N_x$).
- Tasa de mortalidad ($q_x = d_x / N_{x-1}$).
- Medida de la probabilidad de sobrevivir entre dos edades sucesivas ($L_x = [l_x + l_{x+1}] / 2$).
- Número total de días de vida que quedan a los sobrevivientes que han alcanzado la edad x ($T_x = \sum_t^x L$).
- Esperanza de vida ($e_x = T_x / l_x$).
- Número de huevos producidos por cada hembra superviviente (Fecundidad).

Con los datos de fecundidad obtenidos se calculó la tasa diaria de oviposición y se realizaron curvas promedio de oviposición a lo largo de la vida de las hembras. Se construyeron curvas de supervivencia y esperanza de vida para cada especie sobre cada hospedador.

Al considerar los resultados de la duración del estado de ninfa y la longevidad de adultos, se verificó si la diferencia entre machos y hembras fue estadísticamente significativa a través de pruebas de hipótesis para dos muestras independientes, utilizando Chi cuadrado (χ^2) para datos no paramétricos. Para comprobar la normalidad y la homogeneidad de varianzas, los datos fueron sometidos a la prueba de Kolmogorov-Smirnov, en el caso de muestras con $n > 30$ y Shapiro-Wilk con $n < 30$. Fue utilizado el programa estadístico IBM SPSS Statistics versión 22 (2013). El nivel de significancia elegido fue $\alpha = 0,05$.



Figura III.2. Unidades de cría de las especies de Cercopidae, armadas con vasos de poliestireno expandido y conteniendo una planta como hospedador.



Figura III.3. Unidades de cría con cápsula oscura de poliestireno expandido; en su interior se encuentran las ninfas de cercópidos en desarrollo.



Figura III.4. Detalle del interior de la unidad de cría con una ninfa en desarrollo cubierta de espuma. Se pueden apreciar las raíces secundarias expuestas.



Figura III.5. Jaulas de oviposición de los cercópidos, construidas con botellas de Poliestileno-tereftalato, con una planta en su interior y una cama de algodón sobre la base para permitir oviposición y posterior rescate de los huevos.

Descripción de los estadios ninfales

Para cuantificar y realizar la descripción de los estadios ninfales, primeramente se procedió a la obtención de huevos y al mantenimiento de las colonias en laboratorio. Para ello se colectaron adultos a campo, con red entomológica de arrastre, en San Miguel de Tucumán (Argentina) (26°47'48.50 S - 65°18'37.31 O, 592 m.snm); estos fueron llevados al laboratorio y colocados en jaulas cuadrangulares de crías, con armazón de aluminio (50 × 50 × 50 cm), y con los lados y la parte superior cubierta con malla de tela tipo voile para proporcionar ventilación (Figura III.6).

Todo el ensayo fue realizado en el interior de un invernáculo a temperatura ambiente, durante el verano (Diciembre 2014 a Marzo 2015, con una temperatura promedio= 26 °C). Para *N. entreriana*, fue utilizada *Chlorys gayana* var. *epica* como hospedador. En el caso de *D. (D.) mourei* la planta hospedadora utilizada fue *Setaria parviflora* var. *parviflora*. Las plantas fueron cultivadas a partir de semillas en macetas de 6.3 cm³, y mantenidas en invernáculo bajo condiciones de temperatura y fotoperíodo natural.

De manera individual, con aspirador manual, desde las jaulas se extrajeron hembras y fueron transferidas a jaulas de oviposición que contenían plantas cultivadas en macetas como hospedador de alimentación (ver figura III.5). Sobre la base de cada tallo fue colocada una cama de algodón humedecida, que se revisó diariamente bajo lupa estereoscópica para verificar la presencia de huevos. De esta manera los huevos fueron trasladados y mantenidos en placas de petri con papel de filtro humedecido hasta completar su desarrollo. Una vez emergidas las ninfas I, 10 ejemplares fueron seleccionados y conservados en frascos plásticos tipo eppendorf con alcohol etílico al 70%. El resto de las ninfas fueron trasladadas a unidades de cría armadas con vasos de poliestireno expandido de 180 ml de capacidad, conteniendo una planta como hospedador para su desarrollo; y cubierta en la base de la misma con una cápsula oscura de poliestireno expandido pintada de negro y perforada en el centro para permitir el paso de la planta (Figura III.3). Las unidades fueron examinadas diariamente, para la detección de las exuvias, signo inequívoco del paso de un estadio ninfal a otro. A medida que las ninfas avanzaban en su desarrollo, se seleccionaron 10 ejemplares de cada estadio para su estudio hasta completar el ciclo.

Para su examen, descripción e ilustración bajo microscopio, cada espécimen fue aclarado en una solución de KOH al 10% en frío, y fijados en medio de Faure (agua destilada, 50 gr; goma arábica (cristales claros), 50 gr; hidrato de cloral, 200 gr; y glicerina, 20 gr). El primer estadio fue descrito en detalle y sólo fueron resaltados los principales cambios que diferencian a los estadios posteriores. Medidas, promedios y rangos son expresados en milímetros y tomados a partir de especímenes entre 24-48hs después de mudar. Los dibujos fueron realizados bajo microscopio estereoscópico Zeiss con cámara clara, y utilizando un microscopio Leitz-Wetzlar con una cámara digital adaptada (REID 18, HD). Para la descripción morfológica se siguió la terminología de Cavichioli (1987, 1988) y Liang & Fletcher (2002).

Para la descripción de los huevos, se procedió a diferenciar las cuatro fases de desarrollo morfológico propuestas por Peck (2002) para describir los huevos de *Aeneolamia lepidor* y *A. reducta*, definidos por la apariencia externa y el tamaño.



Figura III.6. Jaulas de crías, con armazón de aluminio (50 × 50 × 50 cm).

RESULTADOS

Aspectos biológicos de Notozulia entreriana.

Estudios biológicos bajo condiciones controladas sobre *Brachiaria sp.*

Tiempo de desarrollo

La duración del primer estadio ninfal varió entre 5 y 8 días ($X: 5,9 \pm 0,8$; $n= 40$), el segundo entre 4 y 7 ($X: 5,9 \pm 0,9$; $n= 40$); el tercero entre 4 y 6 ($X: 4,4 \pm 0,6$; $n= 40$); el cuarto entre 4 y 7 ($X: 5,3 \pm 0,7$; $n= 39$); y el quinto entre 3 y 7 días ($X: 4,3 \pm 0,9$; $n= 38$). La duración media del estado ninfal fue de 25,7 y varió entre 23 y 29 días, siendo 25,7 el valor medio para las hembras y 25,6 para los machos. Los resultados fueron similares para ambos sexos, no encontrando diferencias estadísticamente significativas entre estos ($X^2 = P: 0,693$, $\alpha: 0,05$). Los individuos alcanzaron el estado adulto entre los días 26 y 31.

La longevidad en los adultos varió entre 2 y 8 días en los machos ($X: 4,8 \pm 1,4$; $n= 38$) y entre 5 y 13 días ($X: 9,3 \pm 2,3$; $n= 38$) para las hembras. La comparación estadística de la

longevidad entre ambos arroja diferencias estadísticamente significativas ($\chi^2 = P: 0,005, \alpha: 0,05$) (Tabla III.2).

El ciclo de vida completo para machos y hembras, sin contar la duración del huevo, duró en promedio 30,5 y 34,9 días respectivamente, con una proporción de sexos de la descendencia, que favoreció a las hembras, de 1:1,5.

Tabla III.1. Tiempo de desarrollo y longevidad (días) de *Notozulia entreriana* alimentada con *Brachiaria sp.* Media (\pm ES).

	n	Tiempo de desarrollo
Huevo	40	15,3 (\pm 0,5)
Primer estadio ninfal	40	5,9 (\pm 0,8)
Segundo estadio ninfal	40	5,9 (\pm 0,9)
Tercer estadio ninfal	40	4,4 (\pm 0,6)
Cuarto estadio ninfal	39	5,3 (\pm 0,7)
Quinto estadio ninfal	38	4,3 (\pm 0,9)
Huevo a quinto estadio ninfal (hembras)	24	41 (\pm 1,6)
Huevo a quinto estadio ninfal (machos)	14	40,6 (\pm 1,6)
Huevo a adulto (hembra)	24	50,3 (\pm 2,5)
Huevo a adulto (macho)	14	45,7 (\pm 2,5)
	n	Longevidad
Adulto	38	7,6 (\pm 0,9)
Hembra	24	9,3 (\pm 2,3)
Macho	14	4,8 (\pm 1,4)

Supervivencia y esperanza de vida.

La gran mayoría de las ninfas eclosionadas en el ensayo, consiguieron alcanzar el estado adulto (95%), correspondiendo éstos a 14 individuos machos y 24 hembras, que en su totalidad lograron reproducirse. Los valores obtenidos muestran que la supervivencia disminuye

gradualmente a partir del tercer estadio ninfal hasta el estado adulto (Fig. III.8). En relación a la supervivencia por sexos, se observó que los machos viven en promedio poco más de la mitad de tiempo que las hembras (Figura III.7).

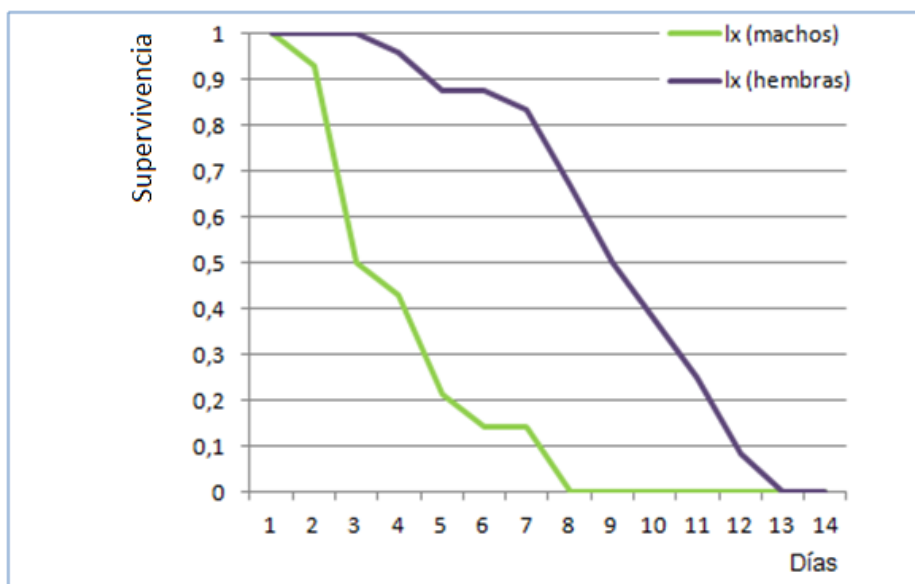


Figura III.7. Comparación de la supervivencia (l_x) de machos y hembras, durante la adultez, de *Notozulia entreriana* criada sobre *Brachiaria sp.* en laboratorio.

La mortalidad fue mayor durante los estadios ninfales tercero y cuarto. La cantidad de insectos muertos por estadio y la tasa de mortalidad específica (M_e) por edades se expresan en la Tabla III.3.

Tabla III.2: Tasa de mortalidad específica por edades registrada para *Notozulia entreriana* criada sobre *Brachiaria sp.* en laboratorio (temp.: $26 \pm 1^\circ\text{C}$, 60-80% HR y 14:10 hs (L:O) de fotoperíodo).

Estado / Estadio	N° de sobrevivientes	M_e
Ninfa I	40	0
Ninfa II	40	0
Ninfa III	39	0,025

Ninfa IV	38	0,025
Ninfa V	38	0
Adultos	38	--

Al momento de emerger como ninfas, los individuos tienen una expectativa media de vida de 28,8 días. La esperanza de vida media en cualquier edad permanece constante a lo largo del desarrollo de estos insectos (Figura III.8).

La curva de supervivencia se asemeja al modelo teórico del Tipo I de Slobodkin (1966), correspondiente a las especies que sufren una elevada mortalidad luego de pasar al estado adulto, siendo las ninfas las que poseen una mayor probabilidad de supervivencia.

Al ser mantenidos con *Brachiaria*, se detectaron períodos con mayor mortalidad promediando la vida de los adultos (al día 31 posterior a la eclosión muere el 50% de los individuos).

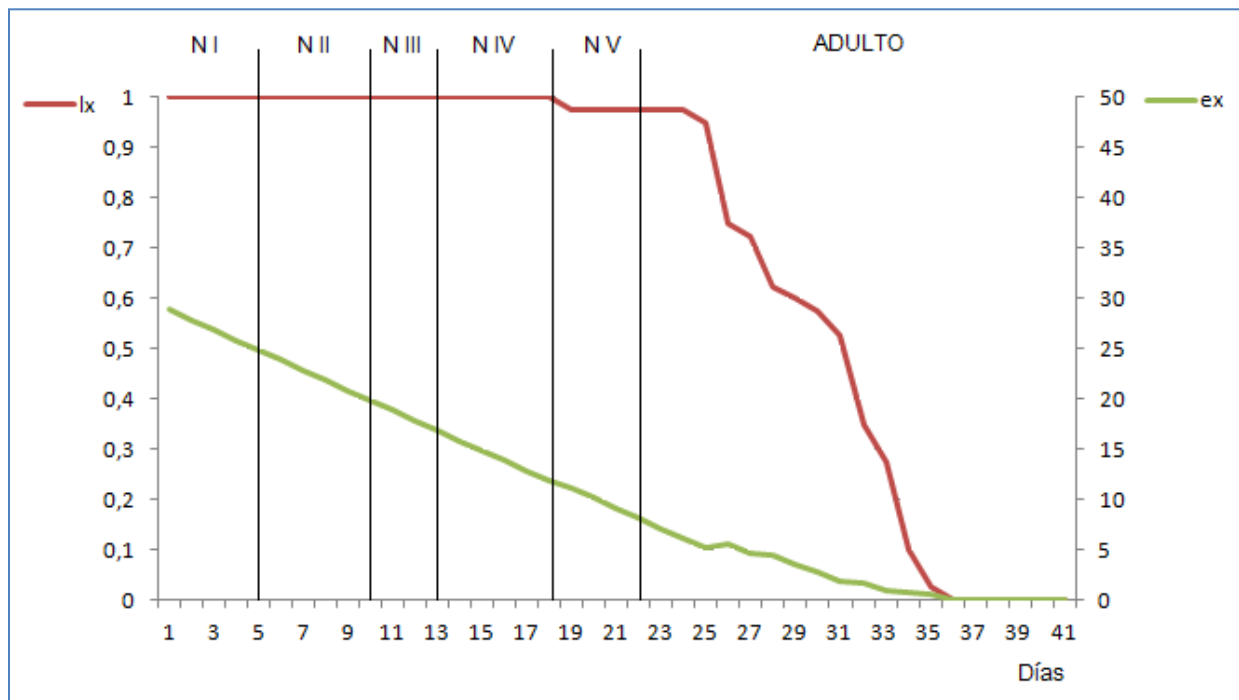


Figura III.8. Curvas de supervivencia (lx) y esperanza de vida (ex) de *Notozulia entreriana* criada sobre *Brachiaria sp.* en laboratorio.

Oviposición.

Las hembras poseen, en promedio, un período de preoviposición de $3,6 \pm 1,4$ días ($n=24$) (Figura III.9). Durante su vida colocan en total un promedio de $32,2 \pm 24,7$ huevos por hembra (se registraron hembras que oviponen hasta 98 huevos a lo largo de toda su vida); llegando a depositar en total 261 huevos en un día ($n=24$). Los huevos de *N. entreriana* se desarrollan en un período variado de 14 a 16 días ($X: 15,3 \pm 0,5$; $n=40$).

Teniendo en cuenta el promedio de huevos depositados y la longevidad media de las hembras, la tasa media de oviposición es de 4,7 huevos/día ($n=24$). Las hembras depositan más del 50 % de los huevos en los dos primeros días después del período de pre-oviposición, presentando un pico máximo entre los días 5 y 6 de vida adulta, con otro período menor de fecundidad entre los días 8 y 9 (Figura III.9); pasados esos períodos, aproximadamente a partir del día 10, la oviposición de la especie es prácticamente nula.

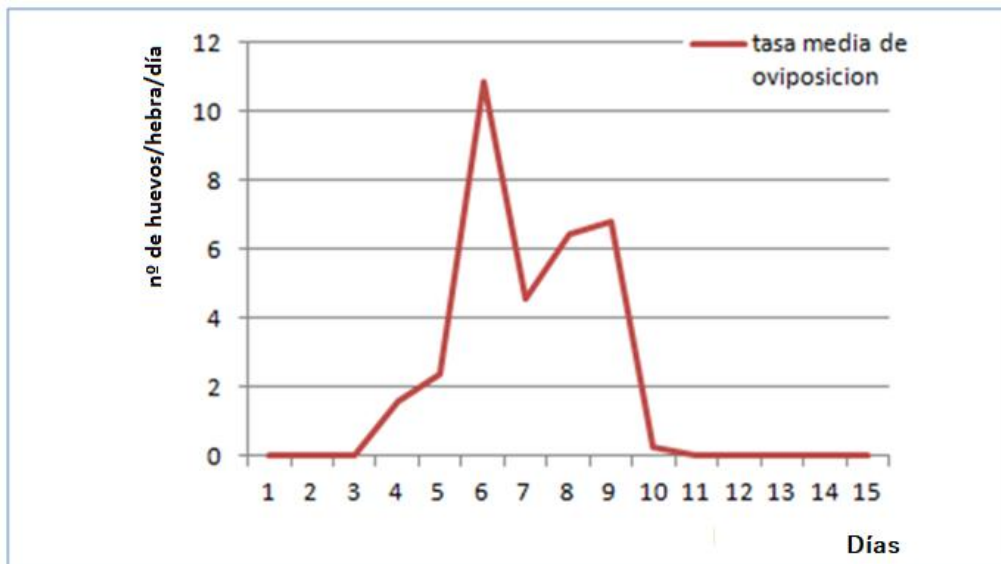


Figura III.9. Representación de la Tasa de oviposición media diaria de *Notozulia entreriana* mantenida en laboratorio con *Brachiaria sp.*

Estudios biológicos bajo condiciones controladas sobre *Zea mays*.

Tiempo de desarrollo

La duración del estado ninfal, longevidad de los adultos y proporción de sexos no fueron calculados en maíz debido a la baja supervivencia de ninfas. Un sólo ejemplar hembra logro completar todo su ciclo, llegando al estado de adulto. La cantidad de insectos muertos por estadio y la tasa de mortalidad específica (M_e) por edades se expresan en la Tabla III.5.

Tabla III.3: Tasa de mortalidad específica por edades registrada para *Notozulia entreteriana* criada sobre *Zea mays* en laboratorio (temp.: $26 \pm 1^\circ\text{C}$, 60-80% HR y 14:10 hs L:O de fotoperíodo).

Estado / Estadio	N° de sobrevivientes	M_e
Ninfa I	5	0,87
Ninfa II	3	0,4
Ninfa III	3	0
Ninfa IV	1	0,6
Ninfa V	1	0
Adultos	1	0

Cuando se analizan los resultados obtenidos vemos que, la mortalidad afecta principalmente a los primeros estadios ninfales, registrándose que, al 4 día de desarrollo muere el 50 % de los individuos. Un único individuo alcanzó el estado adulto, pero fue bastante longevo (Fig. III.10). La curva de expectativa de vida muestra un período de gran probabilidad de muerte entre los días 4 y 9, pudiéndose observar que los individuos que sobreviven dicha etapa aumentan significativamente la esperanza de vida (Figura III.10).

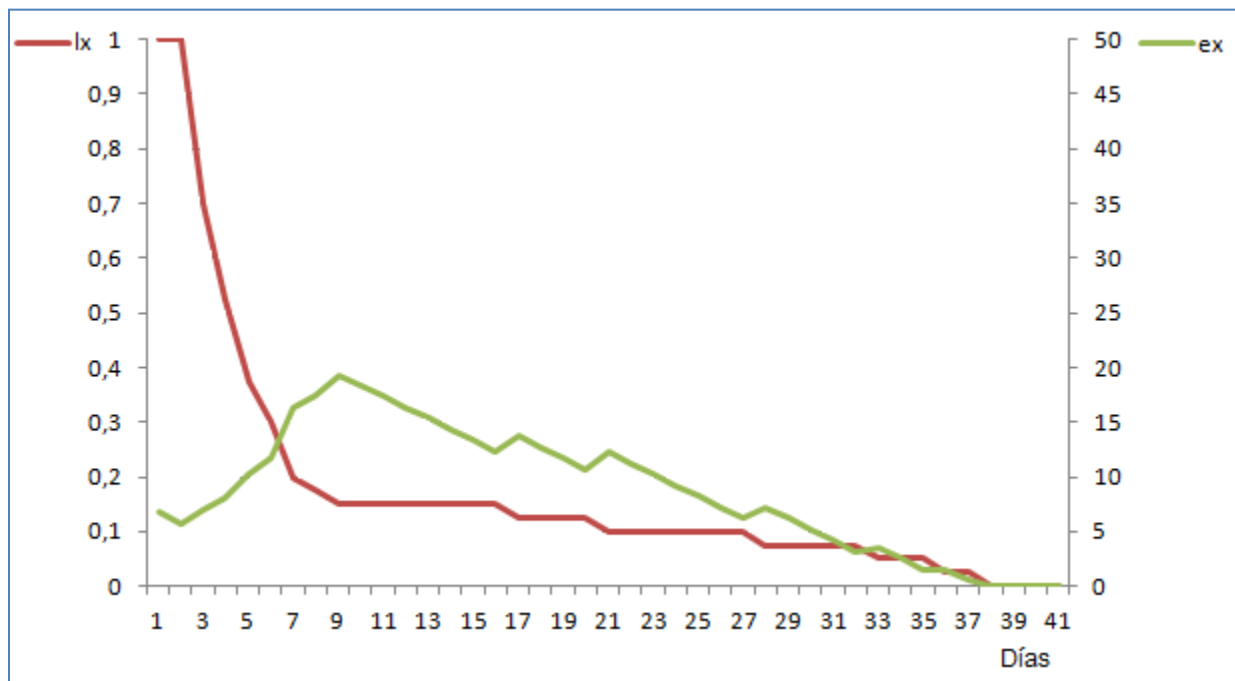


Figura III.10. Curvas de supervivencia (l_x) y esperanza de vida (e_x) de *Notozulia entreriana* sobre *Zea mays*.

Estudios biológicos bajo condiciones controladas sobre *Chlorys gayana* var. *epica*.

Tiempo de desarrollo

La duración del primer estadio ninfal varió entre 5 y 9 días ($X: 5,6 \pm 2,1; n= 15$), el segundo entre 5 y 8 ($X: 6,2 \pm 0,9; n= 15$); el tercero entre 4 y 9 ($X: 5,3 \pm 1,5; n= 15$); el cuarto entre 5 y 8 ($X: 6,2 \pm 1; n=12$); y el quinto entre 3 y 12 días ($X: 5,9 \pm 3; n=11$). La duración media del estado ninfal fue de 27,91, siendo 27,71 el valor medio para los individuos que derivaron en hembras y 28,2 para los machos, no encontrándose diferencias estadísticamente significativas entre estos ($\chi^2 = P: 0,246, \alpha: 0,05$). Los individuos alcanzaron el estado adulto entre los días 28 y 33.

La longevidad en los adultos para los machos varió entre 7 y 10 días ($X: 8,6 \pm 0,9; n= 3$) y en las hembras entre 9 y 11 días ($X: 10 \pm 1,5; n= 6$), no encontrándose diferencias

estadísticamente significativas del estado adulto entre ambos sexos ($\chi^2 = P: 0,392, \alpha: 0,05$) (Tabla III.7).

El ciclo de vida completo para machos y hembras, sin contar la duración del huevo, duró en promedio 36,6 y 37,9 días respectivamente, con una proporción de sexos que favoreció a las hembras de 1:2.

Tabla III.4. Tiempo de desarrollo y longevidad (días) de *Notozulia entreriana* alimentada con *Chlorys guayana* var. *epica*. Media (\pm ES).

	n	Tiempo de desarrollo
Huevo	40	15,4 (\pm 1,3)
Primer estadio ninfal	15	5,6 (\pm 2,1)
Segundo estadio ninfal	15	6,2 (\pm 0,9)
Tercer estadio ninfal	15	5,3 (\pm 1,5)
Cuarto estadio ninfal	12	6,2 (\pm 1)
Quinto estadio ninfal	11	5,9 (\pm 3)
Huevo a quinto estadio ninfal (hembras)	6	41,7 (\pm 1,9)
Huevo a quinto estadio ninfal (machos)	3	42,1 (\pm 0,6)
Huevo a adulto (hembra)	6	51,7 (\pm 2,1)
Huevo a adulto (macho)	3	50,7 (\pm 2,1)
	n	Longevidad
Adulto	9	9,5 (\pm 1,2)
Hembra	6	10 (\pm 1,5)
Macho	3	8,6 (\pm 0,9)

Supervivencia y esperanza de vida.

La gran mayoría de las ninfas eclosionadas, no consiguieron alcanzar el estado adulto (77,5%). En los primeros estadios ninfales, donde la supervivencia es baja, un 50% de mortalidad de los individuos ocurrió el día 3 y la expectativa de vida presenta un máximo crítico. Sólo nueve individuos lograron llegar al estado de adulto, correspondiendo a 3 machos y 6 hembras, de las cuales todas lograron reproducirse. La cantidad de insectos muertos por estadio y la tasa de mortalidad específica (M_e) por edades se expresan en la Tabla III.8.

Tabla III.5: Tasa de mortalidad específica por edades registrada para *Notozulia entreriana* criada sobre *Chlorys gayana* var. *epica* en laboratorio (temp.: $26 \pm 1^\circ\text{C}$, 60-80% HR y 14:10 hs L:O de fotoperíodo).

Estado / Estadio	N° de sobrevivientes	M_e
Ninfa I	15	0,62
Ninfa II	15	0
Ninfa III	15	0
Ninfa IV	12	0,2
Ninfa V	11	0,08
Adultos	9	0,18

Los valores obtenidos muestran que la supervivencia desciende gradualmente a partir del cuarto estadio ninfa hasta el estado adulto (Figura III.11). A partir del tercer o cuarto día, la supervivencia de los individuos se mantiene constantes hasta cerca del día 30, cuando vuelve a caer ya en las últimas etapas de vida de los adultos. En relación a la supervivencia por sexos, se observó que las hembras viven en promedio más tiempo que los machos (Figura III.12).

Al momento de emerger como ninfas los individuos tienen una expectativa de vida de 16,8 días.

