

## ECOLOGY, BEHAVIOR AND BIONOMICS

### Evaluación del Color y la Posición de Trampas en la Captura de Cicadélidos en *Gaultheria phillyreifolia* (Ericaceae) Afectadas por Fitoplasmas

NOLBERTO ARISMENDI<sup>1</sup>, ROBERTO CARRILLO<sup>1</sup>, NANCY ANDRADE<sup>1</sup>, RICARDO RIEGEL<sup>1</sup>, ELADIO ROJAS<sup>2</sup>

<sup>1</sup>Instituto de Producción y Sanidad Vegetal, Facultad de Ciencias Agrarias, Univ. Austral de Chile, Isla Teja s/n, Casilla 567, Valdivia, Chile; nl