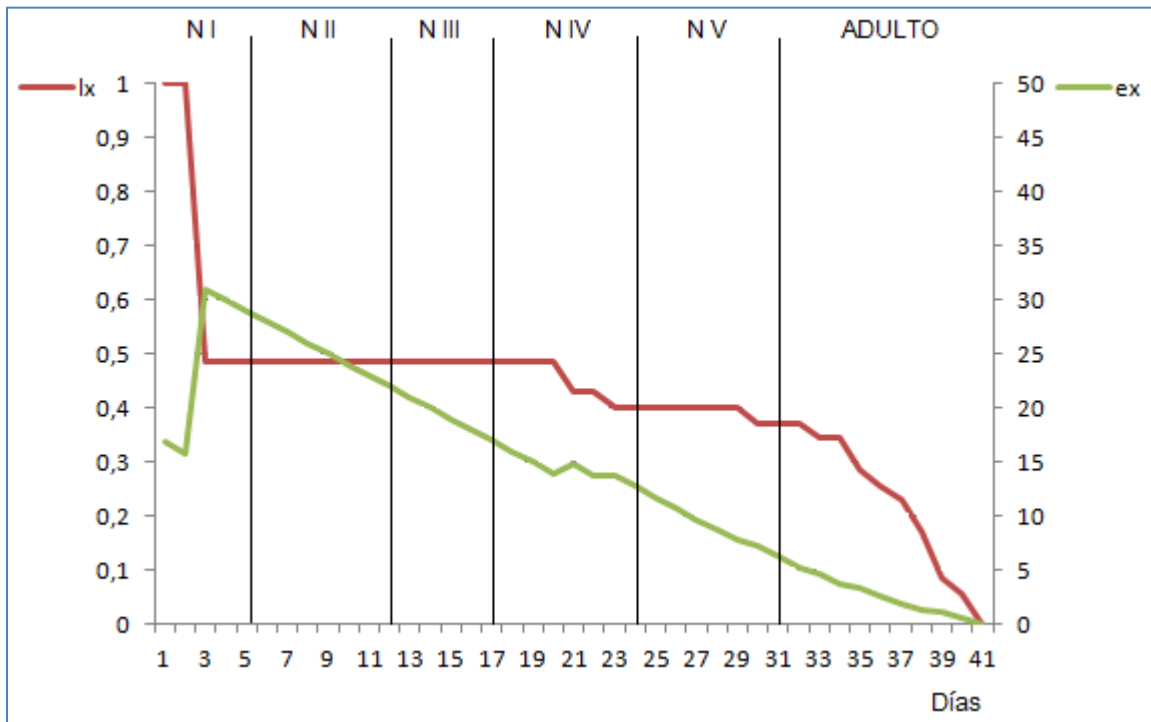


Figura III.11. Comparación entre la supervivencia (lx) y esperanza de vida (ex) de *N. entreriana* sobre *Chlorys gayana* var. *epica* en laboratorio.

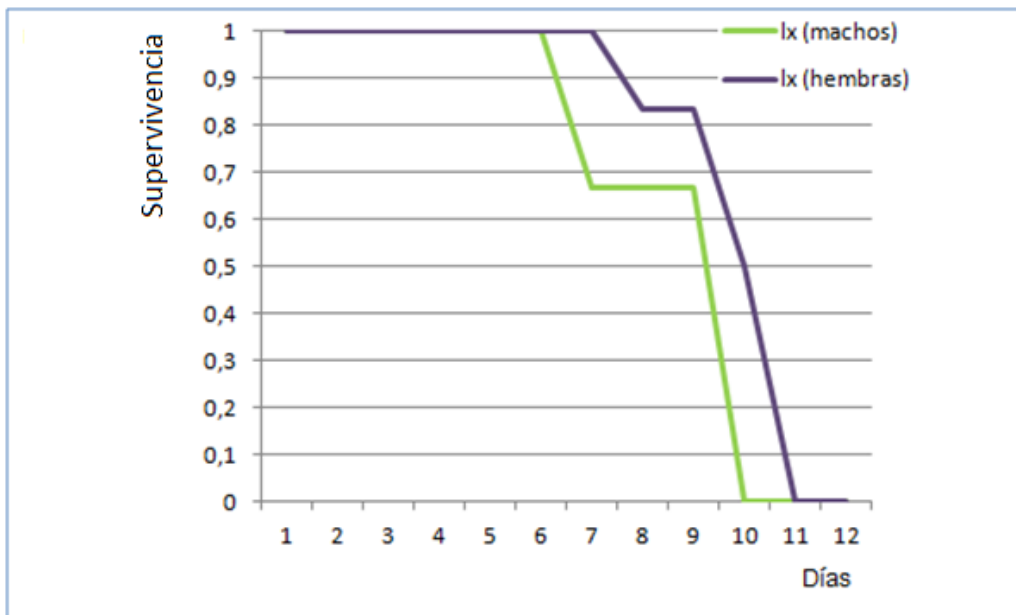


Figura III.12. Comparación de la supervivencia (lx) de adultos machos y hembras, de *Notozulia entreriana* criada sobre *Chlorys gayana* var. *epica* en laboratorio.

Oviposición.

Las hembras poseen, en promedio, un período de preoviposición de $4,2 \pm 0,8$ días ($n= 6$). Durante su vida colocan en total un promedio de $19,5 \pm 10,1$ huevos por hembra (registrándose hembras que oviponen hasta 36 huevos a lo largo de toda su vida); llegando a depositar en total 35 huevos en un día ($n= 24$). Los huevos de *N. entreriana* se desarrollan en un período variable de 14 y 18 días ($X: 15,4 \pm 1,3$; $n= 40$).

Teniendo en cuenta el promedio de huevos depositados y la longevidad media de las hembras, la tasa media de oviposición es de 2,4 huevos/día ($n= 6$). Las hembras depositan más del 50 % de los huevos en los dos primeros días después del período de pre-oviposición, presentando un pico máximo a los días 5 y 6 de vida adulta, con otro período menor de fecundidad entre los días 8 y 10 (Figura III.13); pasados esos períodos, aproximadamente a partir del día 11 la oviposición de la especie es prácticamente nula.

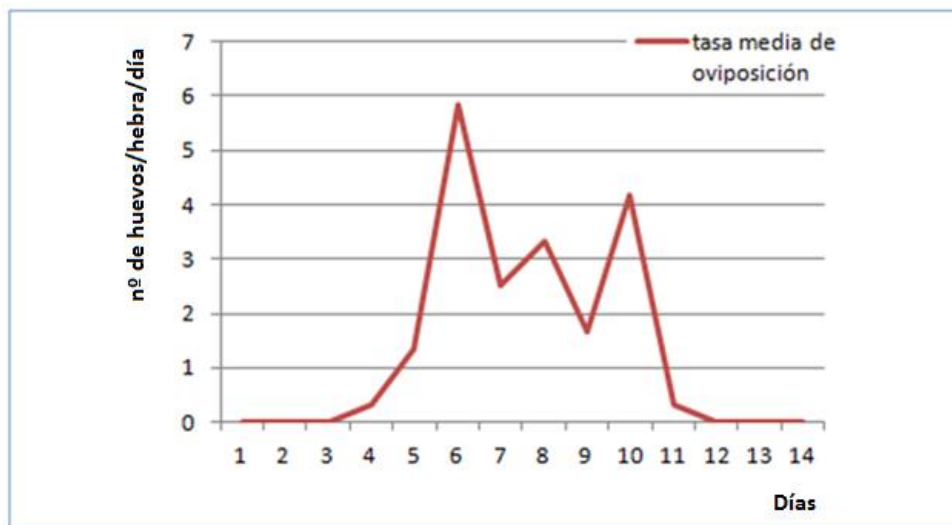


Figura III.13. Representación de la Tasa de oviposición media diaria de *Notozulia entreriana* mantenida en laboratorio con *Chlorys gayana* var. *epica*.

Tabla III.6. Comparación del desempeño de *Notozulia entreriana* criada sobre tres hospedadores:
Brachiaria sp., *Zea mays* y *Chlorys gayana* var. *epica*.

		<i>Brachiaria</i>	<i>Zea</i>	<i>Chlorys</i>
Duración del estado ninfal	Ninfa I	5,9 (± 0,8)	--	5,6 (± 2,1)
	Ninfa II	5,9 (± 0,9)	--	6,2 (± 0,9)
	Ninfa III	4,4 (± 0,6)	--	5,3 (± 1,5)
	Ninfa IV	5,3 (± 0,7)	--	6,2 (± 1)
	Ninfa V	4,3 (± 0,9)	--	5,9 (± 3)
Total estado ninfal		25,7 (± 1,3)	--	27,9 (± 3,6)
% de ninfas que llegan al estado adulto		95	2,5	22,5
Longevidad	Machos	4,8 (± 1,4)	--	8,6 (± 0,9)
	Hembras	9,3 (± 2,3)	--	10 (± 1,5)
e_x al momento de emerger		28,8	6,7	16,7
Edad a la que muere el 50% de la población		31	4	4
Fecundidad media		47,7	--	14,62
Tasa media diaria de oviposición		4,7	--	2,4

Descripción de los huevos y estadios ninfales

Huevos.

Los huevos de *N. entreriana* fueron descritos por Domingues & da Silva Santos (1975) e ilustrados por Valério (2009). Largo: 0,7 mm ± 0,01 y Ancho: 0,29 mm ± 0,01 (n=30). Elípticos, similares a los huevos de *Mahanarva (Mahanarva) postica* (Stål), *Deois (Pandysia) schach* (Fabricius), *D. (Acanthodeois) flavopicta* (Stål) y *Aenaeolamia selecta* (Walker) (Domingues & Santos, 1975). Los huevos recién puestos presentan un color amarillo pálido, a los pocos días, a medida que se van desarrollando cambian a un amarillo más oscuro o anaranjado. Durante el desarrollo embrionario, sobre la superficie anterior del huevo, aparece un área oscurecida correspondiente al opérculo (Domingues & Santos, 1975). Después de

aproximadamente 4-6 días fue posible distinguir en los huevos observados dos manchas oculares rojas en la porción anterior, laterales al opérculo y dos manchas naranjas ovales correspondientes a los micetocitos, sobre la porción posterior.

Primer estadio (Figura III.14A).

Dimensiones: Largo del cuerpo 1,42 (1,38–1,50); Ancho del cuerpo 0,44 (0,42–0,45); largo de la cabeza 0,34 (0,30–0,36); ancho de la cabeza 0,42 (0,39–0,42); largo de los ojos 0,06; largo del pronoto 0,20 (0,18–0,24); largo total de la antena 0,25 (0,24–0,27).

Color general amarillo claro, con dos manchas ovales anaranjadas sobre cada lado del abdomen, correspondiendo a los micetocitos, los cuales se pueden observar claramente en especímenes vivos; ojos rojos. Cabeza sub-triangular, más ancha que larga (1:0,8). Ojos globosos tan largos como anchos. Antenas insertadas en una foveola antenal a los lados del postclípeo, con un inconspicuo lóbulo suprantenal; flagelo con cuatro flagelómeros (Figura III.15A). Postclípeo globoso con una carena longitudinal oscura poco evidente; anteclypeo triangular, apenas separado del postclípeo. Rostro con tres segmentos, llegando a la base de las coxas IIII. Pronoto rectangular, ligeramente más ancho que largo (1,1:1). Meso y metanoto cortos, sub-rectangulares, juntos son apenas más largos que el pronoto (1:1,2). Tecas alares no evidentes. Metatibia sin espinas laterales, con dos espinas apicales. Metatarso con dos tarsómeros y dos espinas apicales plantares en el basitarso (Figura III.16A). En vista ventral, abdomen con un surco longitudinal limitado por proyecciones laterales a modo de placas cuadrangulares, formadas a partir de cada segmento esternal.

Segundo estadio (Figura III.14B; III.15B).

Dimensiones: Largo del cuerpo 2,63 (2,50–2,75); ancho del cuerpo 0,81 (0,78–1,00); largo de la cabeza 0,67 (0,63–0,75); ancho de la cabeza 0,80 (0,68–0,75); largo del ojo 0,10; largo total de la antena 0,32 (0,30–0,38); largo del pronoto 0,33 (0,25–0,35).

Coloración similar al primer estadio. Postclípeo globoso con una oscurecida carena longitudinal evidente. Pronoto rectangular, más ancho que largo (1,4:1). Largo del meso- más metanoto igual al pronoto; margen posterior del mesonoto cóncavo, con el ángulo lateral

levemente proyectado posteriormente; en vista lateral apenas más corto que el pronoto (1:1,1). Tecas alares levemente desarrolladas. Metatibia con cuatro espinas apicales (Figura III.16B). Metatarso y abdomen similar al primer estadio).

Tercer estadio (Figura III.14C; III.15C).

Dimensiones: Largo del cuerpo 3,87 (3,60–4,50); ancho del cuerpo 1,16 (1,11–1,20); largo de la cabeza 0,71 (0,69–0,75); ancho de la cabeza 0,93 (0,90–0,96); largo de los ojos 0,12; largo total de la antena 0,50 (0,48–0,51); largo del pronoto 0,44 (0,42–0,45).

Coloración general similar al segundo estadio pero con la cabeza y tórax oscurecidos. Ojos ovoides longitudinalmente. Lóbulo suprantenal llegando a la base de la antena. Postclípeo inflado, con una carena longitudinal media y surcos laterales fuertemente marcados. Pronoto rectangular, más ancho que largo (1,6:1). Mesonoto más desarrollado, con el margen posterior sinuoso a cada lado, proyectado lateralmente; largo en la línea media 0,5X el largo del pronoto. Tecas alares evidentes, el par mesonotal llegando a la mitad de las tecas alares metanotales, las cuales alcanzan el segundo segmento abdominal. Metatibia con seis espinas apicales. Metatarso con dos tarsomeros, cuatro espinas en el basitarso y dos espinas en el medio de la superficie plantar del segundo tarsomero (Figura III.16C). Abdomen similar a los estadios anteriores.

Cuarto estadio (Figura III.14D).

Dimensiones: Largo del cuerpo 5,73 (5,55–6,00); ancho del cuerpo 2,15 (2,07–2,25); largo de la cabeza 0,85 (0,75–1,05); ancho de la cabeza 1,40 (1,35–1,50); largo de los ojos 0,14; largo total de la antena 0,82 (0,78–0,87); largo del pronoto 0,65 (0,63–0,72). Cabeza subtriangular, más ancha que larga (1:0,6).

Ojos triangulares. Flagelo de la antena con 5 flagelómeros (Figura III.15D). Anteclípeo marcadamente separado del postclípeo por una sutura evidente. Pronoto rectangular, más ancho que largo (1,93:1), con el margen posterior levemente sinuoso. Meso y metanoto con el margen posterior suavemente escavado; meso mas metanoto tan largo como el pronoto. Tecas alares, más desarrolladas, el par mesonotal apenas más largo que el pronoto (1:0,7), y el par

metanotal, al menos llegando al tercer segmento abdominal. Metatibia con una espina lateral y nueve espinas apicales oscurecidas (Figura III.16D). Metatarso con dos tarsómeros y cinco espinas en el basitarso. Abdomen con las placas genitales evidente en ambos sexos.

Quinto estadio (Figura III.14E).

Dimensiones: Largo del cuerpo 7,5 (7,50–7,80); ancho del cuerpo 4,05 (3,90–4,35); largo de la cabeza 1,03 (0,93–1,14); ancho de la cabeza 1,92 (1,80–1,98); largo de los ojos 0,20; largo total de la antena 1,43 (1,35–1,50); largo del pronoto 0,97 (0,90–1,05).

Cabeza sub-triangular, más ancha que larga (1:0,5). Lóbulo suprantenal bien desarrollado, llegando hasta la mitad del primer segmento antenal. Flagelo de la antena con seis flagelómeros (Figura III.15E), el basal con, aproximadamente, 11 sensilas celenocónicas. Pronoto rectangular, 2X más ancho que largo, con el margen posterior sinuoso. Largo del meso- más metanoto 2X el largo del pronoto, ambos con el margen posterior convexo. Tecas alares totalmente desarrolladas, el primer par más largo que el pronoto (1:0,4), y el segundo llegando, al menos, al cuarto segmento abdominal. Metatibia con las dos espinas laterales y 10-13 espinas apicales, oscurecidas (Figura III.16E). Metatarso con tres tarsómeros, nueve espinas apicales oscurecidas en el basitarso y dos espinas apicales en el segundo tarsómero. Abdomen similar a los estadios anteriores con las placas genitales en el octavo y noveno segmento más desarrolladas, pudiéndose diferenciar ambos sexos. En vista ventral, las hembras poseen dos pares de procesos agudos que se extienden desde los esternitos 8 y 9; los machos con una placa triangular formada por el esternito 9, con dos procesos cortos.

Clave para la identificación de los estadios ninfales de *N. entreriana*.

1. Metatibia con cuatro o más espinas apicales, con o sin espinas laterales. Tecas alares desarrolladas 2.
- Metatibia con dos espinas apicales y sin espinas laterales (Figura III.16A). Flagelo de la antena con cuatro flagelómeros (Figura III.15A). Tecas alares no evidentes..... **primer estadio.**

2. Metatibia con más de cuatro espinas apicales, con o sin espinas laterales. Flagelo de la antena con cuatro o más flagelómeros. Tecas alares posteriores al menos excediendo el tercer segmento del abdomen 3.
 - Metatibia con cuatro espinas apicales y sin espinas laterales (Figura III.16B). Flagelo con cuatro flagelómeros (Fig. 15B). Tecas alares apenas evidentes, llegando al primer segmento del abdomen **segundo estadio.**
3. Metatibia con más de seis espinas apicales, con espinas laterales. Metatarso con más de tres espinas en el basitarso. Flagelo con más de cinco flagelómeros..... 4.
 - Metatibia con seis espinas apicales, sin espinas laterales (Figura III.16C). Metatarso con tres espinas en el basitarso. Flagelo con cuatro flagelómeros (Figura III.15C) **tercer estadio.**
4. Metatibia con nueve espinas apicales y una espina lateral (Figura III.16D). Metatarso con dos tarsómeros y con cinco espinas apicales en el basitarso. Flagelo con cinco flagelómeros (Figura III.15D) **cuarto estadio.**
 - Metatibia con 10-13 espinas apicales y dos espinas laterales (Figura III.116E). Metatarso con tres tarsómeros, con nueve espinas apicales en el basitarso. Flagelo con seis flagelómeros (Figura III.15E) **quinto estadio.**

Observaciones. A la hora de poder diferenciar los estadios ninfales, el patrón de coloración, la morfología (forma, carenación y número de flagelómeros), tamaño, medidas de la cabeza y espinulación de las patas posteriores, son los caracteres diagnósticos más útiles. El quinto estadio es el más fácil de reconocer por la combinación de: coloración amarillenta uniforme del cuerpo con la cabeza y tórax oscurecidos; y la fórmula espinal de las patas posteriores.

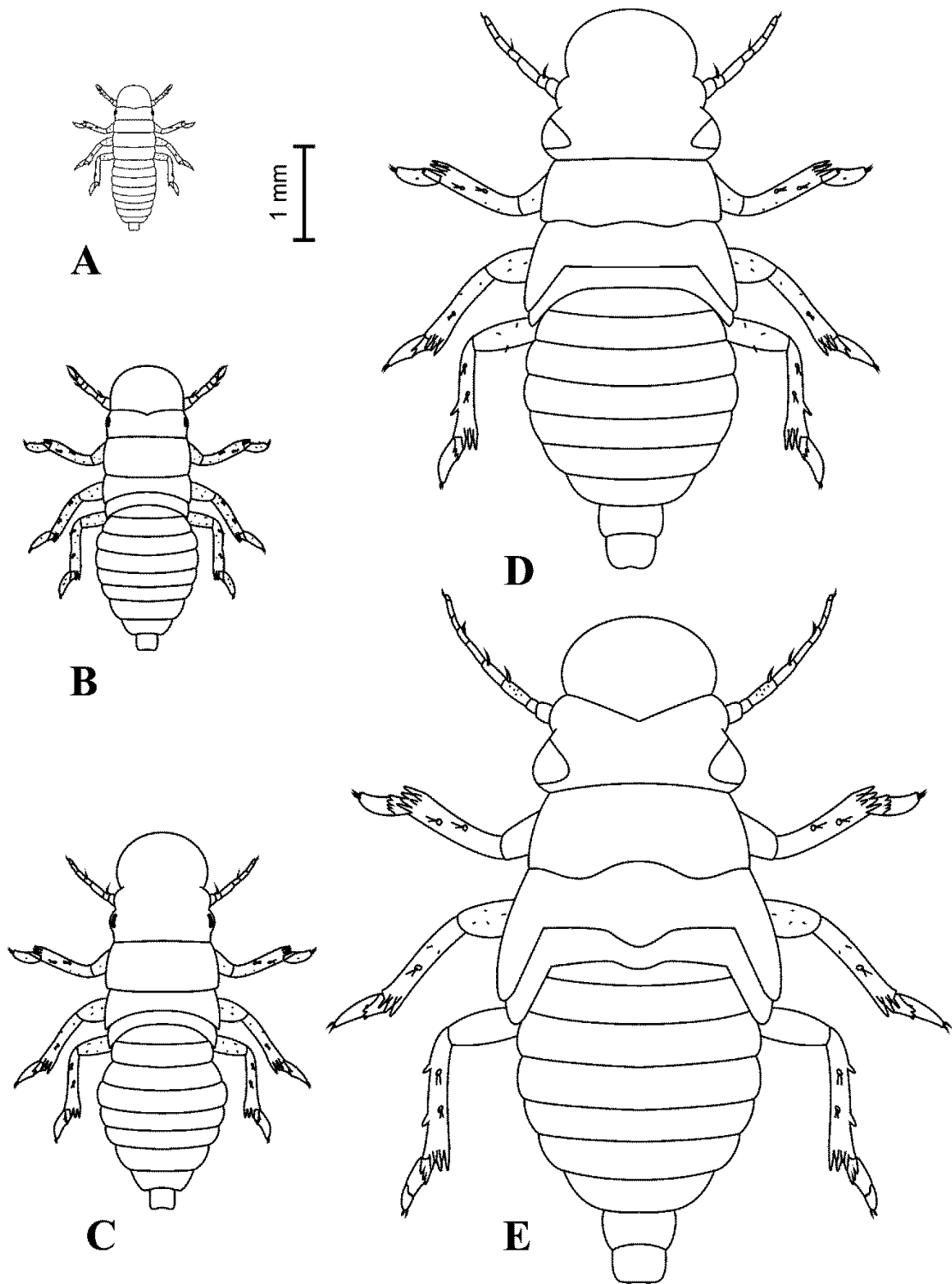


Figura III.14. Estadios inmaduros de *Notozulia entreriana*, vista dorsal. (A) ninfa I; (B) ninfa II; (C) ninfa III; (D) ninfa IV y (E) ninfa V.

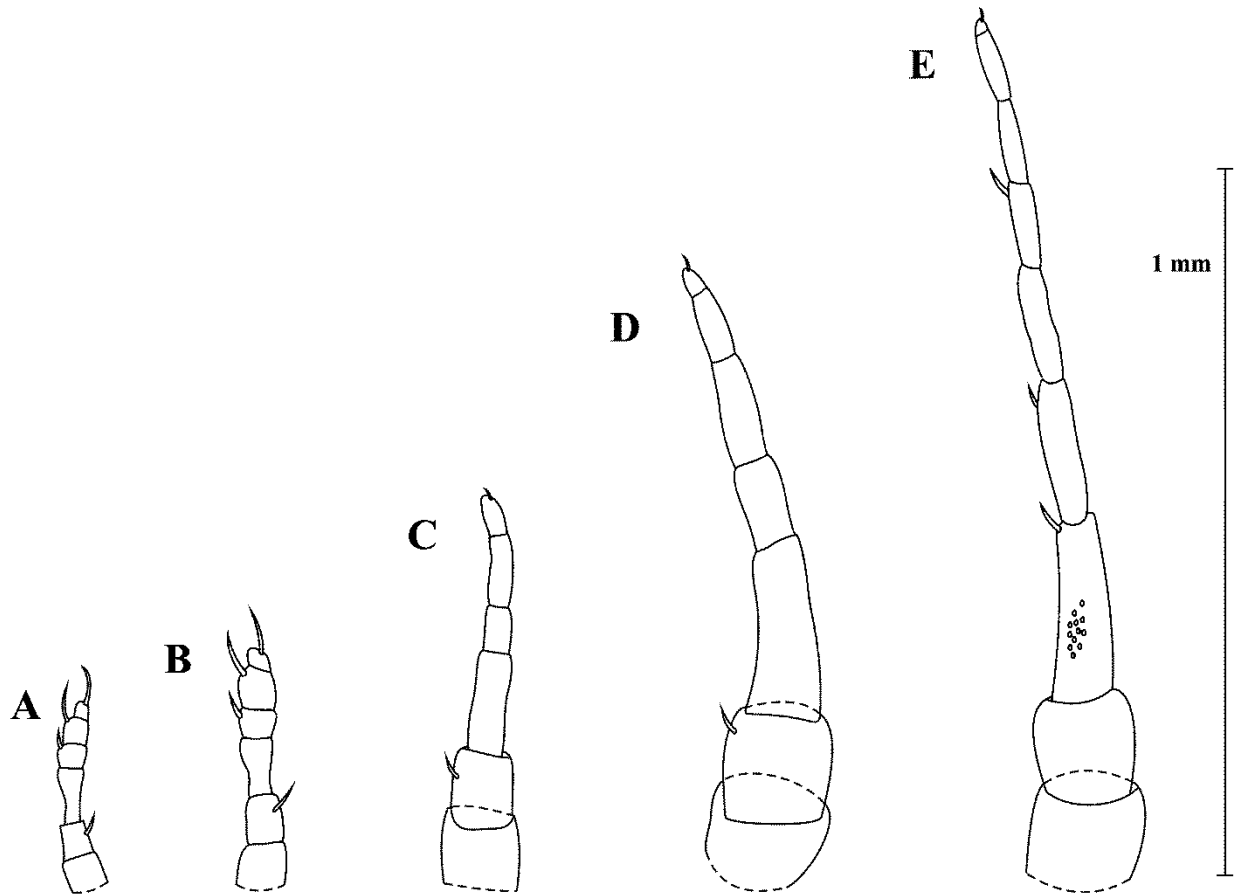


Figura III.15. Antena de los estadios ninfales de *Notozulia entreriana*. (A) ninfa I; (B) ninfa II; (C) ninfa III; (D) ninfa IV y (E) ninfa V.

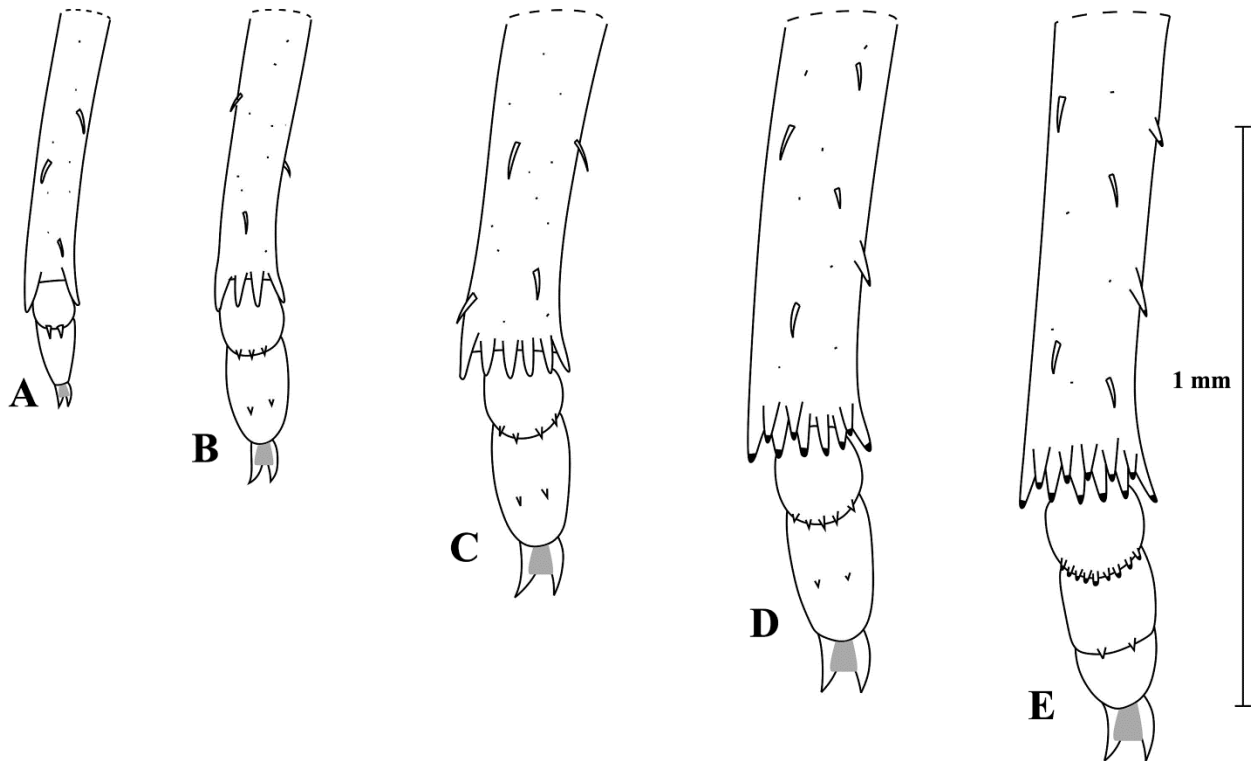


Figura III.16. Porción apical de la tibia y tarso de los estadios inmaduros de *Notozulia entreriana*
 (A) ninfa I; (B) ninfa II; (C) ninfa III; (D) ninfa IV y (E) ninfa V.

Aspectos biológicos de Deois (Deois) mourei.

Estudios biológicos bajo condiciones controladas sobre *Setaria parviflora* var. *parviflora*

Tiempo de desarrollo

La duración del primer estadio ninfal varió entre 4 y 12 días ($X: 5,3 \pm 1,3; n= 38$), el segundo entre 5 y 14 ($X: 7,3 \pm 1,4; n= 36$); el tercero entre 5 y 19 ($X: 8,3 \pm 3,1; n= 35$); el cuarto entre 5 y 10 ($X: 6,2 \pm 1,3; n= 33$); y el quinto entre 6 y 10 días ($X: 9,1 \pm 0,9; n=33$). La duración media del estado ninfal fue de 35,2 y varió entre 33 y 38 días; 35,8 el valor medio para las hembras y 34,2 para los machos, encontrándose diferencias estadísticamente significativas entre estos ($\chi^2 = P: 0,037, \alpha: 0,05$). Los adultos emergieron entre los días 35 y 40.

La longevidad en los adultos varió entre 9 y 12 días ($X: 10,2 \pm 1,1$; $n= 13$) en los machos y entre 10 y 15 días ($X: 12,7 \pm 0,8$; $n= 20$) en las hembras. La comparación estadística denotó que hay diferencias estadísticamente significativas de la duración del estado adulto entre ambos sexos ($\chi^2 = P: 0,003$, $\alpha: 0,05$) (Tabla III.11).

El ciclo de vida completo para machos y hembras, sin contar el estado de huevo, duró en promedio 45,9 y 47,3 días respectivamente, con una proporción de sexos que favoreció a las hembras de 1:1,5.

Tabla III.7. Tiempo de desarrollo y longevidad (días) de *Deois (Deois) mourei* alimentada con *Setaria parviflora* var. *parviflora*. Media (\pm ES).

	N	Tiempo de desarrollo
Huevo	40	12,1 (\pm 0,7)
Primer estadio ninfal	38	5,3 (\pm 1,3)
Segundo estadio ninfal	36	7,3 (\pm 1,4)
Tercer estadio ninfal	35	8,3 (\pm 3,1)
Cuarto estadio ninfal	33	6,2 (\pm 1,3)
Quinto estadio ninfal	33	9,1 (\pm 0,9)
Huevo a quinto estadio ninfal (hembras)	20	48 (\pm 1,5)
Huevo a quinto estadio ninfal (machos)	13	46,3 (\pm 0,8)
Huevo a adulto (hembra)	20	60,7 (\pm 2)
Huevo a adulto (macho)	13	57 (\pm 1,3)
	N	Longevidad
Adulto	33	11,9 (\pm 1,4)
Hembra	20	12,7 (\pm 0,8)
Macho	13	10,2 (\pm 1,1)

Supervivencia y esperanza de vida.

La gran mayoría de las ninfas, consiguieron alcanzar el estado adulto (82,5%), correspondiendo estos a 13 individuos machos y 20 hembras, de las cuales todas, menos una hembra, lograron reproducirse. Los valores obtenidos muestran que la supervivencia desciende gradualmente a partir del primer estadio ninfal hasta el estado adulto. En relación a la supervivencia por sexos, se observó que las hembras viven en promedio más tiempo que los machos (Figura III.17)

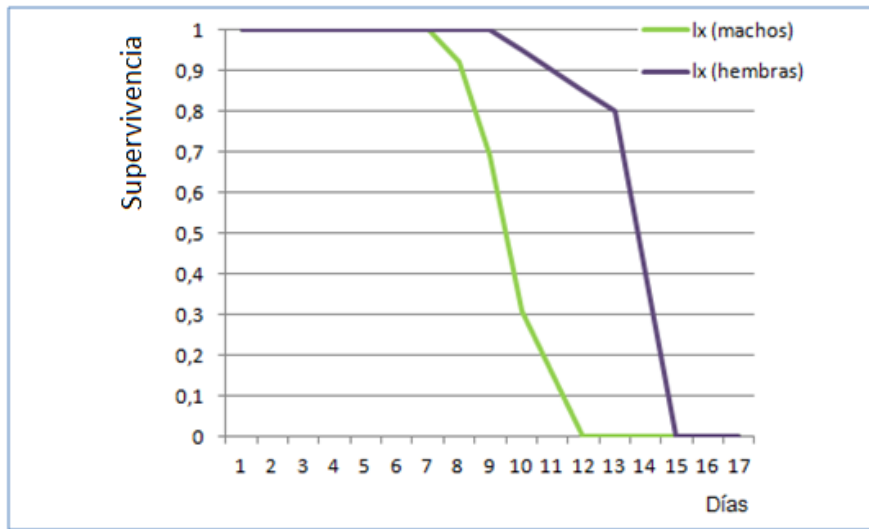


Figura III.17. Comparación de la supervivencia (*lx*) de adultos machos y hembras, de *Deois (Deois) mourei* criada sobre *Setaria parviflora var. parviflora* en laboratorio.

La mortalidad fue mayor durante el transcurso del primer estadio ninfal. La cantidad de individuos muertos por estadio y la tasa de mortalidad específica (M_e) por edades se expresan en la Tabla III.12:

Tabla III.8: Tasa de mortalidad específica por edades registrada para *Deos (Deois) mourei* criada sobre *Setaria parviflora var. parviflora* en laboratorio (temp.: $26 \pm 1^\circ\text{C}$, 60-80% HR y 14:10 hs (L:O) de fotoperíodo).

Estado / Estadio	N° de sobrevivientes	M_e
------------------	----------------------	-------

Ninfa I	38	0,05
Ninfa II	36	0,05
Ninfa III	35	0,03
Ninfa IV	33	0
Ninfa V	33	0
Adultos	33	--

La curva de supervivencia se asemeja al modelo tipo I de Slobodkin (1966), correspondiente a las especies que sufren una elevada mortalidad durante el estado adulto.

Las ninfas neonatas tienen una expectativa de vida de 42,9 días, y el 50% de los individuos mueren el día 48 (Figura III.18).

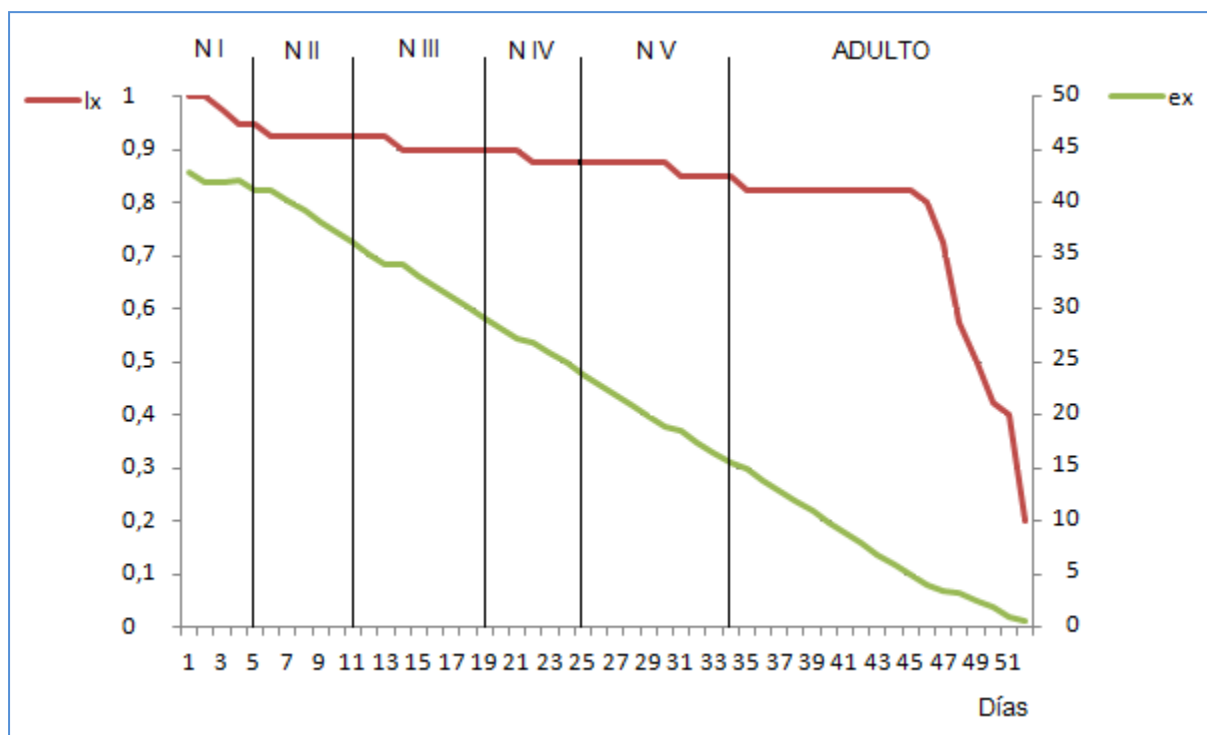


Figura III.18. Curvas de supervivencia (l_x) y esperanza de vida (e_x) de *Deois (Deois) mourei* alimentada con *Setaria parviflora* var. *parviflora*.

Oviposición.

Las hembras poseen, en promedio, un período de preoviposición de $4,4 \pm 1,2$ días ($n=20$). Durante su vida colocan en total un promedio de $28,4 \pm 12$ huevos por hembra (se registraron hembras que oviponen hasta 45 huevos a lo largo de toda su vida); llegando a depositar en total 148 huevos en un día ($n=20$). Los huevos de *D. (D.) mourei* se desarrollan en un período variado de 11 y 14 días ($X: 12,08 \pm 0,7$; $n=40$).

Teniendo en cuenta el promedio de huevos depositados y la longevidad media de las hembras, la tasa media de oviposición es de 2,9 huevos/día ($n=20$). Las hembras depositan más del 50 % de los huevos a los dos o tres primeros días después del período de pre-oviposición, presentando un pico máximo a los días 6 y 7 de vida adulta, con otro período menor de fecundidad entre los días 9 y 10 (Figura III.19); pasados esos períodos, aproximadamente a partir del día 13, la oviposición de la especie es prácticamente nula.

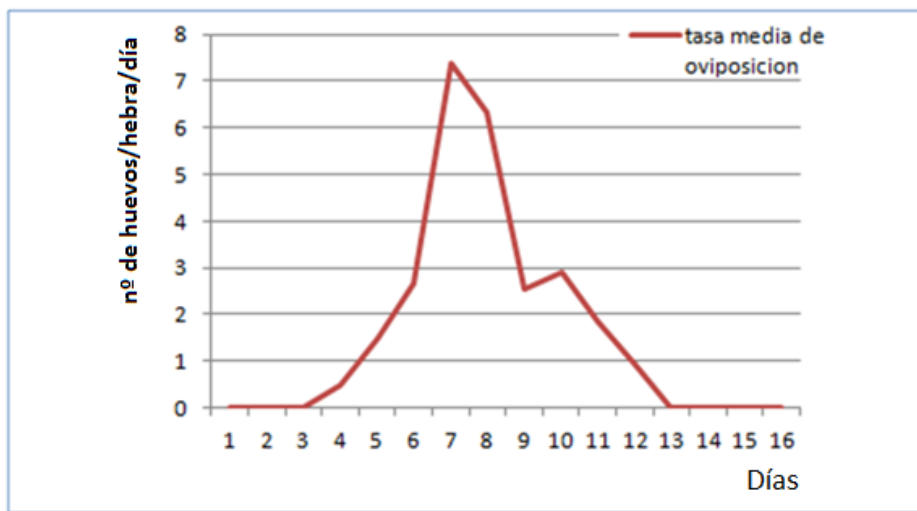


Figura III.19. Representación de la Tasa de oviposición media diaria de *Deois (Deois) mourei* mantenida en laboratorio con *Setaria parviflora* var. *parviflora*.

Estudios biológicos bajo condiciones controladas sobre *Zea mays*.

Tiempo de desarrollo

Al día 5 todos los individuos murieron y ninguno fue capaz de alcanzar el segundo estadio. La duración del estado ninfal, longevidad de los adultos, proporción de sexos y esperanza de vida no fueron calculados debido a la baja supervivencia en maíz.

Tabla III.9. Comparación del desempeño de *Deois (D.) mourei* criada sobre dos hospedadores: *Setaria parviflora* var. *parviflora* y *Zea mays*.

		<i>Setaria</i>	<i>Zea</i>
Duración del ciclo	Ninfa I	5,3 (± 1,3)	--
	Ninfa II	7,3 (± 1,4)	--
	Ninfa III	8,3 (± 3,1)	--
	Ninfa IV	6,2 (± 1,3)	--
	Ninfa V	9,1 (± 0,9)	--
Total estado ninfal		35,2 (± 1,5)	--
% de ninfas que llegan al estado adulto		85,5	0
Longevidad	Machos	10,2 (± 1,1)	--
	Hembras	12,7 (± 0,8)	--
ex al momento de emerger		42,9	2,8
Edad a la que muere el 50% de la población		49	1
Fecundidad media		58,8	--
Tasa media diaria de oviposición		2,9	--

Descripción de los huevos y los estadios ninfales

Huevos.

Largo: 0.70 mm y Ancho: 0.29 mm. Pasaron por las mismas cuatro fases (S_1 a S_4) de desarrollo morfológico descritas por Peck (2002) para la especie *Aeneolamia reducta* y *A. lepidior*.

S_1 : elípticos, color amarillo pálido. Durante esta fase, que dura entre dos a tres días, no presentan ningún cambio morfológico ni de coloración.

S_2 : comienza a evidenciarse el opérculo, como una marca longitudinal negra, en la porción anterior del corión. Esta fase dura aproximadamente entre uno y dos días.

S_3 : al comenzar esta fase el corión se abre a lo largo de la línea de eclosión dejando expuesta la superficie del opérculo.

S_4 : a partir de los seis a siete días de desarrollo, comienzan a evidenciarse dos pares de manchas rojas por debajo del corión. El primer par, lateral, sobre la porción posterior del huevo, corresponde a los micetocitos del abdomen de la ninfa, y el segundo par, laterales al opérculo y en la porción anterior del huevo, corresponde a las manchas oculares.

Estos huevos son muy similares a los de *N. entreriana* y es prácticamente imposible distinguirlos debido a que no se detectaron características diagnósticas diferenciales entre las dos especies.

Primer estadio. (Figura III.20A)

Dimensiones: Largo del cuerpo 1,52 (1,44–1,57); ancho del cuerpo 0,45 (0,40–0,48); largo de la cabeza 0,26 (0,25–0,27); ancho de la cabeza 0,33 (0,32–0,34); largo del ojo 0,04; ancho del postclípeo 0,28 (0,28–0,30); largo total de la antena 0,21 (0,20–0,21); largo del pronoto 0,14 (0,12–0,15).

Coloración general amarillo claro con dos manchas naranjas, ovales, a cada lado del abdomen, correspondientes a los micetocitos, los cuales son fáciles de observar en

especímenes vivos. Ojos rojos. Cabeza sub-cuadrangular, apenas más ancha que larga (1:0,8). Ojos globosos. Antenas insertas en una foveola antenal a los lados del postclípeo; flagelo con cuatro flagelómeros (Figura III.21A). Lóbulo suprantenal inconspicuo. Postclípeo globoso, inflado y en perfil convexo. Anteclípeo triangular, apenas separado del postclípeo. Rostro con tres segmentos, llegando a la base de las coxas III. Pronoto rectangular, más ancho que largo (1,1:1). Meso- y metanoto sub-rectangulares; largo del meso- mas metanoto 2X más largo que el pronoto. Tecas alares no visibles. Metatibia sin espinas laterales y con dos espinas apicales. Metatarso con dos tarsómeros y dos espinas apicales en el basitarso (Figura III.22A). En vista ventral, abdomen con un surco longitudinal limitado por proyecciones laterales a modo de placas cuadrangulares, formadas a partir del esterno de cada segmento.

Segundo estadio. (Figura III.20B, III.21B)

Dimensiones: Largo del cuerpo 3,28 (3,05–3,80); ancho del cuerpo 0,60 (0,59–0,65); largo de la cabeza 0,59 (0,50–0,60); ancho de la cabeza 0,65 (0,65–0,70); largo del ojo 0,4; ancho del postclípeo 0,47 (0,40–0,47); largo total de la antena 0,35 (0,32–0,36); largo del pronoto 0,32 (0,29–0,35).

Coloración similar al primer estadio. Postclípeo globoso con surcos transversales fuertemente marcados. Pronoto rectangular, más ancho que largo (1,5:1). Largo del meso- mas metanoto igual al largo del pronoto; margen posterior del mesonoto recto, con los ángulos laterales levemente proyectados lateralmente. Tecas alares muy poco desarrolladas. Metatibia con cuatro espinas apicales. Metatarso con tres espinas apicales sobre el basitarso y dos espinas en el medio de la superficie plantar del segundo tarsómero (Figura III.22B). Abdomen similar en morfología al primer estadio.

Tercer estadio. (Figura III.20C)

Dimensiones: Largo del cuerpo 4,34 (4,10–4,60); ancho del cuerpo 0,92 (0,92–1,10); largo de la cabeza 0,72 (0,70–0,79); ancho de la cabeza 0,85 (0,83–0,90); largo del ojo 0,05; ancho del postclípeo 0,59 (0,56–0,61); largo total de la antena 0,46 (0,46–0,50); largo del pronoto 0,46 (0,43–0,48).

Coloración general similar al segundo estadio pero con la cabeza y tórax oscurecidos. Lóbulo suprantenal llegando a la base de la antena; flagelo con cuatro flagelómeros, los últimos tres con un único sensilio tricoidea (Figura III.21C). Postclípeo inflado con una carena media suavemente marcada. Pronoto rectangular, más ancho que largo (1,6:1), con los ángulos laterales proyectados lateralmente. Meso y metanoto con el margen posterior sinuoso a cada lado, apenas proyectado lateralmente. Tecas alares evidentes, el par mesonotal llegando hasta la mitad del par metanotal; y este llegando hasta el primer segmento abdominal. Metatibia con siete espinas apicales. Metatarso con cuatro espinas apicales en el basitarso y dos espinas en el medio de la superficie plantar del segundo tarsómero (Figura III.22C). Abdomen similar a los estadios anteriores.

Cuarto estadio. (Figura III.20D)

Dimensiones: Largo del cuerpo 5,26 (5,20–5,60); ancho del cuerpo 1,80 (1,75–2,00); largo de la cabeza 0,85 (0,78–0,98); ancho de la cabeza 1,35 (1,33–1,60); largo del ojo 0,15; ancho del postclípeo 0,85 (0,80–0,91); largo total de la antena 0,73 (0,73–0,80); largo del pronoto 0,88 (0,70–0,90).

Cabeza sub-triangular, más ancha que larga (1:0,7). Ojos sub-triangules. Flagelo de la antena con cinco flagelómeros (Figura III.21D). Anteclypeo marcadamente separado del postclípeo por una sutura evidente. Pronoto rectangular, más ancho que largo (1,90:1), con el margen posterior suavemente sinuoso. Meso- y metanoto con el margen posterior levemente escavado; meso más metanoto 2X más largo que el largo del pronoto. Tecas alares oscurecidas, más desarrolladas, el par mesonotal apenas más largo que el pronoto (1:0,6); el par metanotal llegando, al menos, al segundo segmento abdominal. Metatibia con once espinas apicales oscurecidas. Metatarso con seis espinas apicales en el basitarso (Figura III.22D). Abdomen con placas genitales evidentes en ambos sexos.

Quinto estadio. (Figura III.20E)

Dimensiones: Largo del cuerpo 6,84 (6,80–7,10); ancho del cuerpo 2,5 (2,5–3,15); largo de la cabeza 1,05 (0,95–1,10); ancho de la cabeza 2,10 (2,00–2,20); largo del ojo 0,32; ancho del

postclípeo 1,05 (0,95–1,10); largo total de la antena 1,31 (1,30–1,33); largo del pronoto 0,92 (0,90–1,00).

Cabeza más ancha que larga (1:0,6). Lóbulo suprantenal fuertemente desarrollado, sobrepasando la mitad del primer segmento antenal y con el margen anterior redondeado y proyectado anteriormente. Flagelo de la antena con seis flagelómeros (Figura III.21E), y con sensilas celenocónicas dispersas en el flagelómero basal. Pronoto rectangular, 2X tan ancho como largo, con el margen posterior sinuoso. Largo del meso- más metanoto, aproximadamente 3X el largo del pronoto, ambos con el margen posterior convexo. Tecas alares más desarrolladas, el par mesonotal más largo que el pronoto (1,4:1), el par metanotal al menos llegando al tercer segmento abdominal. Metatibia con una espina lateral y 13 espinas apicales, oscurecidas. Metatarso con tres tarsómeros, nueve espinas apicales oscurecidas en el basitarso y dos espinas apicales en el segundo tarsómero (Figura III.22E). Abdomen similar a los estadios anteriores, con las placas genitales en el segmento nueve y diez más desarrolladas, pudiéndose diferenciar ambos sexos. La hembras con dos pares de procesos agudos extendiéndose desde la unión de los esternitos nueve y diez; los machos con una estructura en forma de placa simple triangular sobre el esternito diez y con dos procesos apicales cortos.

Clave para la identificación de los estadios ninfales de *D. (D.) mourei*.

1. Metatibia y basitarso con dos espinas apicales, respectivamente (Figura III.22A). Tecas alares no evidentes. Flagelo antenal con cuatro flagelómeros (Figura III.21A).....
..... **primer estadio.**
- Metatibia con cuatro o más espinas apicales. Basitarso con más de tres espinas apicales. Tecas alares evidentes. Flagelo antenal con cuatro o más flagelómeros 2.
2. Metatibia y basitarso con cuatro y tres espinas apicales, respectivamente (Figura III.22B). Tecas alares levemente evidentes **segundo estadio.**
- Metatibia con siete o más espinas apicales. Basitarso con cuatro o más espinas apicales. Tecas alares llegando al menos al segmento abdominal 3.

3. Metatibia y basitarso con siete y cuatro espinas apicales, respectivamente (Figura III.22C) **tercer estadio.**
- Metatibia con 11 o más espinas apicales oscurecidas y basitarso con seis o más espinas apicales. Flagelo antenal con más de cuatro flagelómeros..... 4.
4. Metatibia con 11 espinas apicales oscurecidas y sin espina lateral. Metatarso con dos tarsómeros: basitarso con seis espinas apicales oscurecidas y dos espinas en el medio de la superficie plantar del segundo tarsómero (Figura III.22D). Flagelo antenal con cinco flagelómeros (Figura III.21D)..... **cuarto estadio.**
- Metatibia con 13 espinas apicales oscurecidas y con una espina lateral. Metatarso con tres tarsómeros: basitarso con nueve espinas apicales oscurecidas y el segundo con dos (Figura III.22E). Flagelo antenal con 6 flagelómeros (Figura III.21E)..... **quinto estadio.**

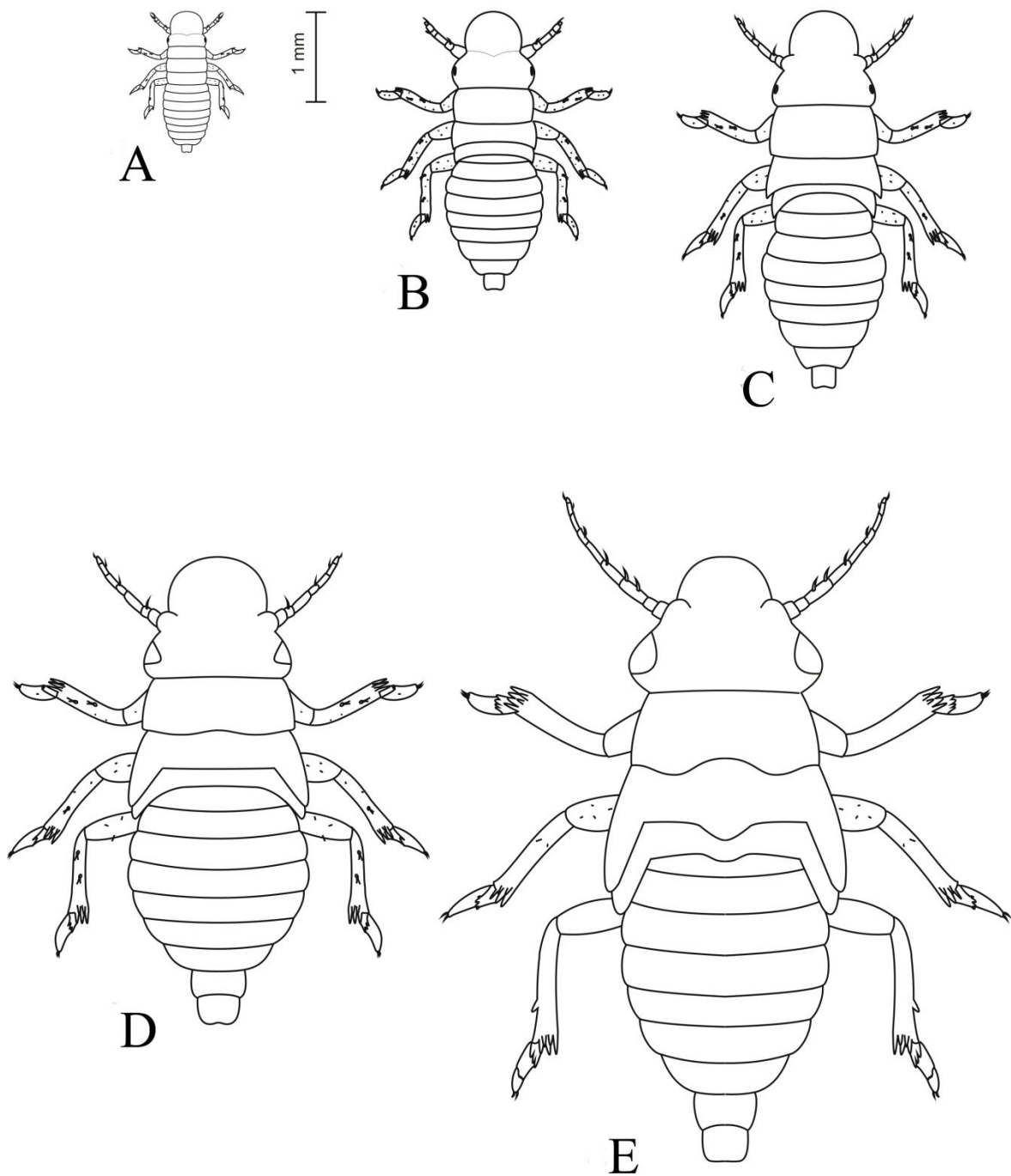


Figura III.20. Estadios inmaduros de *Deois* (*Deois*) *mourei*, vista dorsal. (A) ninfa I; (B) ninfa II; (C) ninfa III; (D) ninfa IV y (E) ninfa V.

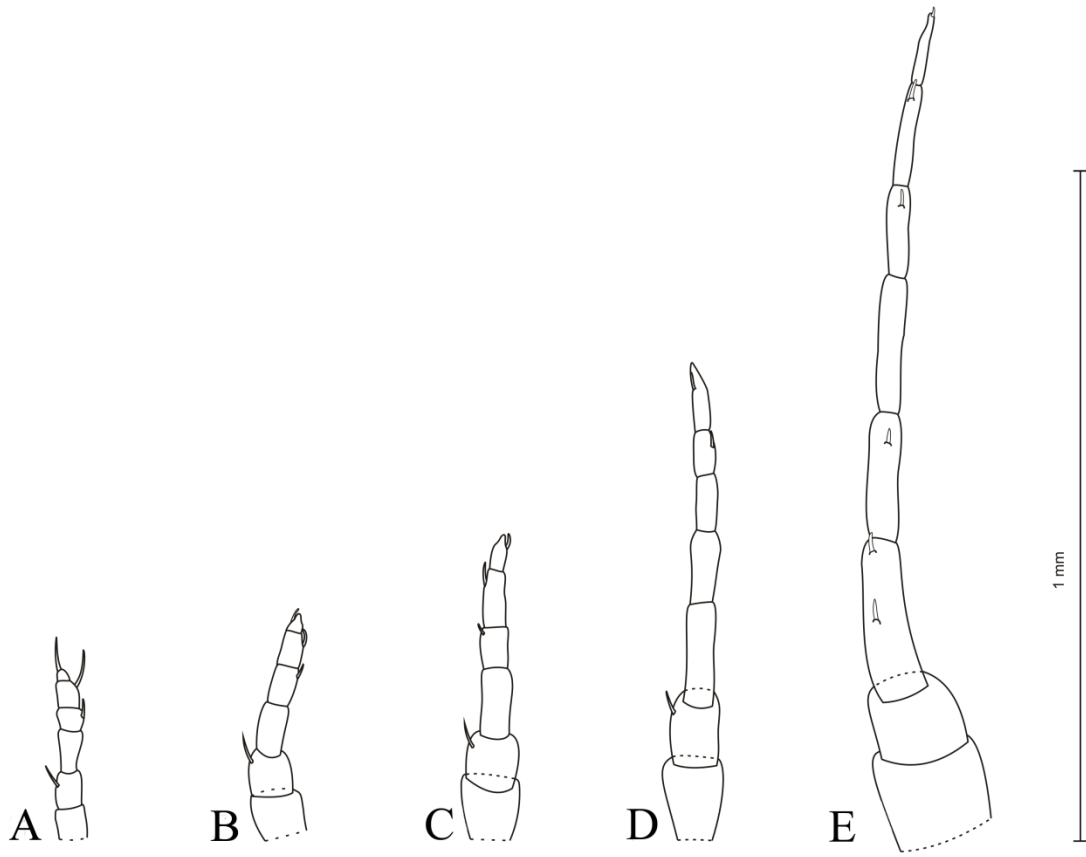


Figura III.21. Antena de los estadios ninfales de *Deois (Deois) mourei*. (A) ninfa I; (B) ninfa II; (C) ninfa III; (D) ninfa IV y (E) ninfa V.

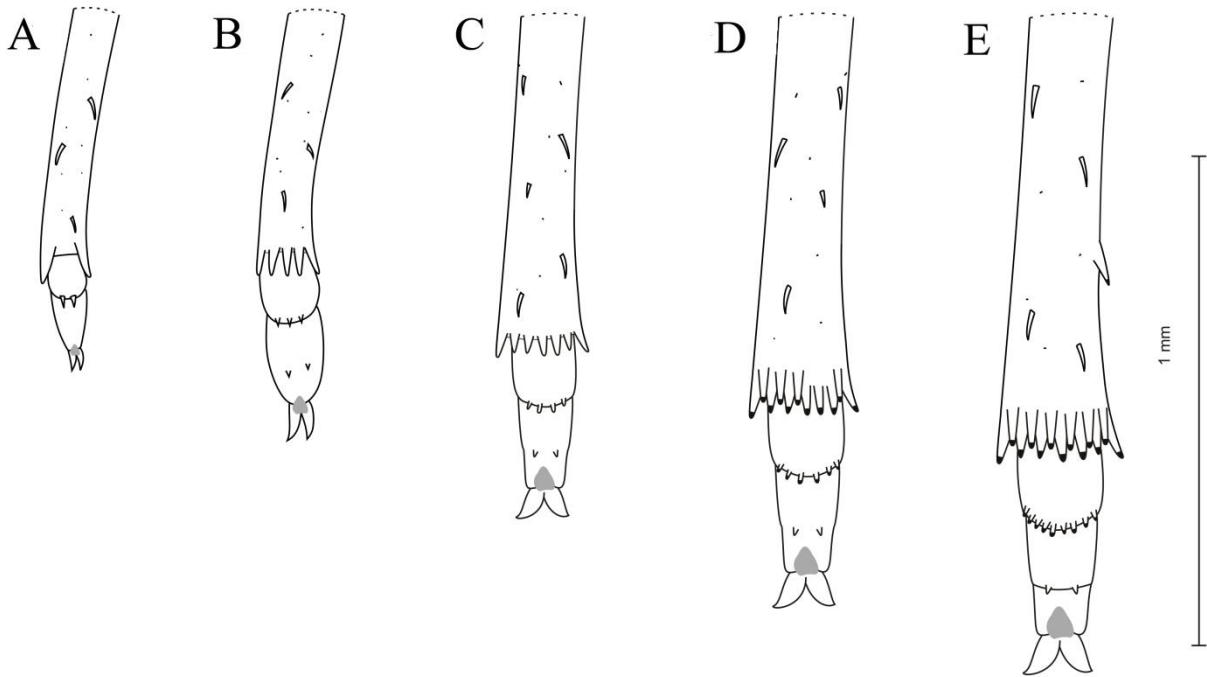


Figura III.22. Porción apical de la tibia y tarso, de los estadios inmaduros de *Deois (Deois) mourei* (A) ninfa I; (B) ninfa II; (C) ninfa III; (D) ninfa IV y (E) ninfa V.

Observaciones. El tercer, cuarto y quinto estadio ninfal de *D. mourei* pueden ser, indudablemente separados de otras especies que coexisten en un mismo ambiente, como *N. entreriana*. Si bien, las ninfas de ambas especies son muy similares entre sí debido a que comparten muchos caracteres como: coloración, número de flagelómeros antenales, cuerpo y forma del pronoto; sólo para los estadios más desarrollados, el número de espinas laterales y apicales en las tibias de las patas posteriores y basitarsos, y las características de la antena permiten separar ambas especies.

Clave para diferenciar los estadios ninfales (III a V) de *D. mourei* y *Notozulia entreriana*.

1. Metatibia con seis espinas apicales (Figura III.16)..... **tercer estadio *N. entreriana*.**

- Metatibia con siete o más espinas apicales 2.
- 2. Metatibia con siete espinas apicales (Figura III.22)..... **tercer estadio *D. mourei*.**
 - Metatibia con nueve o más espinas apicales 3.
- 3. Metatibia con nueve espinas apicales y cinco en el basitarso (Figura III.16)
 - **cuarto estadio *N. entreriana*.**
 - Metatibia con 11 o más espinas apicales y seis o más en el basitarso. Metatibia con una, dos o sin espinas laterales 4.
- 4. Metatibia sin espinas laterales; con 11 espinas apicales y seis en el basitarso. (Figura III.22)
 - **cuarto estadio *D. mourei*.**
 - Metatibia con una o dos espinas laterales.....5
- 5. Metatibia con una espina lateral y 13 espinas apicales oscurecidas. Primer flagelomero con menos de 11 sensilas celenoconicas dispersas y 2 sensilas tricoideas simples (Figura III.21)
 - **quinto estadio *D. mourei*.**
 - Metatibia con dos espinas laterales y 10-13 espinas apicales oscurecidas. Primer flagelomero con 11 sensilas celenoconicas y un sensila tricoidea simple apical (Figura III.15)..... **quinto estadio *N. entreriana*.**

DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES

En el presente trabajo se estudió la biología de dos especies de Cercopidae, *N. entreriana* y *D. (D.) mourei* en diferentes hospedadores. Se describieron e ilustraron los cinco estadios inmaduros de ambas especies y se confeccionaron claves dicotómicas para el reconocimiento de los diferentes estadios de cada una de las especies como para su diferenciación a nivel específico.

Los resultados biológicos obtenidos a partir de la cría de *D. (D.) mourei* así como la descripción de los estadios inmaduros de ambas especies resultaron nuevos aportes.

De manera general e independientemente de la especie de cercópido, comparando las descripciones de los huevos de *N. entreriana* y *D. (D.) mourei*, realizadas en este capítulo, con la

de otros autores; resultan ser muy similares entre especies; son amarillentos, presentan forma ovoide, alargada, con un opérculo negro distal y las fases de desarrollo son similares, por lo que resulta difícil su identificación (Dominges & Santos, 1975; Garcia, 2002; Peck, 2002; Vicente Chaves *et al.*, 2014).

Son varias las estrategias utilizadas por los cercópidos a la hora de elegir un sitio de oviposición, aunque es frecuente encontrarlos en restos orgánicos vegetales o tejidos epifitos de las plantas (vainas u hojas). Para *N. entreriana* y *D. (D.) mourei* se observaron similares comportamientos respecto a la ubicación de las posturas en el suelo; la hembra luego de ser fecundada introduce el ovipositor unos pocos milímetros depositando los huevos dentro de la tierra, de la misma manera que lo realiza *Deois flavopicta* (Sujii *et al.*, 2001) y *Mahanarva fimbriolata* (Guagliumi, 1972).

Respecto al período preoviposicional, en *N. entreriana* las posturas ocurren entre el segundo y cuarto día luego de emerger como adultos, con un promedio de 3,6 días, desarrollándose sobre *Brachiaria* y 4,16 sobre *Chlorys* a diferencia de *D. (D.) mourei* que ovipone entre tres a siete días con un promedio de 4,45, desarrollándose sobre *Setaria*, bajo condiciones controladas (26 ±1°C, 60-80% HR y 14:10 hs L:O).

El tiempo de desarrollo de los huevos de *N. entreriana* fue en promedio 15,4 días, con un mínimo de 14 y un máximo de 18, registrando una media de 32,21 huevos puestos por hembra a lo largo de toda su vida. En el caso de *D. (D.) mourei*, el desarrollo embrionario duró en promedio 12,08 días con un mínimo de 11 y un máximo de 14 días, con un promedio de 28,37 huevos. Similares resultados fueron registrados por Domingues & Santos (1975) para *N. entreriana*, quienes observaron que, entre uno a cuatro días después del inicio de la fase adulta ocurre el apareamiento, la eclosión del huevo ocurre normalmente entre 7 a 10 días (con un promedio de 19,6 días) en condiciones óptimas de temperatura, humedad y luminosidad, pudiendo permanecer en diapausa estival hasta 118 días; y el número total de huevos por período de postura varía de 2 a 49. Ramos (1976) registró una media de 100 huevos por hembra para *N. entreriana*, registrando similares períodos de incubación, de 14 días en condiciones de 24,5 °C y 77,5 % de humedad. *D. incompleta* presenta un período de incubación de los huevos en promedio de 12,9 días en laboratorio (sin control de temperatura y humedad) variando entre

12 a 52 días (Magalhaes *et al.*, 1987). Moreira (1925) observó que el desarrollo embrionario de *M. fimbriolata*, en condiciones no controladas, dura en promedio 15 días. Beck (1963) y Byers (1965) concluyeron que para las condiciones de 26,6°C y 70% de humedad relativa el período de incubación de *Prosapia bicincta* fue de 17 días; en cuanto Pass & Reed (1965) constataron para temperaturas de 22,2 y 24,4 °C una duración de 12 y 19 días, respectivamente, para la misma especie.

El comportamiento observado en cautividad es coincidente con lo observado en Domingues & Santos, 1975; Cavichioli, 1987; Sujii *et al.*, 2001; Garcia, 2006. Inicialmente son activas (ninfal I) recorriendo el suelo en busca de alimento. Luego de la última ecdisis los adultos permanecen en la espuma, endureciendo la cutícula, más o menos entre 10-12 horas, hasta su emergencia. Las hembras mueren uno a dos días después de poner los últimos huevos. Este comportamiento activo en busca de alimento y las estrategias utilizadas hasta la emergencia del adulto siguen los pasos similares a los descritos por Sujii *et al.*, (2001) estudiando a *D. flavopicta*, Garcia (2006) a *M. fimbriolata* y Domingues & Santos (1975) a *N. entreriana*.

La duración del estado ninfal para *N. entreriana* fue en promedio de 25,68 días, criada sobre *Brachiaria* y 27,91 criada sobre *Chlorys*; a diferencia de *D. (D.) mourei* cuya duración fue de 35,21 días sobre *Setaria*. Domingues & Santos (1975) registraron una duración de 33 días para *N. entreriana*. Para otras especies como *Zulia carbonaria* se observó que el período ninfal duró 42,4 días; para *Z. pubescens* 38,2 días y *Zulia* sp. 42,7 (Rodríguez *et al.*, 2002). Para *Tomaspis flavilatera*, James (1946) observó una duración media de 33 días, en cuanto a *M. indicata* resultó un período de desarrollo ninfal de 58,2 días.

En el caso de los adultos, para *N. entreriana*, se registró una longevidad media de 4,79 días para los machos y 9,29 para las hembras, criada sobre *Brachiaria*; y 8,6 y 10 días para machos y hembras respectivamente, criada sobre *Chlorys*; y *D. (D.) mourei* 10,70 días para machos y 12,70 para las hembras, criados sobre *Setaria*. Domingues & Santos (1975) observaron una longevidad de 10,4 días para los adultos sin diferenciar sexos. Sujii *et al.*, (2001) comprobó para *D. flavopicta*, una longevidad de 9,8 en los machos y 12,5 en las hembras. *M. fimbriolata* posee una longevidad 17 días y 21 para machos y hembras respectivamente (Garcia, 2006).

Tanto los factores climáticos, como las características de las plantas (toxicidad, contenido de distintos nutrientes, características físicas) tienen grandes influencias en la dinámica poblacional de estos insectos, modificando directamente la duración de su ciclo de vida y el potencial reproductivo de las hembras (Botelho *et al.*, 1977; Mendes *et al.*, 1977; Barbosa *et al.*, 1979). Sujii *et al.*, (2001) evaluaron como diferentes hospedadores (*Axonopus marginatus* y *Brachiaria ruziziensis*) influyen en la fecundidad de los adultos de *D. flavopicta*, en Brasilia. Observaron como distintos hospedadores favorecen o perjudican la performance de esta especie. *A. marginatus* posee baja calidad nutricional, limitando la aptitud del salivazo, en comparación con varias especies de *Brachiaria* introducidas. Las plantas de *A. marginatus* tienen mayor porcentaje de fibras (Pires *et al.*, 2000) y altas cantidades de cuerpos de sílice que producen un aumento de la dureza del tejido y evitan que los salivazos lleguen a los sitios de alimentación, ya que los insectos chupadores introducen los estiletes en los elementos del xilema por medios mecánicos (Raven, 1983). Por otro lado, los pastos del género *Brachiaria* se asocian con rizobacterias fijadoras de nitrógeno en el suelo (Boddey & Victoria, 1986; Döbereiner & Pedrosa, 1987), presentando mayores respuesta a la absorción de nitrógeno (Pires *et al.*, 2000). Estas característica aumentan la fuente de nitrógeno orgánico en los tejidos de los vasos, que son esenciales para los alimentadores de xilema (Thompson, 1994). Sin embargo, para *D. flavopicta* observaron que la alimentación durante la etapa de desarrollo no es crítica para la fertilidad de los adultos. La fecundidad de los salivazos es más afectada durante la alimentación realizada durante el estado adulto y no por los estadios inmaduros. La capacidad reproductiva depende de los recursos obtenidos por la hembra adulta, debido a que *D. flavopicta* tiene un período de pre-oviposición de alrededor de siete días, los alimentos con baja calidad nutricionales incorporados por la ninfa podrían ser compensados por una fuente de alimentación diferente durante la etapa adulta.

Por otra parte, estudios experimentales mostraron que la fecundidad de *D. flavopicta* disminuyó cuando el insecto se expuso a la densidad de población por encima de dos parejas por jaula. Esto podría ser una consecuencia generada por el daño a las hojas debido a la alimentación de adultos, ya que provoca la sequedad de las hojas debido a la inyección de las secreciones salivales que causan fitotoxemia (competencia intraespecífica).

Comparando el desarrollo del ciclo de vida de *N. entreriana* en los tres hospedadores se observó que en *Zea*, sólo 2,5% de las ninfas lograron alcanzar el estado adulto, en *Chlorys* 22,5% y en *Brachiaria sp.* 95%. La duración del estado ninfal, longevidad de los adultos y proporción de sexos no fueron calculados en maíz debido a la baja supervivencia de ninfas. La duración media del estado ninfal sobre *Chlorys* fue de $26,2 \pm 1,86$ y en *Brachiaria* $25,68 \pm 2,02$ días, existiendo diferencias estadísticamente significativas (Wilcoxon; $p < 0,0001$). La longevidad media de los adultos resultó mayor sobre *Chlorys*, 10,33 días, que en *Brachiaria* 7,63 días. La proporción de sexos favoreció a las hembras: 1:1,5 (*Brachiaria*) y 1:2 (*Chlorys*). La comparación de las tablas de vida deriva en marcadas diferencias: al momento de emerger, los individuos tienen una expectativa de vida de 16,8 días en *Chlorys* y 28,8 en *Brachiaria*. Se detectaron períodos con alta mortalidad, focalizada en los primeros días de desarrollo en *Chlorys* (al 3er día habían muerto el 50% de las ninfas) y promediando la vida de los adultos en *Brachiaria* (al día 31 posteriores a la eclosión mueren el 50% de los individuos). En este ensayo no se observó un pronunciado descenso inicial y por lo tanto una alta supervivencia de ninfas, sobre *Brachiaria*, probablemente porque ha sido realizado bajo condiciones controladas que han resultado óptimas para el desarrollo de los insectos y además no se ha considerado al estado de huevo.

Para ambas especies se demostró que *Zea* no es un hospedante que permita el desarrollo a diferencia de las otras pasturas; para *N. entreriana* tanto *Chlorys* como *Brachiaria* actúan como hospedadores naturales siendo esta última la más óptima para crías experimentales debido a que la duración del ciclo es más corta, presenta mayor viabilidad de los individuos y mayor longevidad de los adultos.

En el caso de *D. (D.) mourei*, *Setaria* fue un buen hospedador de cría en donde el 82,5% de las ninfas lograron llegar al estado adulto, pudiendo ser criada sólo sobre esta especie vegetal; como en la otra especie de Cercopidae, *Zea* no resultó ser hospedador de cría. Contrastando estos resultados con las observaciones realizadas a campo se cree que esta especie posee un comportamiento alimentario más “especialista” a diferencia de *N. entreriana*; *D. (D.) mourei* fue encontrada en casi el 100 % de los casos desarrollándose sólo sobre *Setaria*, a diferencia de *N. entreriana* que se desarrolla sobre distintos hospedadores.

CAPITULO IV

ENEMIGOS NATURALES

INTRODUCCIÓN

Según registros provenientes de otras regiones del mundo, los cercópidos tienen un importante complejo de enemigos naturales conformado por entomopatógenos, depredadores y parasitoides (Leite *et al.*, 2002; Nachappa, 2004; Carvalho & Webb, 2005).

Respecto a los entomopatógenos, son muchos los trabajos que resaltan el accionar de los hongos. Remaudière & Latgé (1985) realizaron colectas intensivas en poblaciones de homópteros en varias localidades de México, tanto en zonas costeras y tropicales como en el altiplano, con climas más o menos templados, y registraron varias especies de hongos entomopatógenos afectando adultos de *Prosapia simulans* (Walker) y *Aeneolamia albofasciata* (Lallemand).

Entre los hongos más destacados, varios trabajos resaltan la importancia de *Metarhizium anisopliae* (Metschnikoff) (Ascomycota: Hypocreales) como uno de los principales patógenos de varias especies de salivazo (Monzón, 2001; Loureiro *et al.*, 2005). En Brasil, Torres de Carvalho *et al.* (2010) evaluaron el efecto de la aplicación de este hongo en la reducción de ninfas y adultos de algunas especies de salivazo que atacaban caña de azúcar y demostraron que la incidencia natural de *M. anisopliae* sobre el salivazo en caña es bastante común en todo el país, lo que genera expectativas sobre su uso como agente controlador en áreas infestadas. Por su parte, Leite *et al.* (2002) detectaron dos especies de hongos Entomophthorales: *Furia* sp. atacando a *Deois schach* (Fabricius) sobre pasturas de *Brachiaria* spp. (provocando hasta un 80% de infección en la población del insecto); y *Batkoa* sp. (< 10% de infestación) atacando a *Mahanarva fimbriolata* (Stål) en pasturas de *Pennisetum purpureum* (Schumacher) (Poaceae).

En Argentina, el primer hallazgo de hongos entomopatógenos sobre la familia Cercopidae, fue reportado por Toledo *et al.* (2008) quienes registraron a *Metarhizium anisopliae* (Metschn.) Sorokin (Ascomycota: Hypocreales) infestando a *Kanaima fluvialis* (Lallemand), y a ninfas y adultos de especies no determinadas.

En cuanto a los nematodos, son pocos los registros de este grupo antagonista para la familia Cercopidae, y en la mayoría de los trabajos no se llegó a la identificación de las especies (Poinar, 1975). El primer reporte fue hecho por Kershaw (1913), cuando encontró un nematodo parasitando a *Tomaspsis saccharina* Distan, en Trinidad. Hallazgos posteriores fueron hechos

para especies de la familia Aphrophoridae, por Weber (1930), quien informó de un nematodo no identificado afectando a *Aphrophora salicis* (Degeer), en Europa; y Weaver & King (1954) identificaron a *Agamermis decaudata* Cobb (Mermithidae) parasitando a *Philaenus spumarius* (L.) en Ohio (EUA). Poinar & Linares (1985) mencionaron que Lloyd en 1959 y Guagliumi en 1969, en México y Venezuela respectivamente, registraron nematodos parásitos del género *Hexamermis*, afectando a especies del género *Aeneolamia*; y describieron una nueva especie *H. dactylocercus* (Mermithidae) parasitando a *A. varia* (Fabricius) en Venezuela.

Por su parte, Leite *et al.* (2005) evaluaron en laboratorio la patogenicidad y eficiencia de seis especies de nematodos (dos especies del género *Heterorhabditis* y cuatro de *Steinernema*) para el control de ninfas de *M. fimbriolata*, que afectan las raíces de caña de azúcar en Brasil; estos autores determinaron que dos especies de *Heterorhabditis* y una de *Steinernema* fueron las más patogénicas, causando mortalidades entre 96 y 100%.

A escala mundial, los depredadores están representados por especies de dípteros como *Salpingogaster nigra* Schiner (Syrphidae) y hormigas generalistas (Hymenoptera: Formicidae) (Marques, 1988; Ryoiti Sujii *et al.*, 2004). *S. nigra* es una mosca que en su estado larval se alimenta de las ninfas de salivazo y, debido a que se ha registrado para Colombia y otros países de América (Trinidad, México y Brasil), donde ha sido reconocida como un enemigo natural de todas las especies de salivazo de la raíz y de los pastos (Mendoça, 2005), en Colombia se ha intentado su cría para utilizarla como un controlador (Lastra *et al.*, 2007).

En Brasil, se ha reportado la depredación sobre huevos y ninfas de dos especies de salivazo de los pastos, *Notozulia entreriana* (Berg) y *Deois flavopicta* (Stål), por hormigas generalistas dispuestas artificialmente en el campo en híbridos de *Brachiaria* (Hewitt & Nilakhe, 1986). En ese mismo país, Medina (1995) documentó la depredación por hormigas de huevos y ninfas de *A. varia* (salivazo de los pastos), que infesta pasturas de *Brachiaria*. Varias especies de *Solenopsis* (*Diplorhoptrum*), *Pheidole* y *Wasmannia* llevaron más del 90% de los huevos de cercópodos, dispuestos en el suelo en la época seca.

La hormiga *Pachycondyla obscuricornis* Emery fue registrada como un depredador voraz de *D. flavopicta* en Brasil, y se ha demostrado que puede controlar la población del salivazo en

pasturas cultivadas; la tasa de depredación de las ninfas aumenta en relación con la abundancia del salivazo, alcanzando un nivel de ataque del 93,8% (Ryoiti Sujii *et al.*, 2004).

Para los auquenorrincos, los parasitoides han sido los enemigos naturales más investigados en el ámbito mundial, por su potencial como agentes de control biológico. En el caso de las chicharritas, éstos se pueden agrupar en dos gremios: parasitoides oófilos y parasitoides de ninfas y adultos (Cronin & Strong, 1993). Los parasitoides oófilos comprenden especies del orden Hymenoptera pertenecientes a la superfamilia Chalcidoidea, familias Trichogrammatidae, Mymaridae, Eulophidae y Aphelinidae. La mortalidad ocasionada por los parasitoides de huevos constituye el “factor clave de mortalidad” en la dinámica poblacional de muchas especies de chicharritas plagas y pueden alcanzar niveles de ataque cercanos al 100% (Waloff & Thompson, 1980; Freytag, 1977; Denno & Roderick, 1990). Los parasitoides que afectan a ninfas y adultos viven en o sobre el hospedador y, usualmente, matan a su hospedador cuando completan su desarrollo. Las familias que pertenecen a este gremio son: Elenchidae y Halictophagidae (O. Strepsiptera), Dryinidae (O. Hymenoptera) y Pipunculidae (O. Diptera) que se comportan de manera generalista, o con cierta especialización a nivel de familia (Waloff & Jervis, 1987).

En Europa, y a nivel de la superfamilia Cercopoidea, se conoce que tanto ninfas como adultos de algunas especies de la familia Aphrophoridae son afectados por Diptera Pipunculidae (Waloff & Jervis, 1987). Por su lado, Greathead (1970) encontró *Halictophagus pontifex* Fox (Strepsiptera: Halictophagidae) parasitando adultos de algunas especies de Aphrophorinae en Uganda.

Para el neotrópico, *Carabunia myersi* Waterston (Hymenoptera: Encyrtidae) fue mencionado afectando poblaciones de tres especies de *Clastoptera* sp. (Clastopteridae) en Cuba y Haití, con niveles de ataque que rondan del 65 al 100%. Se trata de un parasitoide interno, y sus hembras tienen una interesante habilidad para introducirse en la masa de “saliva” para poner sus huevos en las ninfas del segundo estadio (Myers, 1930). En Comalcalco (México), *C. myersi* fue la principal especie encontrada parasitando a *Clastoptera globosa* Fowler (Clastopteridae), una plaga de importancia primaria en plantaciones de cacao libres de aplicaciones insecticidas.

En Sudamérica, para la familia Cercopidae sólo se han registrado hasta la actualidad himenópteros Mymaridae: *Anagrus uricki* Pickles y *Acmopolynema herballi* Gomes, parasitando huevos de algunas especies de cercópidos (Gomes, 1948; Marques & Vilas Boas, 1985; Pires *et al.*, 1993; Triapitsyn, 2002; Valério & Oliveira, 2005).

El relevamiento bibliográfico, así como la consulta de bases de datos, permite afirmar que, salvo por la mención de un hongo patógeno, el conocimiento de los antagonistas de cercópidos es nulo para nuestro país. Debido a la escasez de aportes realizados hasta el presente y a la importancia agroeconómica de los cercópidos como plagas, se propuso como objetivo de este capítulo identificar las especies que actúan como sus antagonistas (depredadores, parasitoides o entomopatógenos), de probable utilización como agentes de biocontrol.

MATERIALES Y MÉTODOS

Para obtener las especies antagonistas a campo, se procedió de diferentes maneras de acuerdo al comportamiento y biología del grupo en cuestión. Al mismo tiempo, en todos los muestreos realizados en las diferentes provincias del norte y centro del país, así como en los muestreos sistemáticos y no sistemáticos realizados en la ciudad de San Miguel de Tucumán (ver capítulos I y II), se prestó especial atención a detectar la ocurrencia de enemigos naturales.

Depredadores

La búsqueda de depredadores de las especies estudiadas en este trabajo de Tesis, o de indicios de su accionar, fue permanente. Al examinar las ninfas en su estado silvestre, se verificaba la posible presencia de larvas de dípteros Syrphidae asociados a la espuma. También, se prestó especial atención a la presencia de hormigas realizando comportamientos agresivos para con las ninfas, especialmente las de menor tamaño (NI y NII).

Parasitoides

✓ *Parasitoides oófilos:*

Para la búsqueda de parasitoides oófilos se obtuvieron, en laboratorio, huevos de las especies *Deois (Deois) mourei*, *D. (D.) knoblauchii*, *Isozulia christenseni christenseni* y *Notozulia entreriana*, a partir de adultos obtenidos en campo.

Las hembras de cercópidos fueron colectadas en la localidad de San Miguel de Tucumán (26°48'36,56''S 65°14'28,19''O, 464 m.s.n.m.) con red entomológica de arrastre y ayuda de un aspirador manual. Luego de ser trasladadas al laboratorio en bolsas armadas con tela voile, las hembras fueron transferidas, de manera individual, a jaulas de oviposición cilíndricas, de tereftalato de polietileno (35 cm de alto, 18 cm de diámetro), que contenían plantas cultivadas en macetas, como hospedador de alimentación.

Los hospedantes de alimentación y oviposición fueron: *Setaria parviflora* var. *parviflora* para *D. (D.) mourei*, y *Sorghum halepense* para *D. (D.) knoblauchii*, *I. c. christenseni* y *N. entreriana*. Sobre la base de cada tallo fue colocada una cama de algodón humedecido donde las hembras depositaron los huevos. Pasadas 24 hs desde la exposición de las plantas, las camas de algodón fueron extraídas de las jaulas para ser revisadas en búsqueda de huevos y, así, proceder a su registro.

Una gran parte de estas camas de algodón fueron directamente expuestas a campo sobre cápsulas de yeso humedecidas (Figura IV.1); y otras, se observaron bajo lupa estereoscópica para extraer los huevos manualmente y trasladarlos a placas de petri con yeso y papel de filtro humedecido. De ambas maneras se expusieron durante diferentes épocas del año, en el campo, durante un período de siete días (posturas trampa o "sentinel eggs"). Una vez retirados del campo, las capsulas de petri con yeso y papel de filtro, conteniendo huevos en su interior, fueron cubiertas con film plástico adherente y se mantuvieron a temperatura ambiente y humedecidas periódicamente (Figura IV.2). Los huevos sobre cama de algodón fueron extraídos y se mantuvieron de la misma manera sobre capsulas de yeso. Las cápsulas fueron revisadas diariamente (durante 40 días aprox.) hasta la detección de parasitoides o hasta la eclosión de las ninfas.

Para corroborar la presencia de este tipo de parasitoides asociados a las especies de Cercopidae en el norte argentino, se expusieron 1510 huevos en tres años, 303 de ellos fueron

expuestos sobre capsula de petri con yeso y papel de filtro humedecido, y 1207 fueron expuestos sobre camas de algodón.

- sobre capsula de petri con yeso y papel de filtro humedecido:
 - *N. entreriana*: 253 huevos. 22 huevos se expusieron del 02-08/12/2013; 31 huevos del 20-26/01/2014, 120 huevos del 15-21/03/2014, y 80 huevos del 03-09/01/2015.
 - *D. (D.) mourei*: 50 huevos. 17 huevos se expusieron del 15-21/12/2014 y 33 del 10-16/01/2015.
- sobre cama de algodón:
 - *N. entreriana*: 979 huevos. 27 huevos se expusieron del 12-18/02/2014; 92 huevos del 14-20/02/2015; 43 huevos del 17-23/02/2015; 290 huevos del 13-19/04/2015; 289 huevos del 23-30/04/2015; 60 huevos del 14-18/12/2015; 114 huevos del 16-22/02/2016 y 64 huevos durante los días 18-24/01/2016.
 - *I. c. christenseni*: 19 huevos se expusieron del 15-21/02/2015.
 - *D. (D.) mourei*: 88 huevos. 25 huevos se expusieron del 14-20/02/2015; 18 huevos del 17-23/02/2015; 21 huevos del 16-22/02/2015 y 24 huevos del 18-24/01/2016.
 - *D. (D.) knoublauchii*: 33 huevos se expusieron del 16-22/02/2016.



Figura IV.1. Camas de algodón con huevos de *Notozulia entreriana*, expuestas a campo sobre capsulas de yeso humedecidas.



Figura IV.2. Huevos de *Notozulia entreriana* y *Deois (Deois) mourei* sobre cápsulas de petri con yeso y papel de filtro humedecido; cubiertas con film plástico adherente, para la emergencia de parasitoides.

✓ *Exposición en laboratorio de huevos de Notozulia enterriana a una especie de parasitoide oófilo:*

A la par de los ensayos antes mencionados, se expusieron huevos de *N. entreriana* a cinco parejas de *Anagrus breviphragma* Soyka, obtenidas a partir de huevos parasitados de *Peregrinus maidis* (Ashmead) (Hemiptera: Auchenorrhyncha. Delphacidae) sobre maíz. A cada pareja se les ofrecieron 20 huevos de *N. entreriana* ubicados en capsulas de petri con pastilla de yeso humedecido. Las exposiciones fueron entre el 04 y el 08 de febrero de 2014 y, después de ese período, las cápsulas fueron revisadas diariamente durante 40 días, hasta la eclosión de las ninfas.

✓ *Parasitoides de adultos:*

La búsqueda de parasitoides de adultos de cercópidos, fue llevada a cabo a partir de colectas de ejemplares a campo, en la misma localidad, con red entomológica de arrastre y aspirador manual durante los años 2012-2015. Los ejemplares capturados fueron posteriormente trasladados al laboratorio en bolsas de tela tipo voile y confinados en jaulas armadas con el

mismo material (conteniendo plantas en su interior para la alimentación de los insectos) (Figura IV.3), a fin de mantenerlos en “cuarentena” para detectar la presencia de parasitoides (ej. especies de Pipunculidae). Las jaulas fueron revisadas diariamente hasta la muerte de los adultos. Como plantas hospedadoras se utilizaron *Setaria parviflora* var. *parviflora* para *D. (D.) mourei*, y *Sorghum halepense* para *D. (D.) knoblauchii*, *I. c. christenseni* y *N. entreriana*.

En total fueron capturados y puestos en cuarentena 504 ejemplares, 352 pertenecieron a *D. (D.) mourei*, 146 a *N. entreriana*, 3 a *D. (D.) knoblauchii* y 3 a *I. c. christenseni*:

- El 14/12/2012, se colectaron 18 adultos de *D. (D.) mourei* y 25 de *N. entreriana*.
- El 17/12/2014, 20 de *D. (D.) mourei* y 10 adultos de *N. entreriana*.
- El 26/01/2014, 25 adultos de *D. (D.) mourei*, 6 adultos de *N. entreriana* y 3 de *D. (D.) knoblauchii*.
- El 08/12/2014, 43 de *D. (D.) mourei* y 22 de *N. entreriana*.
- El 08/01/2015, 31 de *D. (D.) mourei* y 19 de *N. entreriana*.
- El 10/02/2015, 29 de *D. (D.) mourei*, 15 de *N. entreriana* y 3 de *I. c. chrsitenseni*.
- El 08/04/2015, 39 de *D. (D.) mourei* y 17 de *N. entreriana*.
- El 18/01/2016, 37 de *D. (D.) mourei* y 12 de *N. entreriana*.
- El 04/02/2016, 50 de *D. (D.) mourei*.
- El 20/03/2016, 60 de *D. (D.) mourei* y 20 de *N. entreriana*.



Figura IV.3. Jaulas de cuarentenas para detectar la presencia de parasitoides, armadas con bolsas de tela tipo voile, conteniendo plantas en su interior para la alimentación de los insectos.

Entomopatógenos

Para la detección de entomopatógenos a campo se realizaron muestreos, tanto de adultos como de ninfas, durante los meses de enero a mayo en los años 2013 a 2016, en San Miguel de Tucumán. Los adultos fueron colectados con redes entomológicas de arrastre y aspirador manual y, en el caso de las ninfas, fueron colectadas manualmente con pinza entomológica. En ambos casos, los individuos fueron trasladados al laboratorio y mantenidos vivos en cuarentena. Para ello, los adultos fueron confinados de manera individual en tubos de ensayo, en cuyo interior se colocó una hoja de *Setaria parviflora* var. *parviflora* como hospedador de alimentación, y cerrado en su extremo con algodón humedecido. Las ninfas fueron trasladadas a unidades de crías armadas con recipientes de acrílico con tapa plástica y brotes de *Cynodon dactylon* con raíces primarias, en su interior (Figura IV.4).

En ambos casos los insectos fueron revisados diariamente para detectar la ocurrencia de entomopatógenos (hongos y/o nematodes). Los ejemplares con nematodes fueron conservados en tubos plásticos, tipo eppendorf, con alcohol al 70% y sus hospedadores conservados secos hasta su identificación a nivel específico. Los especímenes que morían afectados por hongos fueron conservados con alcohol 96º en tubos eppendorf estériles, y posteriormente mantenidos en heladera, para ser remitidos al especialista del grupo para su identificación (Dra. Andrea

Toledo - Centro de Investigación de Fitopatología, Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales, UNLP-CONICET).



Figura IV.4. Unidades de crías para ninfas de Cercopidae, armadas con recipientes de acrílico con tapa plástica y brotes de *Cynodon dactylon* en su interior.

RESULTADOS

Depredadores

A pesar del riguroso monitoreo realizado durante el desarrollo del presente trabajo de Tesis (2012-2016), donde se revisaron en campo y para cada temporada estival entre 210 y 317 masas de espumas con salivazos en su interior (en las provincias de Santiago del Estero, Catamarca, Tucumán, Salta y Jujuy), no fue posible detectar el accionar de especies depredadoras de cercópidos en el país.

Parasitoides

Parasitoides oófilos:

No se detectó la acción de parasitoides oofagos afectando a los huevos de las especies de cercópidos antes mencionados.

Exposición en laboratorio de huevos de *Notozulia entreriana* a una especie de parasitoide oófilo:

Si bien las hembras del parasitoide *Anagrus breviphragma* detectaron los huevos de *N. entreriana*, y los exploraron con sus antenas, no se registró parasitoidismo en los especímenes expuestos.

Parasitoides de adultos:

No fue posible detectar la presencia de especies parasitoides afectando a ninfas y adultos de las especies de cercópidos antes mencionados.

Entomopatógenos

En total se colectaron 30 ninfas y 127 ejemplares adultos, de los cuales 59 correspondieron a *D. (D.) mourei*, 48 a *N. entreriana*, 12 a *D. (D.) knoublauchii* y ocho a *I. c. christenseni*.

En el caso de los hongos entomopatógenos, se detectaron nueve ejemplares infestados (14,13% del total de individuos) con hongos Entomophthorales del género *Pandora* (Figura IV.5, IV.6), correspondiendo a 5 adultos de *D. (D.) mourei*, 1 de *D. (D.) knoublauchii*, 1 de *I. c. christenseni* y 2 de *N. entreriana*.

Para los nematodos de la familia Mermithidae, se encontraron seis ejemplares infestados (9,42% del total de individuos), correspondiendo a dos ninfas y cuatro adultos (Figura IV.7). Las especies atacadas fueron, 5 individuos de *D. (D.) mourei* y 1 de *N. entreriana*.

Tanto para los hongos como para los nematodos, se detalla en las tablas IV.1 y IV.2 las especies, así como el estado, sexo, estadio, fecha, número de ejemplares y porcentaje de individuos infestados.

Tabla IV.1. Especies de la familia Cercopidae afectados por entomopatógenos y las fechas de captura en San Miguel de Tucumán.

Especie	n	Estado	Estadio	sexo	Fecha	Entomopatógeno
<i>D. (D.) mourei</i>	2	Adulto		♀	07/04/2015	<i>Pandora</i> sp.
<i>D. (D.) mourei</i>	1	Adulto		♂	07/04/2015	<i>Pandora</i> sp.
<i>N. entreriana</i>	1	Adulto		♂	07/04/2015	<i>Pandora</i> sp.
<i>N. entreriana</i>	1	Adulto		♀	07/04/2015	<i>Pandora</i> sp.
<i>I. c. christenseni</i>	1	Adulto		♀	04/05/2015	<i>Pandora</i> sp.
<i>D. (D.) mourei</i>	2	Adulto		♀	04/05/2015	<i>Pandora</i> sp.
<i>D. (D.) knoblauchii</i>	1	Adulto		♂	15/02/2016	<i>Pandora</i> sp.
<i>D. (D.) mourei</i>	1	Ninfa	V		25/01/13	Mermithidae
<i>N. entreriana</i>	1	Adulto		♂	08/02/2013	Mermithidae
<i>D. (D.) mourei</i>	1	Adulto		♂	8/02/2013	Mermithidae
<i>D. (D.) mourei</i>	1	Adulto		♂	22/02/2013	Mermithidae
<i>D. (D.) mourei</i>	1	Adulto		♀	27/03/2013	Mermithidae
<i>D. (D.) mourei</i>	1	Ninfa	V		10/04/13	Mermithidae

Tabla IV.2. Incidencia de entomopatógenos afectando especies de Cercopidae en Argentina: hongos Entomophthorales y nematodos de la familia Mermithidae; capturados en San Miguel de Tucumán.

Entomopatógenos	Especie hospedadora	Estado de desarrollo atacado	n° de individuos colectados	n° de individuos infestados	% de individuos infestados
Hongos	<i>Deois (D.) mourei</i>	Adultos	59	5	3,18
	<i>Deois (D.) knoublauchii</i>	Adultos	12	1	0,63
	<i>Isozulia c. christenseni</i>	Adultos	8	1	0,63
	<i>Notozulia entreriana</i>	Adultos	48	2	1,27
Nematodos	<i>Deois (D.) mourei</i>	Ninfa V + Adultos	59	5	3,18
	<i>Notozulia entreriana</i>	adultos	48	1	0,63

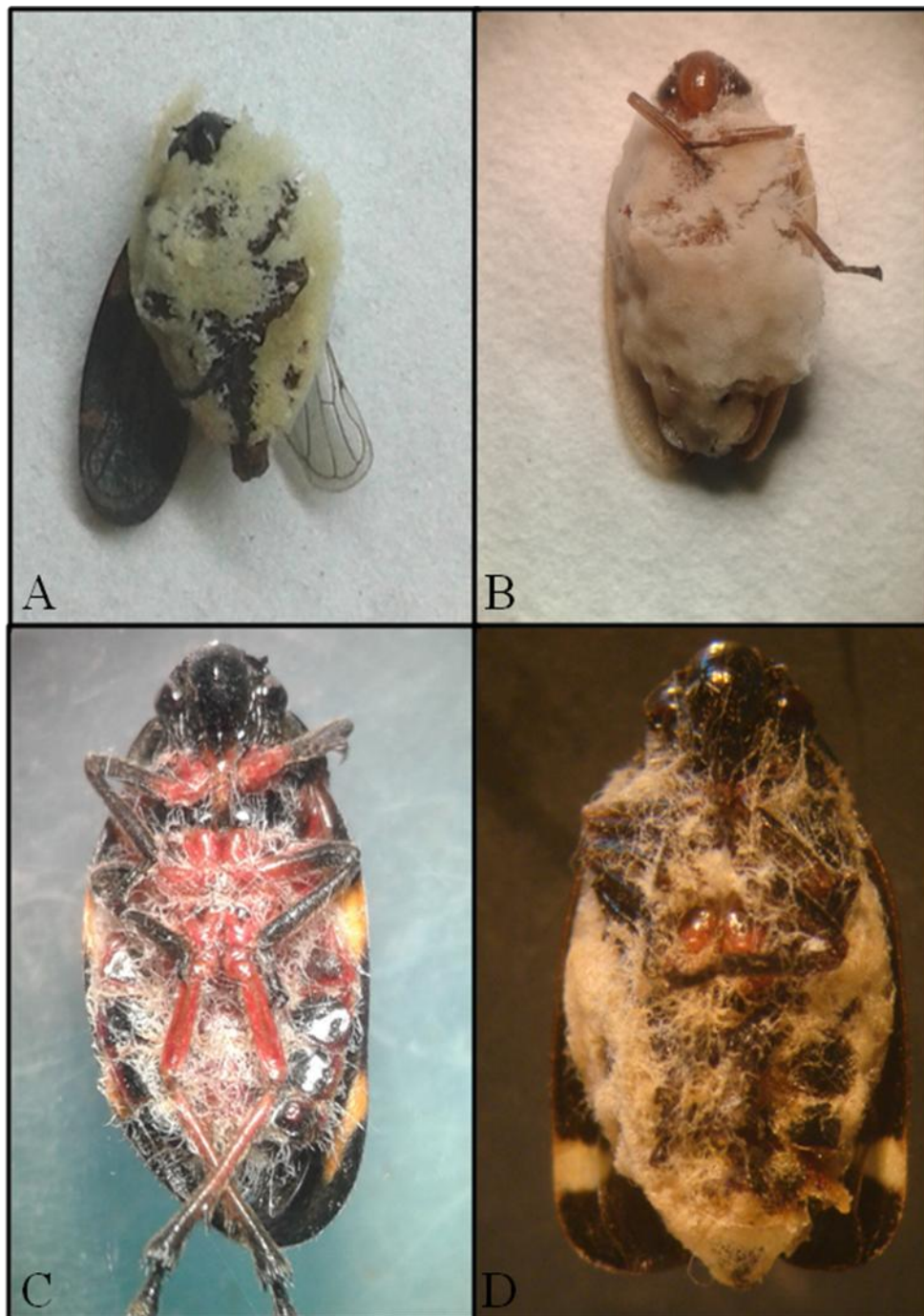


Figura IV.5. Hongos entomopatógenos del género *Pandora* infectando a cuatro especies de Cercopidae
(A) *Deois (Deois) knoblauchii*. (B) *Deois (Deois) mourei*. (C) *Isozulia christenseni christenseni* y (D)
Notozulia entreriana.



Figura IV.6. Fotografía tomada bajo microscopio estereoscópico (magnificación de 40X). Detalle de Conidióforos y conidios de *Pandora* sp. (Entomophthorales) teñidos con aceto-orceína, infectando a *Notozulia enterriana*.

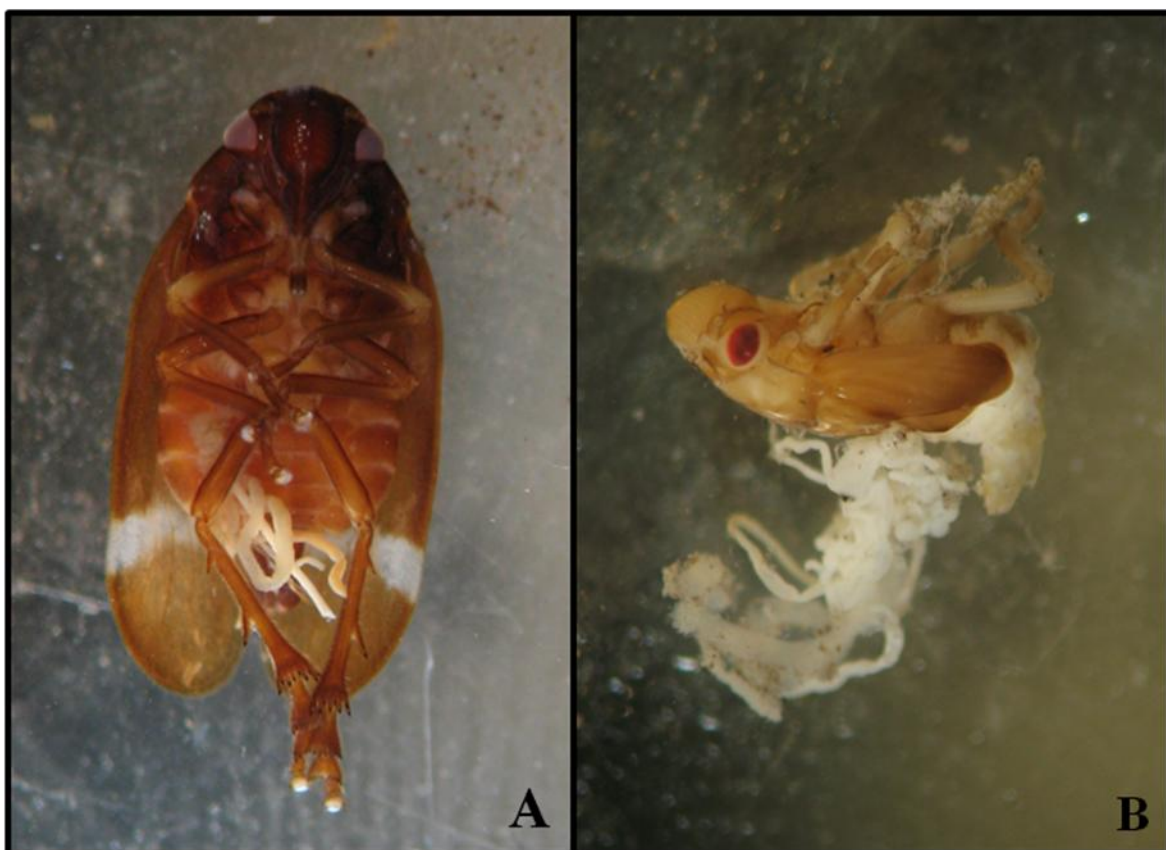


Figura IV.7. Nematodos de la familia Mermithidae infectando a cercópidos: (A) adulto de *Notozulia entreriana*; (B) ninfa V de *Deois (Deois) mourei*.

DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES

Los registros bibliográficos mencionan la presencia en América del Sur de depredadores de huevos y ninfas para la familia Cercopidae; en Colombia y Brasil, mencionan a *Salpingogaster nigra* (Diptera: Syrphidae) y a hormigas generalistas (Hymenoptera: Formicidae) como los principales depredadores, atacando a diferentes especies (Marques, 1988; Ryoiti Sujii *et al.*, 2004). A pesar del esfuerzo realizado para detectar este tipo de antagonistas en el norte argentino, no se identificaron especies que demostraran ese tipo de comportamiento sobre las especies de Cercopidae objeto de este estudio.

Con respecto a los parasitoides, en Europa se conoce que tanto ninfas como adultos de algunas especies de la familia Aphrophoridae son afectados por Pipunculidae (Diptera) (Waloff & Jervis, 1987). Los porcentajes de parasitoidismo obtenidos por Whittaker (1969) fueron de

37%, a partir de 469 ejemplares de *Philaenus spumarius* (L.) y de 25% a partir de 274 ejemplares de *Neophilaenus lineatus* (L.).

En México se encontraron parasitoides de la familia Encyrtidae (Hymenoptera), atacando a especies de la familia Clastopteridae (Cortez, 1994). En Uganda, *Halictophagus pontifex* (Strepsiptera) fue mencionado parasitando adultos de algunas especies de Aphrophoridae (Greathead, 1970) con bajos porcentajes de parasitoidismo que variaron según la especie; a modo de ejemplo, para *Poophilus costalis* (Walker), de 1199 ejemplares machos el 37,2 % estaban parasitoidizados y para *Cordia peragrans* (Stål), de 1600 ejemplares hembras sólo el 4%. Este tipo de parasitoides no fue registrado en las especies de Cercopidae argentinas, a través de los experimentos llevados a cabo en este trabajo de Tesis.

En referencia a los parasitoides oófilos, en México se citó que ejemplares de la familia Trichogrammatidae y Mymaridae (Hymenoptera) se encontraron parasitando a especies de la familia Clastopteridae (Cortez, 1994). Pero, para la familia Cercopidae los registros son muy escasos; hasta el momento sólo se encontraron parasitoides oófilos (Mymaridae) en Brasil y Trinidad. Entre ellos se menciona a *Anagrus uricki* parasitando a *N. entreriana* (Valério & Oliveira, 2005), *D. flavopicta* (Pires *et al.*, 1993), *Aeneolamia varia saccharina*, *Mahanarva fimbriolata* y *Tomaspis* sp. (Triapitsyn, 2002). También se mencionó a *Acmopolynema hervali* parasitando a *A. varia saccharina* (Gomes, 1948; Marques & Vilas Boas, 1985). Valério & Oliveira (2005) colectaron a campo 1688 huevos de *N. entreriana*, de los cuales el 10,4% estaban parasitoidizados.

En los experimentos llevados a cabo en este aporte, se expusieron huevos con dos metodologías diferentes (a pesar de estos intentos, no se encontraron parasitoides de huevos): aislados manualmente desde las jaulas de oviposición, y otros expuestos directamente en el algodón donde las hembras realizaron la puesta. En este último caso se pretendió conservar las señales químicas (semioquímicos) que pudieran servir a los parasitoides para localizar los huevos. Son muchos los trabajos donde se demuestra el rol fundamental de los olores emitidos por los insectos, y la importancia para los parasitoides a la hora de localizar y/o seleccionar o no un hospedador (Meiners *et al.*, 2000; Colazza *et al.*; 2001, 2004). Tanto las hembras a la hora de oviponer como los huevos depositados, producen emisión de volátiles atractivos (kairomonas)

para los parasitoides de huevos (Hilker *et al.*, 2002; Manrique *et al.*, 2004) los cuales juegan un importante papel en el proceso de reconocimiento y selección del hospedador por el parasitoide (Vinson, 1984).

Se hace notar que Valério & Oliveira (2005) registraron a *A. uricki* parasitando a huevos de *N. entreriana* y, en su trabajo, estos fueron obtenidos directamente del campo, sin especificar la técnica de recolección ni la manera de determinar la real identidad de los huevos. Cabe destacar que en la tesis (Capítulo III) se comprobó que los huevos de dos especies simpátricas de Cercopidae de diferente género (*Notozulia* y *Deois*) no son diferenciables utilizando aumentos de hasta 25x, pues tanto su tamaño como las características morfológicas macroscópicas son similares. La falta de seguridad en la determinación de los huevos justificaría dudar que Valerio & Oliveira (2005) hayan podido determinar correctamente los huevos de *N. entreriana*.

Remaudière & Latgé (1985) registraron en México varias especies de hongos entomopatógenos como *M. anisopliae*, *Entomophthora coronata* (Costantin) Kevorkian, *Erynia neoaphidis* Remaud., *Conidiobolus major* (Thax.) Remaudiere & Keller y *C. apiculatus* (Thax.) Remaudiere & Keller afectando adultos de *P. simulans*, y a *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuillemin, *C. coronatus* (Cost.) Batko y *Erynia neoaphidis* Remaud. & Hennebert afectando a *A. albofasciata*. Por su parte, Leite *et al.* (2002) al evaluar la incidencia de especies Entomophthorales en poblaciones de salivazos plaga en São Paulo (Brasil) encontraron a *Furia* sp. en niveles epizoóticos en las poblaciones de *D. (Pandicia) schach*, alcanzando el 80% de individuos infectados. Dichos autores comprobaron que la precipitación y la humedad relativa fueron los factores climáticos más importantes para el desarrollo de la enfermedad; a diferencia de *Batkoa* sp. (*Entomophthora*), que fue encontrado en niveles enzoóticos (<10%) infestando a *M. fimbriolata*. Monzón (2001), Loureiro *et al.* (2005) y Torres de Carvalho *et al.* (2010) registraron a *Metarhizium anisopliae* afectando diferentes especies de salivazos sin mencionar la identidad de las especies, en el estado de Alagoas (Brasil).

Toledo *et al.* (2008) encontraron en la Argentina, para las provincias de Buenos Aires, Tucumán y Corrientes, durante la temporada marzo de 2003 a diciembre del 2004, a

Metarhizium anisopliae infestando a ocho adultos de *Kanaima fluvialis*, y a 45 ejemplares de distintas especies de Cercopidae no determinados (ninfas y adultos).

En esta Tesis se cita por primera vez la presencia de hongos Entomophthorales afectando a especies de Cercopidae de la fauna Argentina, y al género *Pandora* afectando individuos de la familia Cercopidae. Todos los ejemplares infestados resultaron ser adultos (en ninguno de los casos se detectaron ninfas afectadas). Se cita aquí por primera vez a las especies *D. (D) knoblauchii*, *D. (D.) mourei*, *I. c. christenseni* y *N. entreriana* afectadas por este hongo. Para todas las especies los niveles de ocurrencia de este hongo fue muy baja, ya que, de 157 ejemplares (30 ninfas y 127 adultos) se encontraron sólo nueve individuos infestados (tres machos y seis hembras). Comparando estos resultados con los obtenidos por Toledo *et al.* 2008 y el resto de los autores citados, se puede concluir que los hongos entomopatógenos tienen una baja incidencia en el campo, siendo eventuales la ocurrencia de epizootias. Esto se debe a que la incidencia de micosis en poblaciones de insectos aparece de forma muy variable según las especies huéspedes, clima, microclima y la época del año (Remaudière & Latgé, 1985). Las precipitaciones y la humedad son los factores que más se correlacionan con el surgimiento de hongos entomopatógenos (Leite *et al.*, 2002). Una humedad relativa diaria media (RH) que se mantenga por debajo del 80% resulta ser desfavorable para muchos hongos Entomophthorales (Carruthers & Haynes, 1986; Le-Ru & Iziquel, 1990; Yu *et al.*, 1995; Oduor *et al.*, 1996). La lluvia, producida a baja intensidad es muy favorable para desarrollar epizootias por estos hongos; sin embargo las fuertes lluvias pueden disminuir las tasas de infección por lavado de conidios de insectos muertos y, peor aún, causando la caída de éstos al suelo, lo que disminuye la densidad del inóculo (Leite *et al.*, 2002). Los Entomophthorales, ocasionalmente han sido encontrados en niveles epizooticos en salivazos plagas, sobre pastura y caña de azúcar en Brasil (Lepage & Monte, 1942; Valério & Koller, 1982; Alves & Almeida, 1997).

Hasta el momento se conocen muy pocos estudios sobre los nematodos como enemigos naturales de los cercópidos. Dentro la superfamilia Cercopoidea, Weber (1930), informó de un nematodo no identificado afectando a *Aphrophora salicis* en Europa y Weaver & King (1954) identificaron a *Agamermis decaudata* (Mermithidae) parasitando a *Philaenus spumarius* (L.) (Aprophoridae) en Norteamérica.

El primer registro de Nematoda atacando a la familia Cercopidae fue realizado en Trinidad, cuando se encontró un nematodo, no identificado, parasitando a *Tomaspis saccharina* (Kershaw, 1913). Posteriormente, Lloyd (1959) en México y Guagliumi (1969) en Venezuela, registraron nematodos parásitos del género *Hexameris*, afectando a especies del género *Aeneolamia*. Para el mismo género, en Venezuela, se describió la especie *H. dactylocercus* (Mermithidae) parasitando a *A. varia* (Poinar & Linares, 1985). En Brasil, Almeida et al. (2002) encontraron, en muy bajas cantidades nematodos no identificados atacando naturalmente a *M. fimbriolata*; y Arango & Calderon (1981) registraron en Colombia la presencia de un nematodo perteneciente a la familia Rhabditidae, en cadáveres de ninfas y adultos de *Zulia carbonaria*.

Leite et al. (2005), evaluaron la patogenicidad y eficiencia de seis especies de nematodos en laboratorio (dos especies del género *Heterorhabditis* y cuatro de *Steinernema*), para el control de ninfas de *M. fimbriolata*. De la misma manera, Moreno Salguero et al. (2012) demostraron la virulencia de tres especies de nematodos entomopatógenos seleccionadas en investigaciones previas de laboratorio e invernadero (*Steinernema* sp.1, *Heterorhabditis bacteriophora* y *Heterorhabditis* sp.) y dos especies comerciales (*Steinernema* sp., y *Heterorhabditis* sp.1) sobre ninfas de *Aeneolamia varia* del IV estadio, siendo dos especies de *Heterorhabditis* y una de *Steinernema* las más patogénicas, causando mortalidades entre 96 y 100%.

En este trabajo de Tesis se registra por primera vez para la fauna Argentina la presencia de nematodos entomopatógenos de la familia Mermithidae como enemigos naturales de especies de Cercopidae. En el caso de *N. entreriana* sólo se encontraron adultos infestados, a diferencia de *D. (D.) mourei* especie en la que se encontraron afectados tanto ninfas del estadio V como adultos. En ambas especies fue muy baja la presencia de nematodos, ya que sobre un total de 157 ejemplares (30 ninfas y 127 adultos) se encontraron sólo 6 individuos infestados (dos ninfas y cuatro adultos) (9,42%).

La dificultad para encontrar depredadores y parasitoides; y la baja frecuencia de aparición de entomopatógenos se cree que está correlacionada con las diferentes estrategias que han desarrollado los cercópidos a fin de evitar o escapar del accionar de sus enemigos naturales. La supervivencia de los estadios inmaduros está garantizada en gran parte por sus

hábitos: la espuma, donde se encuentran inmersos, proporciona protección para las ninfas, mediante la creación de un "micro hábitat", contra enemigos naturales como parasitoides y entomopatógenos (Whittaker 1970). A esto se suma el hecho que poco antes de la última ecdisis cesa la formación de espuma y secreción de líquidos, que en muy poco tiempo se evaporan; de esta manera, la espuma seca se solidifica y forma en su interior una cavidad en la cual el insecto inmaduro queda alojado y protegido para realizar el último proceso de muda para transformarse en adulto y endurecer su cutícula (Vignon, 1930).

Respecto a los adultos, es conocida la capacidad de "sangrar" hemolinfa a través de las articulaciones de los pretarsos cuando son molestados y/o capturados, generando un gusto desagradable para los depredadores y parasitoides; es una respuesta refleja al peligro y se puede correlacionar, junto con otras estrategias defensivas como las marcas de color visibles en muchos cercópidos, que sirven para advertir a los enemigos naturales (Peck, 2000; Carvalho & Webb, 2005). Entre otras habilidades, los adultos poseen los tarsos del tercer par de patas modificados, lo que les permite una importante capacidad de salto; algunas especies, como *Tapaiuna antica* (Walker), cuando los adultos son perturbados caen al suelo y permanecen inmóviles (Fennah, 1951), en un comportamiento conocido como tanatosis.

A pesar de su estatus como importantes plagas en el Neotrópico, no existe hasta la actualidad un programa eficaz en el manejo integrado de los salivazos en gramíneas forrajeras. La mayoría de las técnicas utilizadas para el control han sido de corta duración e ineficaces, siendo la utilización de plantas hospedadoras resistentes la principal técnica. Por eso se considera de vital importancia continuar con la búsqueda, identificación y caracterización de especies antagonistas de los Cercopidae, como una potencial fuente de recursos para ser empleados al momento de su control racional.

CONCLUSIONES GENERALES

- Se amplía el conocimiento acerca de la diversidad específica de los Cercópodos en la República Argentina: Se incrementa el número de especies de 19 a 24, distribuidas en ocho géneros, cinco subgéneros y 24 especies.

- Se registra por primera vez en la Argentina a la tribu Ischnorhinini, el género *Neosphenorhina* y la especie *Neosphenorhina curvipenis* (Walker). Dentro de la tribu Tomaspidini a: *Deois (Deois) mourei*, *Mahanarva (Ipiranga) integra*, *Mahanarva (Mahanarva) paraguayana*, *Mahanarva (Mahanarva) quadripunctata* (Walker) y *Mahanarva (Mahanarva) rubropicta*.

- Se aportan redescriptiones para las especies *Mahanarva (M.) paraguayana*, *M. (M.) quadripunctata*, *Monecphora cingulata* y *Neosphenorhina curvipenis*. Se describen por primera vez caracteres morfológicos de valor diagnósticos así como la descripción de la genitalia del macho y hembra.

- Se amplió la distribución conocida de las especies, de Cercopidae en la Argentina.

- Sobre la base del patrón de coloración de las tegmina y una selección de datos morfométricos, para la especie *N. entreriana* se describen cuatro morfotipos alares (1-4), presentes en la Argentina.

- Se registraron 25 nuevas asociaciones de plantas hospederas, todas Poaceae: cuatro para *D. (D.) knoblauchii*, cuatro para *D. (D.) mourei*, dos para *Isozulia c. christenseni* y 15 para *N. entreriana*.

- Se estudió la estructura poblacional a campo, de *N. entreriana* y *D. (D.) mourei*, seleccionadas por ser las especies más frecuentes y abundantes. Se obtuvieron aspectos demográficos y poblacionales de ambas especies de cercópodos, presentes en un área puntual de ocurrencia en el noroeste argentino.

- Tanto como para *N. entreriana* y *D. (D.) mourei* se registraron tres generaciones bien definidas entre noviembre y mayo de las temporadas 2012-13 y 2014-15. En ambos casos, en los tres años de muestreo, las poblaciones de ninfas y adultos se presentaron durante la época de mayor precipitación y temperatura, que correspondió al período que abarca de noviembre a

mayo. Las poblaciones de los cercópodos en campo disminuyeron drásticamente a partir de la época seca e invernal entre los meses de mayo a octubre.

- Los análisis estadísticos realizados (GAMMs) mostraron una relación positiva de la temperatura y humedad con la abundancia de *N. entreriana* y *D. (D.) mourei*, mientras que las precipitaciones no mostraron un efecto significativo sobre esta variable.

- Con respecto a la proporción de sexos total observada a lo largo de los tres años, fue de 1:1 para ambas especies (*N. entreriana* y *Deois (D.) mourei*), y fue igual para las tres temporadas. Se encontró además que la proporción de sexos observada a campo fue similar a la de laboratorio.

- En el presente trabajo se estudio la biología de dos especies de Cercopidae, *N. entreriana* sobre tres hospedadores diferentes: *Brachiaria* sp., *Zea mays* y *Chlorys guayana* var. *epica*; y *D. (D.) mourei* sobre *Setaria parviflora* var. *parviflora* y *Zea mays*.

- Se describieron e ilustraron los cinco estadios inmaduros de ambas especies y se confeccionaron claves dicotómicas para el reconocimiento tanto de los diferentes estadios así como para diferenciarlos interespecíficamente. Los resultados biológicos obtenidos a partir de la cría de *D. (D.) mourei* así como la descripción de los estadios inmaduros de ambas especies resultaron nuevos aportes.

- Se constató la gran similitud de los huevos de *N. entreriana* y *D. (D.) mourei*.

- Para *N. entreriana* y *D. (D.) mourei* se realizaron las mismas observaciones, las posturas ocurren en el suelo; la hembra luego de ser fecundada introduce el ovipositor unos pocos milímetros depositando los huevos dentro de la tierra, de la misma manera que *D. flavopicta* y *M. fimbriolata*.

- En el caso de *N. entreriana* las posturas ocurren entre el segundo y cuarto día luego de emerger como adultos, con un promedio de 3,6 días, desarrollándose sobre *Brachiaria* y 4,16 sobre *Chlorys*; a diferencia de *D. (D.) mourei* que posee un período de preoviposición que va de los tres a siete días con un promedio de 4,45, desarrollándose sobre *Setaria*, bajo condiciones controladas.

- En los ensayos realizados los huevos de *N. entreriana* tardaron en desarrollarse, un promedio de 15,4 días, con un mínimo de 14 y un máximo de 18, registrando una media de

32,21 huevos puestos por hembra a lo largo de toda su vida. En el caso de *D. (D.) mourei* el desarrollo embrionario duro en promedio 12,08 días con un mínimo de 11 y un máximo de 14 días, con un promedio de 28,37 huevos.

- La duración del estado ninfal de *N. entreriana* fue en promedio de 25,68 días, criada sobre *Brachiaria* y 27,91 criada sobre *Chlorys*; a diferencia de *D. (D.) mourei* cuya duración fue de 35,21 días sobre *Setaria*.

- En el caso de los adultos, para *N. entreriana* se registró una longevidad media de 4,79 días para los machos y 9,29 para las hembras, criada sobre *Brachiaria*; y 8,6 y 10 días para machos y hembras respectivamente, criada sobre *Chlorys*; y *D. (D.) mourei* 10,70 días para machos y 12,70 para las hembras, criados sobre *Setaria*.

- Comparando el desarrollo del ciclo de vida de *N. entreriana* en los tres hospedadores pudimos observar que en *Zea*, sólo 2,5% de las ninfas lograron alcanzar el estado adulto, en *Chlorys* 22,5% y en *Brachiaria sp.* 95%. La duración media del estado ninfal sobre *Chlorys* fue de $26,2 \pm 1,86$ y en *Brachiaria* $25,68 \pm 2,02$ días, existiendo diferencias estadísticamente significativas (Wilcoxon; $p < 0,0001$). La longevidad media de los adultos resultó ser mayor sobre *Chlorys*, 10,33 días, que en *Brachiaria* 7,63 días. La proporción de sexos favoreció a las hembras: 1:1,5 (*Brachiaria*) y 1:2 (*Chlorys*).

- Para ambas especies se demostró que *Zea* no es un hospedante que permita el desarrollo a diferencia de las otras pasturas; para *N. entreriana* tanto *Chlorys* como *Brachiaria* actúan como hospedadores de este cercópido, siendo esta última la más adecuada para crías experimentales debido a que la duración del ciclo es más corta, presenta mayor viabilidad de los individuos y mayor longevidad de los adultos.

- En el caso de *D. (D.) mourei*, *Setaria* fue un buen hospedador de cría en donde el 82,5% de las ninfas lograron llegar al estado adulto, pudiendo ser criada sólo sobre ésta, ya que, como en la otra especie *Zea* no fue hospedador de cría. Contrastando estos resultados con las observaciones realizadas a campo se cree que esta especie posee un comportamiento alimentario más “especialista” a diferencia de *N. entreriana*; *D. (D.) mourei* en el 100 % de los casos se desarrolló sobre *Setaria*. Por el contrario, *N. entreriana* se encontró sobre distintos hospedadores.

- En esta Tesis se cita por primera vez la presencia de hongos Entomophthorales afectando a especies de Cercopidae en la Argentina, y al género *Pandora* afectando individuos de la familia Cercopidae. Todos los ejemplares infestados resultaron ser adultos (en ninguno de los casos se detectaron ninfas afectadas).

- Se cita aquí por primera vez a las especies *D. (D) knoblauchii*, *D. (D.) mourei*, *I. c. christenseni* y *N. entreriana* afectadas por este hongo.

- Para todas las especies los niveles de ocurrencia de hongos entomopatógenos fue muy baja, ya que, de 157 ejemplares se encontraron sólo nueve individuos infestados (tres machos y seis hembras).

- Se registró por primera vez para la fauna argentina la presencia de nematodos entomopatógenos de la familia Mermithidae como enemigos naturales de especies de Cercopidae. En el caso de *N. entreriana* sólo se encontraron adultos infestados, a diferencia de *D. (D.) mourei* en la que se encontraron afectados tanto ninfas del estadio V como adultos. En ambas especies fue muy baja la presencia de nematodos, ya que se encontraron sólo 6 individuos infestados.

PROYECCIONES FUTURAS

A partir de los resultados obtenidos en esta Tesis doctoral se abren variadas líneas de investigación:

*Continuar con la búsqueda, identificación y caracterización de especies antagonistas de los Cercopidae, como una potencial fuente de recursos para ser empleados al momento de su control racional.

*Comprobar el nivel de daño que ocasionan las ninfas y adultos de las especies de Cercopidae mas representadas en ambientes agroecológicos de la Argentina.

*Estudiar la diversidad de microorganismos que establecen relaciones con especies de cercópidos que causan severos perjuicios en sistemas agrícola-ganaderos del centro y norte de la Argentina.

*estudiar la composición química de la espuma del salivazo y el roll que cumple a la hora de protegerse de sus enemigos naturales.

BIBLIOGRAFIA CITADA:

- Adis, J. & Schubert, H.O.R. 1984. Ecological research on arthropods in central Amazonian ecosystems with recommendation for study procedures. In Cooley, J.H. and F.B. Golley (Eds.). En Trends in Ecological Research for the 1980s (pp. 111-114). Springer US.
- Agostini, J.; Stehr, A.; Toloza, R. & Eskiviski, E. 2005. Problemas fitosanitarios en plantaciones de *Pinus* spp en el Norte de Corrientes y Misiones". X Jornadas Técnicas Forestales y Ambientales. Facultad de Ciencias Forestales, UNAM. EEA-Montecarlo, INTA Eldorado, Misiones, Argentina.
- Almeida, J.E.M.; Batista Filho, A.; Santos, A.S.; Alves, S.B.; Andrade, O. 2002. Controle de cigarrinha-da-raiz da cana-de-açúcar *Mahanarva fimbriolata* (Homoptera: Cercopidae) com *Metarhizium anisopliae* em sistema de cultivo orgânico. En: Congresso Nacional da Stab (Vol. 8, No. 2002, pp.84-87. Recife: STAB.
- Alves, S.B. & Almeida, J.E.M. (1997). Controle biológico das pragas das pastagens. Simpósio sobre ecossistema de pastagens, 3(1997), 318-341.
- Amyot, C.J.B. & Audinet-Serville, J.G. 1843. Deuxième partie. Homoptères. Homoptera Latr. Histoire Naturelle des insectes. Hemiptères: 1-676.
- Arango, S.G. & Calderon, C.M. 1981. Biología y hábitos de *Zulia colombiana* (Lallemand) plaga del pasto *Brachiaria* sp. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali, CO. 21 pp.
- Auad, A.M.; Simões, A.D.; Deresz, F.; Castro, M.M.; Souza Sobrinho, F.; Pereira, A.V.; Braga, A.F.; Ledo, F.J.S. & Paula-Moraes, S.V. 2006. Flutuação populacional de *Deois schach* (Fabricius, 1787) em pastagem de *Brachiaria brizantha*. Reunião anual da Sociedade brasileira de Zootecnia, 43. João Pessoa. CD-ROM.
- Auad, A.M.; Carvalho, C.A.; da Silva, D.M. & Deresz, F. 2009. Flutuação populacional de cigarrinhas-das-pastagens em braquiária e capim-elefante. Pesquisa Agropecuária Brasileira, 44 (9): 1205-1208.
- Auad, A.M.; Simões, A.D.; Leite, M.V.; da Silva, S.E.B.; dos Santos, D.R. & Monteiro, P.H. 2011. Seasonal dynamics of egg diapause in *Mahanarva spectabilis* (Distant, 1909) (Homoptera: Cercopidae) on elephant grass. Arquivos do Instituto Biológico, 78(2): 325-330.
- Azevedo Filho, W. S.; Paladini, A.; Botton, M.; Carvalho, S. G.; Ringenberg, R. & Spotti Lopes, J.R. 2007. Espécies de cercopídeos (Homoptera: Cercopidae) associadas à cultura da videira no Brasil. Biociências, 15 (2): 180-206.
- Backus, E. 1985. Anatomical and sensory mechanism of planthopper and leafhopper feeding behavior. (Pp 163-194). En: Nault, L. y Rodriguez, J. (eds.). The Leafhoppers and Planthoppers. John Wiley y Sons, New York.
- Barbosa, J.T.; Riscado, G.M. & Lima Filho, M. 1979. Flutuação populacional da cigarrinha da cana-de-açúcar e seus inimigos naturais em Campos, RJ, em 1977. Anais da Sociedade Entomológica do Brasil, Piracicaba, 8(1): 39-46.
- Barreto, T.R.; Almeida, P.C.; Congio, G.F.S. & Corsi, M. 2008. Descrição do ciclo de cigarrinhas do gênero *Mahanarva* em pastagens de *Brachiaria brizantha* cv. Marandu por dois anos na região de Bernardo Sayão. Congresso brasileiro de entomologia, 22. Uberlândia. CD-ROM.

- Barrientos, A.R.; Herrera, R.S.; Mora, N. & Mora, C. 1988. Evaluación de las pérdidas en el rendimiento y calidad de *Cynodon dactylon* cv. Coastcross-1 provocadas por *Monecphora bicincta* fraterna (Uhler). Revista Cubana de Ciencias Agropecuarias 22: 303-307.
- Beck, E.W. 1963. Observations on the biology and cultural-insecticidal control of *Prosapia bicincta*, a spittlebug, on coastal bermudagrass. Journal of Economic Entomology, 56 - 6: 747-752.
- Bekker-Migdisova, E.E. 1967. Tertiary and Homoptera of Stavropol and a method of reconstruction of continental palaeobiocenoses. Palaeontology 10 - 4: 542-553.
- Berg, C. 1879. Hemiptera Argentina. Enumeravit Speciesque Novas. Anales de la Sociedad Científica Argentina, 8: 230-238.
- Berg, C. 1883. Addenda et Emendanda ad Hemiptera Argentina. (Continuatio). Anales de la Sociedad Científica Argentina. Buenos Aires, 16: 231-241.
- Blanchard, C.E. 1848. Dictionnaire universel d'histoire naturelle. Paris, 11: 747.
- Boddey, R.M. & Victoria, R.L. 1986. Estimation of biological nitrogen fixation associated with *Brachiaria* and *Paspalum* grasses using ¹⁵N labelled organic matter and fertilizer. Plant Soil 90: 265-313.
- Botelho, P.S.M.; Mendes, A.C.; Macedo, N. & Silveira Neto, S. 1977. Curva populacional de *Mahanarva fimbriolata* em Araras - SP, e sua dependência com o balanço hídrico da região. Brasil Açucareiro, Rio de Janeiro, 90 - 3: 11-17.
- Boudreaux, H.B. 1979. Arthropod phylogeny with special reference to insects. J Wiley and Sons, New York.
- Bourgoin, T.; Steffen-Campbell, J.D. & Campbell, B.C. 1997. Molecular phylogeny of Fulgoromorpha (Insecta, Hemiptera, Archaeorrhyncha). The Enigmatic Tettigometridae: Evolutionary Affiliations and Historical Biogeography. Cladistics, 13: 207-224.
- Box, H.E. 1929. Una relación de nuestros conocimientos de la familia Cercopidae en la Argentina. Revista Industrial y Agrícola de Tucumán, 20 - 1-2: 1-18.
- Burckhardt, D.; Ouvrard, D.; Queiroz, D. & Percy, D. 2014. Psyllid host-plants (Hemiptera: Psylloidea): Resolving a semantic problem. Florida Entomologist, 97 - 1: 242-246.
- Byers, R.A. 1965. Biology and control of a spittlebug, *Prosapia bicincta* (Say), on Coastal bermudagrass. Atlanta: Georgia Agricultural Experiment Station, 26 pp. (Technical Bulletin, 42).
- Byers, R.A. & Wells, H.D. 1966. Phytotoxemia of coastal bermudagrass caused by the two-lined spittlebug, *Prosapia bicincta* (Homoptera: Cercopidae). Annals of the Entomological Society of America, 59 - 6: 1067-1071.
- Cabello, T. 1988. Influencia de la temperatura y el fotoperíodo en la biología de *Trichoplusia orichalcea* F. (Lepidoptera: Noctuidae). Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas, 14: 241-247.
- Campbell, B.C.; Steffen-Campbell, J.D.; Sorensen, J.T. & Gill, R.J. 1995. Paraphyly of Homoptera and Auchenorrhyncha inferred from 18S rDNA nucleotide sequences. Systematic Entomology 20(3): 175-194.
- Canafoglia, M.; Comerío, R.; Fernández Pinto, V. & Vaamonde, G. 2006. Hongos toxicogénicos contaminantes de frutos de alpataco. Revista Iberoamericana de Micología, 24: 1130-1406.
- Carlino, G. & Martín, G.O. 2002. Avance preliminar en el estudio del ataque de salivazo (Homoptera; Cercopidae), sobre gramíneas tropicales en el Dpto. Leales, Tucumán, Argentina. XIX Jornadas Científicas de la Asociación de Biología de Tucumán: 168-175 .

- Carruthers, R.I. & Haynes, D.L. 1986. Temperature, moisture and habitat effects on *Entomophthora muscae* (Entomophthorales: Entomophthoraceae) conidial germination and survival in the onion agroecosystem. *Environmental Entomology*, 15: 1156-1160.
- Carvalho, G.S. 1995. Cercopídeos neotropicais: Redescricao de *Notozulia* Fennah, stat. n. (Auchenorrhyncha: Cercopidae). *Analis da Sociedade Entomológica do Brasil*, 24:385-388.
- Carvalho, G.S. & Sakakibara, A.M. 1988. Redescricao de *Deois* (*Deois*) *correntina*, comb. n. (Homoptera, Cercopidae). *Iheringia, série Zoologia*. Porto Alegre, 67: 59-64.
- Carvalho, G.S. & Webb, M.D. 2004. A new genus and nine new species of neotropical spittlebugs (Hemiptera, Cercopidae, Tomaspidae). *Revista Brasileira de Entomologia*, 48:383-389.
- Carvalho, G.S. & Webb, M. 2005. Cercopid Spittle Bugs of the New World (Hemiptera, Auchenorrhyncha, Cercopidae). *Pensoft Sofia-Moscow, serie faunística n° 49*.
- Carvalho, G.S.; Sakakibara, A.M. & Webb, M.D. 2016. Two new species of the neotropical spittlebug genus *Monecphora* Amyot & Serville (Hemiptera: Cercopidae) with key and notes of species of the genus. *Zootaxa*, 1: 143–152.
- Carver M.; Gross, G. & Woodward, T. 1991. Hemiptera, en Csiro, *The insects of Australia. A text book for students and research workers vol 1, 2 nd ed.* Melbourne University Press, Carlton: 429- 509.
- Castro, U; Morales, A. & Peck, D.C. 2005. Dinámica Poblacional y fenología del salivazo de los pastos *Zulia carbonaria* (Lallemand) (Homoptera : Cercopidae) en el Valle Geográfico del Río Cauca, Colombia. *Neotropical Entomology*, 34 - 3:459-470.
- Castro, U.; Cardona, C.; Vera-Graziano, J.; Miles, J. & Garza-Garcia, R. 2007. Identificación morfológica y molecular de *Prosapia simulans* (Walker) (Hemiptera: Cercopidae), y Selección y Mecanismos de resistencia a este salivazo en híbridos de *Brachiaria*. *Neotropical Entomology*, 36(4): 547-554.
- Cavichioli, R.R. 1987. Sobre a Biología de *Kanaima fluvialis* (Lallemand, 1924) (Homoptera, Cercopidae). *Revista Brasileira de Entomologia*, 31- 1: 71-82.
- Cavichioli, R.R. 1988. Estudo sobre a morfología de *Kanaima fluvialis* (Lallemand, 1924) (Homoptera, Cercopidae). *Revista Brasileira de Entomologia*, 32 - 3/4: 393-410.
- Cavichioli, R.R. & Sakakibara, A.M. 1993. *Deois* Fennah, Descrição de uma espécie nova e notas taxonômicas (Homoptera, Cercopidae, Tomaspidae). *Revista Brasileira de Zoologia*, 10 (4): 747-750.
- China, W.E. & Myers, M.A. 1934. Critical Notes on some Neotropical Species of *Tomaspis* (Homoptera, Cercopidae). *Annals and Magazine of Natural History*, 14: 448-466.
- Colazza, S.; Fucarino, A.; Peri, E.; Salerno, G.; Conti, E. & Bin, F. 2001. Cues mediating host location in *Trissolcus basalts*: The role of volatiles induced by host eggs–plant interaction. In *Proceedings of the 18th Annual Meeting of the International Society of Chemical Ecology, Lake Tahoe*, 81 pp.
- Colazza, S.; Fucarino, A.; Peri, E.; Salerno, G.; Conti, E. & Bin, F. 2004. Insect oviposition induces volatile emission in herbaceous plants that attracts egg parasitoids. *Journal of Evolutionary Biology*.207: 47-53.
- Cortez, M.H. 1994. Enemigos naturales asociados con *Toxoptera aurantii* (Homoptera: Aphididae) y *Clastoptera globosa* (Homoptera: Cercopidae) en cacaotales de Tabasco, México. *Agrociencia*, 5 - 1: 53-63

- Cosenza, G.W. 1989. Biología e ecología de pragas das pastagens. In: Simpósio sobre ecossistema de pastagens. Jaboticabal: FUNEP: 87-96.
- Costa, A.C.F. & Sakakibara, A. 2002. Reestruturação de genero *Deois* Fennah, descrição de una espécie nova e notas taxônomicas (Homoptera, Cercopidae, Tomaspidae). Revista Brasileira de Entomologia, 46: 195-207.
- Cottas, M.P. & Ramiro, Z.A. 1981. Flutuação populacional de cigarrinhas das pastagens e mareas tratadas e não tratadas como o fungo entomógeno *Metarhizium anisopliae* (Metsch). Anais da Sociedade Entomologica do Brasil, 10(1): 51-60.
- Cowpertwait, P. S., & Metcalfe, A. V. 2009. Introductory time series with R. Springer Science & Business Media.
- Cronin, J. & Strong, D. 1993. Parasitoid interactions and their contribution to the stabilization of Auchenorrhyncha populations. (pp 400–428), In “Planthoppers: Their Ecology and Management”, R.F. Denno & T.J. Perfect, Eds. Chapman & Hall Publ., New York.
- Cryan, J.R. 2005. Molecular phylogeny of Cicadomorpha (Insecta: Hemiptera: Cicadoidea, Cercopoidea and Membracoidea): adding evidence to the controversy. Systematic Entomology, 30 (4): 563-574.
- Cryan, J.R. & Svenson, G.J. 2010. Family-level relationships of the spittlebugs and froghoppers (Hemiptera: Cicadomorpha: Cercopoidea). Systematic entomology, 35: 393-415.
- del Campo, M.L.; King, J.T. & Gronquist, M.R. 2011. Defensive and chemical characterization of the froth produced by the cercopid *Aphrophora cribrata*. Chemoecology, 21(1): 1-8.
- de Souza Congio, F.G. 2010. Caracterização e quantificação dos danos causados por cigarrinhas adultas do gênero *Mahanarva* sp. (Hemiptera: Cercopidae) em *Brachiaria brizantha* cv. Marandu. Tesis Doctoral Universidade de São Paulo Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” Piracicaba: 87pp.
- Delétang, L.F. 1917. Notas hemipterológicas. Apuntes sobre los géneros Argentinos de Cercopidos. Physis. Revista de la Sociedad Argentina de Ciencias Naturales. Buenos Aires, 2: 263-271.
- Denno, R. & Roderick, G. 1990. Population biology of planthoppers. Annual Review of Entomology. 35: 489-520.
- Dietrich, C. 2005. Keys to the families of Cicadomorpha and subfamilies and tribes of Cicadellidae (Hemiptera: Auchenorrhyncha). Florida Entomologist, 88: 502-517.
- Dietrich, C.H. & Wallner, A.M. 2002. Diversity and taxonomic composition of Cicadellidae in the Amazonian rainforest canopy (Hemiptera, Cicadomorpha, Membracoidea). En: International Auchenorrhyncha Congress, 11º. Abstracts. Potsdam.
- Distant, L.W. 1909. Rhynchotal Notes. Annals and Magazine of Natural History, 8: 187-213.
- Dohrn, F.A. 1859. Catalogus Hemipterorum. Herausgegeben von dem entomologischen Vereinezu Stettin, 1859: 1-102.
- Domingues, F.M. & da Silva Santos, E.M.S. 1975. Estudo da biologia da cigarrinha das pastagens *Zulia entreriana* Berg, 1879, e sua curva populacional no Norte do Estado do Espírito Santo. Vitória: EMCAPA, 42 pp. (Boletim técnico, n. 2).
- Döbereiner, J. & Pedrosa, F.O. 1987. Nitrogen-fixing bacteria in nonleguminous crop plants. New York, Spring-Verlag: 155 pp.

- Doering, K.C. 1922. Biology and morphology of *Lepyronia quadrangularis* (Say) (Homoptera, Cercopidae). The University of Kansas Science Bulletin, 14:515-587.
- Eden-Green, S.J.; Balfas, R.; Sutarjo, T. & Jamalius. 1992. Characteristics of the transmission of Sumatra disease of cloves by tubebuilding cercopoids, *Hindola* spp. Plant Pathology, 41, 702-712.
- El-Kadi, M.K. 1977. Novas perspectivas no controle de cigarrinhas. In. Congresso Brasileiro de Entomologia, 4., Goiânia, Conferências, palestras e exposições. Goiânia: SEB: 58-67.
- Evans, J.W. 1940. Tube-building Cercopids (Homoptera, Machaerotidae). Transactions and Proceedings of the Royal Society of South Australia. Adelaide, 64: 70-75.
- Evans, J.W. 1963. The phylogeny of the Homoptera. Annual Review of Entomology, 8: 77-94.
- Fagan, E.B. & Picado, O. 1971. The influence of adult *Prosapia distanti* feeding on the forage quality of kikuyugrass in Costa Rica. Turrialba, 22(2): 181-183.
- Ferreira de Lima, M. 1983. Flutuacao populacional de *Zulia entreriana* em pastagens de *Brachiaria decumbens*, *Cenchrus ciliaries* e *Digitaria decumbens*, em diferentes regioes do estado de Sergipe. Pesquisa em Andamento. EMBRAPA (22): 1-5.
- Fabricius, J.C. 1787. Ryngota. In Fabricius J.C. 1787 - Mantissa insectorum sistens species nuper detectas adjectis synonymis, observationibus, descriptionibus, emendationibus, 2: 260-275.
- Fennah, R.G. 1949. New genera and species of neotropical Cercopoidea (Homoptera). Annals and Magazine of Natural History, 12(1): 605-620.
- Fennah, R.G. 1951. Further notes on Neotropical Cercopoidea. Annals and Magazine of Natural History, 12: 136-149.
- Fennah, R.G. 1953. Revisionary notes on neotropical Monecphorine Cercopoidea (Homoptera). Annals and Magazine of Natural History. London, 12(6): 337-360.
- Fennah, R.G. 1968. Revisionary notes on the new world genera of Cercopid Froghoppers (Homoptera: Cercopoidea). Bulletin of Entomological Research, 1(58): 165-190.
- Fennah, R.G. 1985. Revisionary notes on the New World genera of cercopid froghoppers (Homoptera: Cercopoidea) III. The genus *Isozulia*. Bulletin Entomological Research, 75: 245-253.
- Ferreira da Costa, A.C. & Sakakibara, A.M. 2002. Reestruturação do gênero *Deois* Fennah, descrição de um novo gênero e de novas especies (Homoptera, Cercopidae, Tomaspidinae). Revista Brasileira de Entomologia, 46: 195-207.
- Fewkes, D.W. 1969. The biology of sugar cane froghoppers. En: Wi- lliams, J.R.; Metcalfe, J.R.; Mngomery R.W.; Mathes, R. (eds.). Pests of sugar cane. Elsevier, Amsterdam: 283-307.
- Filho, A.C. 1944. A Cigarrinha dos Canaviais. Instituto do Agicar e do Alcool, Río de Janeiro: 2-6.
- Freytag, P.H. 1977. A review of the genus neogonatopus for North America hymenoptera Dryinidae. Annals of the Entomological Society of America, 70(4): 569-576.
- Fontes, E.G.; Pires, C.S.S. & Sujii, E.R. 1995. Mixed risk-spreading strategies and the population dynamics of a Brazilian pasture pest, *Deois flavopicta* (Homoptera: Cercopidae). Journal of Economic Entomology, 88: 1256-1262.
- Forero, D. 2008. The systematics of the Hemiptera. Revista Colombiana de Entomología 34 (1): 1-21.
- Garcia, J.F. 2002. Técnica de criação e tabela de vida de *Mahanarva fimbriolata* (Stål, 1854) (Hemiptera: Cercopidae). Maestria em Entomologia, Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Brasil: 59 pp.

- Garcia, J.F.; Botelho P.S.M. & Parra J.R.P. 2006. Biology and fertility life table of *Mahanarva fimbriolata* (Hemiptera: Cercopidae) in sugarcane. *Scientia Agricola*, 63(4): 317-320.
- Garcia, J.F.; Grisoto, E.; Machado Botelho, P.S.; Postali Parra, J.R. & Appezzato-da-Glória, B. 2007. Feeding site of the spittlebug *Mahanarva fimbriolata* (Stål) (Hemiptera: Cercopidae) on sugarcane. *Scientia Agricola* 64 (5): 555-557.
- Germar, E.F. 1821. Bemerkungen über einige Gattungen der Cicadarien. *Magazin der Entomologie*. Halle, 4: 1-106.
- Gmelin, J.F. 1789. *Insecta Hemiptera*. Caroli a Linné *Systema Naturae*, 1(4): 1517-2224.
- Goldani, A. & Carvalho, G.S. 2003. Análise de parcimônia de endemismo de cercopídeos neotropicais (Hemíptera, Cercopidae). *Revista Brasileira de Entomologia*, 47: 437- 442.
- Gomes, J.G. 1948. *Acmopolynema hervali* n. sp., parasito de ovos de *Tomaspis liturata* (Chalcidoidea, Mymaridae). *Revista Brasileira de Biologia*, 8: 417-420.
- Greathead, D.J. 1970. A study of the host relations of *Halictophagus pontifex* Fox (Strepsiptera), a parasite of Cercopidae (Hem., Aphrophorinae), in Uganda. *Bulletin of Entomological Research*, 60: 33-42.
- Guagliumi, P. 1969. As cigarrinhas-das-pastagens (Homoptera: Cercopidae) e seus inimigos naturais no nordeste do Brasil. In: Reunião Anual da Sociedade Brasileira de Entomologia, 2. Recife. Sociedade Entomológica do Brasil: 89-90.
- Guagliumi, P. 1972. Pragas de cana de açúcar, nordeste do Brasil. Rio de Janeiro, Brasil. Instituto do açúcar e do álcool, (Colecao Canavieira N 10): 622.
- Hagley, E.A.C. & Blackman, J.A. 1966. Site of feeding of the sugarcane froghopper *Aeneolamia varia saccharina* (Homoptera: Cercopidae). *Annals of the Entomological Society of America*, 59: 1289-1291.
- Hamilton, K.G.A. 1972. The insect wing, Part III. Venation of the orders. *Journal of the Kansas Entomological Society*, 45(2): 145-162.
- Hamilton, K.G.A. 1977. Review of the world species of *Prosapia* Fennah (Rhynchota: Homoptera: Cercopidae). *Canadian Entomologist*, 109: 621-630.
- Hamilton, K.G.A. 1981. Morphology and evolution of the Rhynchotan head (Insecta: Hemiptera, Homoptera). *The Canadian Entomologist*, 113: 953-974.
- Hamilton, K.G.A. 1982. *The Insects and Arachnids of Canada*. Part 10: The Spittlebugs of Canada. Homoptera: Cercopidae. Agricultural Canada Publishers, n° 1740.
- Hamilton, K.G.A. 2001. Epipygidae, a new family of froghoppers from the American tropics (Insecta: Homoptera: Cercopoidea). *Biodiversity*, 2(3): 15-21.
- Hamilton, K.G.A. 2013. Revision of Neotropical Aphrophorine spittlebugs, part 2: tribe Orthoraphini (Hemiptera, Cercopoidea). *Zootaxa*, 3710(3): 201–225.
- Hanna, M. 1966. The spittlebugs of Michigan (Homoptera: Cercopidae). *Papers of the Michigan Academy of Science, Arts, and Letters*, 51: 39-73.
- Hewitt, G.B. & Nilakhe, S.S. 1986. Environmental factors affecting the survival of eggs and early instar nymphs of spittlebugs *Zulia entreriana* (Berg) and *Deois flavopicta* (Stal) during the rainy season in central Brazil. *Anais do Sociedade Entomologica do Brasil*, 15(1): 1237-1243.

- Hennig, W. 1969. Die Stammesgeschichte der Insekten. Waldemar Kramer, Frankfurt am Main, Germany: 436 pp.
- Hennig, W. 1981. Insect phylogeny. J Wiley and Sons, New York: 510 pp.
- Hilker, M.; Kobs, C.; Varama, M & Schrank, K. 2002. Insect egg deposition induces *Pinus sylvestris* to attract egg parasitoids. *Journal of Experimental Biology*. 205: 455-461.
- Holmann, F. & Peck, D.C. 2002. Economic damage of grassland spittlebugs (Homoptera: Cercopidae) in Colombia: a first approximation of impact on animal production in *Brachiaria decumbens*. *Neotropical Entomology, Londrina*, 31: 275-284.
- Jacobi, A. 1908. Neue Cercopiden des Andengebietes. *Sitzungsberichte der Gesellschaft naturforschender Freunde zu Berlin*. Berlin: 200-215.
- James, H.C. 1946. The bionomics and control of *Tomaspis flavilatera* UR., the demerara sugar cane froghopper. En: *Actas de la Reunión de Tecnólogos del Azúcar de las Indias Occidentales Británicas*: 34-80.
- Jiménez, J.A. 1978. Estudios tendientes a establecer el control integrado de las salivitas de los pastos. *Revista Colombiana de Entomología*, 4: 19-33.
- Kalvelage, H. & Buzzi, Z.J. 1986. Ciclo de vida da cigarrinha *Deois schach* (Homoptera: Cercopidae) a duas temperaturas. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 15(1): 113-136.
- Kato, K. 1958. The origin and composition of the cuckoo spit. *Science Reports of the Saitama University*. Series B, 3: 33-53.
- Keller-Grein, G.; Maass, B.L. & Hanson, J. 1996. Natural variation in *Brachiaria* and existing germplasm collections, p.16-35. In J.W. Miles, B.L. Maass & C.B. do Valle (eds.), *Brachiaria: Biology, agronomy, and improvement*. Cali, International Center for Tropical Agriculture (CIAT), 288p.
- Kershaw, J. C. 1913. Report on *Aeneolamia* investigations in Eastern Mexico, April-October, 1959. *Trinidad Dept. Agric., Special Cire*, (5): 8 pp.
- Koller, W.W. & Valério, J.R. 1984. Padrões alares de *Zulia entreiriana* em campo grande, MS. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 19(7): 799-803.
- Kramer, J.P. 1960. A remarkable new species of Neotropical *Agalliopsis* and the previously unknown male of *Agalliopsis inscripta* Oman. *Proceedings of the Biological Society of Washington*, 73: 63-65.
- Kristensen, N. P. 1975. The phylogeny of hexapod orders. A critical review of recent accounts. *Zeitschrift für Zoologische Systematik und Evolutionsforschung*, 13: 1-44.
- Lallemand V. 1912. Homoptera Fam. Cercopidae. *Genera Insectorum*. Diriges par P. Wytsman. Bruxelles, 143: 1-167.
- Lallemand, V. 1924b. Notes sur les Cercopides de l'Amérique Centrale et Meridionale de la collections de M.C.B. Williams et de la mienne. *Annals and Magazine of Natural History*, 9(14): 477-486.
- Lallemand, V. 1927 - Descriptions de Cercopides nouveaux provenant de la collections du British Muséum. *Transactions of the Entomological Society of London*, 1: 99-118.
- Lallemand, V. 1940. Description de deux nouveaux cercopides provenant de L'Argentine. *Anales de la Sociedad Científica Argentina*, tomo CXXIX: 186-187.
- Lallemand, V. 1949. Revision des Cercopinae (Hemiptera Homoptera). *Memoires de l'Institut Royal des Sciences Naturelles de Belgique*, 32: 1-193.

- Lapointe, S.L.; Sotelo, G. & Arango, G. 1989. Improved technique for rearing spittlebugs (Homoptera: Cercopidae). *Journal of Economic Entomology*, 82(6):1764-1766.
- Lapointe, S.L.; Serrano, M.S.; Arango, G.L.; Sotelo, G. & Córdoba, F. 1992. Antibiosis to spittlebugs (Homoptera: Cercopidae) in accessions of *Brachiaria spp.* *Journal of Economic Entomology*, 85(4): 1485-1490.
- Lastra, L.A.B.; Gómez L.A.L. & Castro, U.V. 2007. Observaciones acerca de la mosca *Salpingogaster nigra* Schiner (Diptera Syrphidae) como predador de ninfas del salivazo *Aeneolamia varia*. *Cenicaña*, carta trimestral 4: 10-20.
- Leite, L.G.; Alves, S. B.; Takada, H. M.; Filho Batista, A. & Roberts, D. W. 2002. Occurrence of entomophthorales on spittlebugs pests of pasture in eastern São Paulo state , Brazil. *Arquivos do Instituto Biológico*, 69 (3): 63-68.
- Leite, L.G.; Machado, L.A.; Goulart, R.M.; Tavares, F.M. & Filho, A.B. 2005. Screening of entomopathogenic nematodes (Nemata: Rhabditida) and the efficiency of *Heterorhabditis sp.* against the sugarcane root spittlebug *Mahanarva fimbriolata* (Fabr.) (Hemiptera: Cercopidae). *Neotropical Entomology* 34(5):785-790.
- Lepage, H.S. & Monte, O. 1942. As cigarrinhas do capim "kikuio". *Biológico*, São Paulo, 8(12): 255-259.
- Le Peletier de Saint-Fargeau, A. L. M. & Serville, J. G. 1825 - Tettigomètre, Tettigometra ; Tettigone, Tettigonia ; Tettigonides. *Encyclopédie méthodique. Histoire naturelle. Entomologie, ou histoire naturelle des Crustacés, des Arachnides et des Insectes*, 10: 600-613.
- Liang, A.-P. & Fletcher, M. 2002. Morphology of the antennal sensilla in four Australian spittlebug species (Hemiptera: Cercopidae) with implications for phylogeny. *Australian Journal of Entomology*, 41, 39-44.
- Licent, P. E. 1912. Recherches d'anatomie et de physiologie comparées sur le tract digestif des Homoptères supérieurs. *La Cellule*, 28: 1-161.
- Lohmann, T.R.; Pietrowski, V. & Bressan, D.F. 2010. Flutuação populacional de cigarrinhas-das-pastagens na Região Oeste do Paraná. *Ciências Agrárias, Londrina*, 31(1): 1291-1298.
- Loureiro, E.S.; Batista Filho, A.; Almeida, J.E.M. & Pessoa, L.G.A. 2005. Seleção de isolados de *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. contra a cigarrinha da raiz da cana-de- açúcar *Mahanarva fimbriolata* (Stål) (Hemiptera: Cercopidae) em laboratório. *Neotropical Entomology*, 34(5): 791-798.
- Magalhães, B.P.; Parra, J.R.P. & Silva, A. de B. 1987. Técnica de criação e biologia de *Deois incompleta* em *Brachiaria*. *Pesquisa Agropecuaria Brasileira*, 22(2): 137-144.
- Manrique, V.; Walker, A.J.; Williams, L.H. & Bernal, J.S. 2004. Olfactory Responses of *Anaphes iole* (Hymenoptera: Mymaridae) to volatile signals derived from host habitats. *Journal of Insect Behavior*, 18 (1): 89-104.
- Marco, V.; Taberner, A. & Castañera, P. 1997. Development and survival of immature *Aubeonymus mariaefrancisciae* (Coleoptera: Curculionidae) at constant temperatures. *Annals of the Entomological Society of America*, 90: 169-176.
- Marshall, A.T. 1968. The chemical nature of Malpighian tubule mucofibrils in cercopoid dwelling-tubes. *Journal of Insect Physiology*, 14: 1435-1444.
- Marshall, A.T. 1973. Protein synthesis and secretion by the Malpighian tubules of cercopoid larvae (Homoptera). *Journal of Insect Physiology*, 19: 2317-2326.

- Marques, I.M.R. 1988. Distribuição de *Salpingogaster nigra* Schiner, 1868 (Diptera: Syrphidae) predador específico de ninfas de cigarrinhas da raiz (Homoptera: Cercopidae) em algumas regiões do Brasil. Anais do Sociedade Entomologica do Brazil, 18: 68-74.
- Marques, E.J. & Vilas Boas, A.M. 1985. Recuperação do parasite *Acmopolynema hervali* de ovos de *Mahanarva posticata* em Carpina-Pe. Pesquisa Agropecuaria Brasileira, 2(20): 271-272.
- Mattes Fernández, H.; Fontana, V.; Alvarez Mansilla, H. & Soto, G. 2010. Primera cita de *Sphaeropsis sapinea* en *Pinus ponderosa* en Neuquén, Argentina. Quebracho, 18(1,2): 120-125.
- Medina, C.A. 1995. Hormigas depredadoras de huevos de salivazo de los pastos *Aeneolamia varia* (Hemiptera: Cercopidae) en pasturas de *Brachiaria*, en los llanos orientales de Colombia. Boletín del Museo de Entomología de la Universidad del Valle, 3(1): 1-13.
- Meiners, T.; Westerhaus, C.; & Hilker, M. 2000. Specificity of chemical cues used by a specialist egg parasitoid during host location. Entomologia Experimentalis et Applicata, 95: 151-159.
- Melichar, L. 1915. Neue Cercopidenarten. Verhandlungen der Kaiserlich-Königlichen Zoologisch-botanischen Gesellschaft in Wien. Wien, 65: 1-16.
- Mello, M. L.; Pimentel, E.R.; Yamada, A. T. & Storopoli-Neto, A. 1987. Composition and structure of the froth of the spittlebug, *Deois* sp. Insect Biochemistry, 17(3): 493-502.
- Mendes, A.C.; Botelho, P.S.M.; Macedo, N. & Silveira Neto, S. 1977. Behavior of the adults of the root froghopper, *Mahanarva fimbriolata* (Stål, 1854) (Hom., Cercopidae), according to climatic parameters. En: Sociedad Internacional de Tecnólogos Azucareros, 16, São Paulo. Proceedings São Paulo: ISSCT: 617-631.
- Mendonça, A.F. 2005. Cigarrinhas da cana-de-açúcar: Controle biológico. Maceió: Insecta, Brasil. 317 pp.
- Menezes, M. de; El-Kadi, M.K.; Pereira, J.M. & Ruiz, M.A.M. 1983. Bases para o controle integrado das cigarrinhas das pastagens na região sudeste da Bahia. Ilhéus, CEPLAC-CEPEC: 33 pp.
- Metcalf, Z.P. 1961. General Catalogue of the Homoptera. Fascicule VII. North Carolina State College, Raleigh (United States of America): 1-607.
- Metcalf Z. P. & Bruner, S.C. 1944. The Cercopidae of Cuba. Journal of the Elisha Mitchell Scientific Society 60: 109-128.
- Miñon, D.P. & Pérez, H. 1985. Boletín de Divulgación, INTA - EEA Santiago del Estero: 17.
- Monzón, A. 2001. Producción, uso y control de calidad de hongos entomopatógenos en Nicaragua. Avances en el fomento de productos fitosanitarios no-sintéticos. Manejo Integrado de Plagas, 63: 95-103.
- Moreira, C.A. 1925. cigarrinha vermelha da cana de assucar (*Tomaspsis liturata* Lep. & Serv.). Boletim do Instituto Biológico de Defesa Agrícola, 4: 1-23.
- Moreno Salguero, C.A.; Bustillo Pardey, A.E; López Núñez, J.C.; Castro Valderrama, U. & Ramírez Sánchez, G.D. 2012. Virulencia de nematodos entomopatógenos para el control del salivazo. Revista Colombiana de Entomología, 38 (2): 260-265.
- Myers, J.G. 1930. *Carabunia myersi*, Watrst. (Hym., Encyrtidae), a parasite of nymphal Froghoppers (Hom., Cercopidae). Bulletin of Entomological Research, 21 (3): 341-351.
- Nast, J. 1949. On some Neotropical Cercopinae with descriptionjs of two new species (Homoptera, Cercopidae). Annals and Magazine of Natural History. London, 12 - 2: 474-478.
- Nachappa, P. 2004. Biology and management of twolined spittlebug, *Prosapia bicincta* (Say) (Hemiptera: Cercopidae) in turfgrass. Tesis de Maestria. Universidad de Georgia. 126 pp.

- Nault, L.R. 1985. Evolutionary relationships between maize leafhoppers and their host plants. In: Nault, L.R. & Rodriguez, J.G. 1985. *The Leafhoppers and Planthoppers*. Wiley and Sons: 309-324.
- Nault, L.R. 1987. Origin and evolution of Auchenorrhyncha transmitted, plant infecting viruses. *Proceedings of the 2nd International Workshop on Leafhoppers and Planthoppers of Economic Importance* (ed. by M. R. Wilson and L. R. Nault): 131-149.
- Nilakhe, S.S. & Buainain, C.M. 1988. Observations on movement of spittlebug adults. *Pesquisa Agropecuária Brasileira, Brasília*, 23 - 2: 123-134.
- O'Brien, L.B. & Wilson, S.W. 1985. Planthopper systematics and external morphology. pp. 61-102 In: Nault, L.R. & Rodriguez, J.G. *The Leafhoppers and Planthoppers*, Wiley and Sons, New York.
- Oduor, G.I.; Moraes, G.J.; Van Der Geest, L.P.S. & Yaninek, J.S. 1996. Production and germination of primary conidia of *Neozygites floridana* (Zygomycetes: Entomophthorales) under constant temperatures, humidities, and photoperiods. *Journal of Invertebrate Pathology*, 68(3): 213-222.
- Oomen, P.A. 1975. A population study of the spittle bugs *Aeneolamia occidentalis* (Walk.) and *Prosapia simulans* (Walk.) (Homoptera: Cercopidae) in Mexican pangola pastures. *Zeitschrift für Angewandte Entomologie*, 79: 225-238.
- Paladini, A. 2007. Revisão taxonômica e análise cladística de *Kanaima* distant, 1909 (Hemiptera, Cercopidae, Ischnorhininae, Ischnorhinini). *Universidade Católica do Rio Grande do Sul*: 1-112.
- Paladini, A.; Carvalho, G.S. & Valério, J.R. 2008. Ultrastructure and Redescription of *Notozulia entreiriana* (Berg) (Hemiptera: Cercopidae). *Neotropical Entomology*, 37 - 5: 552-557.
- Paladini, A. & Carvalho, G.S. 2013. Descriptions of two new species of *Sphenorhina* (Hemiptera, Cercopidae, Tomaspidinae) from the neotropical región. *Revista Brasileira de Entomologia*, 57 (2): 165-168.
- Pass, B.C. & Reed, J.K. 1965. Biology and control of the spittlebug *Prosapia bicincta* in coastal Bermuda grass. *Journal of Economic Entomology*: 58: 275-278.
- Peck, D.C. 1996. The association of spittlebugs with grasslands: ecology of *Prosapia* (Homoptera: Cercopidae) in upland dairy pastures of Costa Rica. Ph.D. dissertation, Cornell University, Ithaca, NY.
- Peck, D. C. 1998. Natural history of the spittlebug *Prosapia nr. bicincta* (Homoptera : Cercopidae) in association with hairy pastures of Costa Rica. *Annals of the Entomological Society of America*, 91(4): 435-444.
- Peck, D.C. 2001. Diversidad y distribución geográfica del salivazo (Homoptera: Cercopidae) asociado con gramíneas en Colombia y Ecuador. *Revista Colombiana de Entomología*, 27: 129-136.
- Peck, D.C. 2000. Reflex bleeding in Froghoppers (Homoptera: Cercopidae): variation in behaviour and taxonomic distribution. *Annals of the Entomological Society of America*, 93: 1186-1194.
- Peck D.C. 2002. Distribución y reconocimiento del salivazo de los pastos (Homoptera: Cercopidae) en la Costa Caribe de Colombia. *Pasturas Tropicales*, 24(1): 1-15.
- Peck, D.C.; Castro, U.; López, F.; Morales, A. & Rodríguez, J. 2001. First records of the sugar cane forage grass pest, *Prosapia simulans* (Homoptera: Cercopidae), from South America. *Florida Entomologist*, 84: 402-409.
- Peck, D.C.; Pérez, A.M.; Medina, J.W.; Rojas, J. & Barríos, M. 2002. Fluctuación poblacional y enemigos naturales de *Aeneolamia reducta* en la Costa Caribe de Colombia. *Pasturas Tropical*, 24: 27-38.
- Peck, D.C.; Morales, A. & Castro, U. 2004. Alternative Methods for Rearing Grass-Feedings Spittlebugs (Hemiptera: Cercopidae). *Neotropical Entomology*, 33(3): 307-314.

- Pereira, M.F.A.; Borges, R.S.; Mendes, E.E.B.; Toscano, L.C. & De Moraes, R.F.O. 2011. Flutuacao populacionais de *Deois flavopicta* (Stal, 1854) em pastagem de *Brachiaria decumbens*. Boletín de Sanidad Vegetal Plagas, (37): 173-179.
- Pires, C.S.S.; Fontes, E.M.G.; Sujii, E.R.; Fernandes, H.M.C. & Gomes, D.F. 1993. Ocorrência de *Anagrus* sp. (Hymenoptera: Mymaridae) parasitando ovos de *Deois flavopicta* (Stål) (Homoptera: Cercopidae) em pastagens do Brasil Central. Anais do Sociedade Entomologica do Brazil, 22(2): 411-413.
- Pires, C.S.S.; Price, P.W.; Sujii, E.R. & Avelar, C. 2000. Feeding Behavior of the Spittlebug *Deois flavopicta* (Homoptera: Cercopidae) on Wild and Cultivated Host Plants. Environmental Entomology, 29(4):750-757.
- Poinar, J.G.O. 1975. Entomogenous nematodes. Leiden, E.J. Brill: 317 pp.
- Poinar, O.G. & Linares, B. 1985. *Hexameris dactylocercus* sp. n. (Mermithidae: Nematoda), a parasite of *Aeneolamia varia* (Cercopidae : Homoptera) in Venezuela. Revue Nématology, 8 (2): 109-111.
- Quartau, J.A. & Borges, P.A.V. 1997. On the color polymorphism of *Philaenus spumarius* (L.) (Homoptera, Cercopidae) in Portugal. Miscel lánia Zoológica 20.2: 19-30.
- Rabb, R.L. & Stinner, R.E. 1978. The role of insect dispersal and migration in population process. En: workshop radar: Insect population ecology and pest management, 1978, Virginia, EUA. Proceedings. Virginia : NASA, p.3-14. (NASA. Conference publication, 2070).
- Ramos, I.M. 1976. Biologia da cigarrinha-da-pastagem *Zulia entreiriana* (Berg, 1879) (Homoptera: Cercopidae). Piracicaba, ESALQ: 72 [Dissertação de Mestrado].
- Raven, J.A. 1983. Phytophages of xylem and phloem: a comparison of animal and plant sap-feeders. Advances in Ecological Research, 13: 135-234.
- Rabinovich, J.E. 1978. "Ecología de Poblaciones". Serie de Monografías Científicas. OEA (Organización de los Estados Americanos). Washington, USA. 114 páginas.
- R Development Core Team. 2015. R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. ISBN 3-900051-07-0, URL <http://www.R-project.org/>.
- Reis, P.R. 1978. Influência populacional das cigarrinhas das pastagens (Homoptera: Cercopidae) no Estado de Minas Gerais; identificação das espécies e área de distribuição. En: Congresso Latinoamericano de Entomologia, 3, Ilhéus. Resumos... Ilhéus: CEPLAC/CEPEC, 217-225.
- Remaudière, G. & Latgé, J.P. 1985. Importancia de los hongos patógenos de insectos (especialmente Aphididae y Cercopidae) en Méjico y perspectivas de uso. Boletín de Servicio sobre Plagas, 11: 217-225.
- Remes Lenicov, A.M.M.; Paradell, S. & Virla, E. 2005. "Homoptera, Auchenorrhyncha". en Cordo, H.; Logarzo, G.; Braun, K. & Di Dorío, O. (Directores). Catálogo de los insectos fitófagos de la Argentina y sus plantas asociadas. 1ra edición, Sociedad Entomológica Argentina, Buenos Aires, Argentina: 284 (Hom.: Cercopidae, Cicadellidae): 352-355.
- Rodríguez, J.; Peck, D.C. & Canal, N.A. 2002. Biología comparada de tres especies de salivazo de los pastos del género *Zulia* (Homóptera: Cercopidae). Revista Colombiana de Entomología, Bogotá, 28(1): 17-25.
- Ryoiti Sujii, E.; Garcia, M.A.; Gouveia Fontes, E.M. & O'Neil, R.J. 2004. *Pachycondyla obscuricornis* as natural enemy of the spittlebug *Deois flavopicta*. Pesquisa Agropecuaria Brasileira, Brasília, 39(6): 607-609.

- Sá, L.A.N. 1981. Cigarrinhas-das-pastagens (Homoptera: Cercopidae): distribuição geográfica e variabilidade genética. Mestrado em Ciências Biológicas, Universidade Estadual de Campinas, Campinas: 1-119.
- Sakakibara, A.M. 1972. Revisão do gênero *Lycoderes* Germar, 1835 (Homoptera, Membracidae). Boletim da Universidade Federal do Paraná, 5(2): 77-138.
- Sakakibara, A.M. 1979. Sobre algumas espécies brasileiras de *Deois* Fennah, 1948 (Homoptera, Cercopidae). Revista Brasileira de Biologia, 39(1): 9-30.
- Schmidt, E. 1920. Tribus Ischnorhinini, ein Beitrag zur Kenntnis der Cercopiden. Stettiner Entomologische Zeitung, 81: 65-96.
- Shcherbakov, D.E. 1996. Origin and evolution of the Auchenorrhyncha as shown by the fossil record // Schaefer C.W. (ed.). Studies on Hemipteran Phylogeny. Proceedings of Thomas Say Publications in Entomology, Entomological Society of America: 31-45.
- Shcherbakov, D.E. 2000. Permian faunas of Homoptera (Hemiptera) in relation to phytogeography and the Permo-Triassic crisis. Journal of Paleontology, 34/Suppl. 3:251-267.
- Silveira Neto, S.; Marchin, L.C. & Alves, S.B. 1992. Pragas das pastagens. In: Curso de entomologia aplicada à agricultura. Piracicaba: FEALQ: 335-353.
- Silveira Neto, S.; Carvalho, R.P.L. & Paranhos, S.B. 1968. Flutuação da população de pragas de cana-de-açúcar em Piracicaba. En: Reunion Anual de la Sociedad Entomologica de Brasil. Anais. Piracicaba. SEB: 26-27.
- Slobodkin, L.B. 1966. Crecimiento y regulación de las poblaciones animales. Manuales de EUDEBA. Editorial Universitaria de Buenos Aires: 257 pp.
- Snodgrass, R.E. 1935. Principles of insect Morphology. New York, McGraw-Hill, 667 pp.
- Snodgrass, R.E. 1947. The insect Cranium and "Epicraneal suture". Smithsonian Miscellaneous Collection, 107(7):1-52.
- Sotelo, G. & Cardona, C. 1992. Manejo integrado del salivazo de los pastos con énfasis en resistencia varietal. Entomólogos. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali; Colombia: 140-150.
- Souza, H.M.F. 1976. Algumas considerações sobre os dados climáticos e os surtos da cigarrinha-das-pastagens *Zulia entreriana* (Berg) e *Aeneolamia selecta* (Walker), no período de 1973 a 1975. Instituto Biológico da Bahia, (Boletim Técnico, 1): 116 pp.
- Stål C. 1866. Hemiptera Homoptera Latr. Hemiptera Africana, 4: 1-276.
- Soulier-Perkins, A. 2016. Cercopoidea Organised On Line (COOL) <http://hemiptera-databases.org/cool>.
- Sujii, E.R.; Garcia, M.A.; Fontes E.M.G. & Carvalho, V. 1995. Efeito da temperatura e umidade sobre o término da diapausa de ovos e densidade populacional da cigarrinha-das-pastagens, *Deois flavopicta* (Stal) (Homoptera: Cercopidae). Anais da Sociedade Entomológica do Brasil, 24(3): 465-478.
- Sujii, E.R.; Garcia, M.A.; Fontes, E.M.G.; Silva, S.M.B. & Meyer, J.F.C.A. 2001. Soil temperature and diapause maintenance in eggs of the spittlebug, *Deois flavopicta* (Hemiptera: Cercopidae). Brazilian Journal of Biology, 61(4): 605-613.
- Taliaferro, C.; Byers & Burton, G.W. 1967. Effects of spittlebug injury on root production and sod reserves of coastal Bermudagrass. Agronomy Journal, 59: 530-532.
- Taylor, L.H. 1918. The thoracic sclerites of Hemiptera and Heteroptera. Annals of the Entomological Society of America, 11(3):225-254.

- Thompson, V. 1994. Spittlebug indicators of nitrogenfixing plants. *Ecological Entomology*, 19:391-398.
- Thompson, V. 2004. Associative nitrogen fixation, C4 photosynthesis, and the evolution of spittlebugs (Hemiptera: Cercopidae) as major pests of Neotropical sugar cane and forage grasses. *Bulletin Entomological Research*, 94: 189-200.
- Toledo, A.V.; Marino de Remes Lenicov, A.M. & López Lastra, C.C. 2008. Host range findings on *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* (Ascomycota: Hypocreales) in Argentina. *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica*, 43 (3-4): 211-220.
- Torrent, M.; González, P.; Claudio, I. & Daniel, A. 1994. Chicharrita de los pastos Salivazo. Editorial MAGyRR, Córdoba: 10 pp.
- Torres, B.A. 1946. Homópteros (Auquenorrincos) Perjudiciales en nuestro país. Facultad de Agronomía, boletín 9: 18-23.
- Torres de Carvalho, L.W.; Forti Broglio-Micheletti, S.M.; Torres de Carvalho, L.H.; da Silva Dias, N. & Girón-Pérez, K. 2010. Incidencia de *Mahanarva fimbriolata* después de aplicaciones de *Metarhizium anisopliae* e imidacloprid en caña de azúcar. *Revista Caatinga*, Mossoró, 24(1): 20-26.
- Triapitsyn, S.V. 2002. Descriptive notes on a new and other little known species of *Anagrus* Haliday, 1833 (Hymenoptera: Mymaridae) from the New World tropics and subtropics. *Entomotropica*, 17: 213-223.
- Trudgill, D.L.; Honék, A.; Li, D. & Straalen, N.M. 2005. Thermal time: concepts and utility. *Annals of Applied Biology* 146: 1-14.
- Valério, J.R. 2009. Cigarrinhas-das-pastagens. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária Embrapa Gado de Corte, Ministério de Agricultura, Pecuária e Abastecimento: 50 pp.
- Valério, J.R. & Koller, W.W. 1982. Cigarrinhas das pastagens: inimigos naturais encontrados na região de Campo Grande, MS. Campo Grande: EMBRAPA, CNPAC, 3p. (Comunicado Técnico, 8).
- Valério, J.R. & Koller, W.W. 1992. Proposição para o manejo integrado das cigarrinha-das-pastagens. Campo Grande, EMBRAPA-CNPAC, (EMBRAPA-CNPAC, Documentos).
- Valério, J.R. & Nakano, O. 1987a. Dano causado por adultos da cigarrinha *Zulia entreriana* (Berg, 1879) (Homoptera: Cercopidae) na produção de raízes de *Brachiaria decumbens* STAPF. *Anais do Sociedade Entomologica do Brasil*, 16: 205-212.
- Valério, J.R. & Nakano, O. 1987b. Influência do adulto de *Zulia entreriana* (Berg, 1879) (Homoptera: Cercopidae) na digestibilidade "in vitro" de *Brachiaria decumbens*. *Anais do Sociedade Entomologica do Brasil*, 16(4): 341-350.
- Valério, J.R.; Wiendl, F.M. & Nakano, O. 1988. Injeção de secreções salivares pelo adulto da cigarrinha *Zulia entreriana* (Berg, 1879) (Homoptera, Cercopidae) em *Brachiaria decumbens*. *Revista Brasileira de Entomologia*, 32 (3/4): 487-491.
- Valério, J.R.; Cardona, C.; Peck, D.C. & Sotelo, G. 2001. Spittlebugs: Bioecology, host plant resistance and advances in IPM. XIX International Grassland Congress, Piracicaba, FEALQ: 217-221.
- Valério, J.R. & Oliveira, M.C. 2005. Parasitismo de Ovos de Cigarrinhas-das-Pastagens (Homoptera: Cercopidae) pelo Microhimenóptero *Anagrus urichi* Pickles (Hymenoptera : Mymaridae) na Região de Campo Grande , MS. *Neotropical Entomology*, 34(1):137-138.

- Vicente Chaves, V.; Vieira Pimentel, G.; Pabón Valverde, A.H.; Silva, L.A.; Pereira Barbosa, M.H. & Peternelli, L.A. 2014. Biology and Preferred Oviposition Site of the *Mahanarva indentata* Froghopper (Hemiptera: Cercopidae) on Sugarcane. *Florida Entomologist*, 97(1):73-79.
- Vignon, P. 1930. Introduction a la biologie expérimentale. Paris: Paul Lechevalier. Les instincts et l'organisme, 2: 88-188.
- Vinson, S.B. 1984. Parasitoid-host relationship. *Chemical Ecology of Insects* (ed. by W. J. Bell and R. T. Cardé), Chapman and Hall, New York: 205-233.
- Vizcarra Sanchez, J. 2004. Grave afección por muerte regresiva (die-back) en pinos subtropicales de Misiones, producida por *Sphaeropsis sapinea* (Fr.) Dyko y Sutton. En: *Plagas y enfermedades forestales en Misiones*. Universidad Nacional de Misiones. Misiones, Argentina: 178 pp.
- von Dohlen, C. & Moran, N. 1995. Molecular phylogeny of the Homoptera: a paraphyletic taxon. *Journal of Molecular Evolution*, 41: 211-223.
- Walker, F. 1851. List of the specimens of Homopterous insects in the collection of the British Museum. Parte III: 651-728.
- Walker, F. 1858a. *Insecta saundersiana: or characters of undescribed insects in the collection of William Wilson*, ESQ. London: 84-94.
- Walker, F. 1858b. List of the specimens of Homopterous insects in the collection of the British Museum. London, supplement: 170-191.
- Waloff, N. & Jervis, M.A. 1987. Communities of parasitoids associated with leafhoppers and planthoppers in Europe, in *Advances in Ecological Research* (A. Macfayden, and E. D. Ford, eds.). Academic Press Inc., London: 281-402.
- Waloff, N. & Thompson, P. 1980. Census data and analysis of populations of some leafhoppers (Auchenorrhyncha: Homoptera) of acidic grassland. *Journal of Animal Ecology*, 49: 395-416.
- Weber, H. 1930. *Biologie der Hemipteren. Eine Naturgeschichte der Schnabelkerfe*. Berlin, Springer Verlag, 543 p.
- Weaver, C.R. & King, D.R. 1954. Meadow Spittlebug. *Research Bulletin Ohio Agricultural Experimental Station*, 741: 1-100.
- Westwood, J.O. 1839. On the family Fulgoridae, with a monograph of the genus *Fulgora* of Linnaeus. *Trans. Linn. Soc. Lond.*, 18:133-238.
- Wheeler, W.C.; Schuh, R.T. & Bang, R. 1993. Cladistic congruence among higher groups of Heteroptera: congruence between morphological and molecular data sets. *Entomologica Scandinavica*, 24: 121-137.
- Whittaker, J.B. 1970. Cercopid spittle as a microhabitat. *Oikos*, 21: 59-64.
- Wiedijk, F. 1982. Variability in the occurrence of the sugar cane frog hopper, *Aeneolamia flavilatera* (Homoptera: Cercopidae), on sugar estates in Guyana and Surinam. *Mededelingen Landbouwhogeschool Wageningen* 7: 1-55.
- Wilson, R.M. & Weintraub, P.G. 2007. An introduction to Auchenorrhyncha phytoplasma vectors. *Bulletin of Insectology*, 60 (2):177-178.
- Withycombe, C.L. 1926. Studies on the aetiology of sugar cane frog hopper blight in Trinidad; 1: Introduction and general survey. *Annals of Applied Biology*, 13: 64-108.
- Wood, S. 2006. *Generalized additive models: an introduction with R*. CRC press.

- Wootton, R.J. & Betts, C.R. 1986. Homology and function in the wings of Heteroptera. *Systematic Entomology*, 11 (3): 389-400.
- Yu, Z.; Nordin, G.L.; Brown, G.C. & Jackson, D.M. 1995. Studies on *Pandora neoaphidis* (Entomophthorales: Entomophthoraceae) infectious to the red morph of tobacco aphid (Homoptera: Aphididae). *Environmental Entomology*, 24: 962-966.
- Zuur, A.F.; Leno, E.N.; Walker, N.J.; Saveliev, A.A. & Smith, G.M. 2009. Mixed effects models and extensions in ecology with R. Gail M, Krickeberg K, Samet JM, Tsiatis A, Wong W, editors. New York, NY: Spring Science and Business Media: 939 pp.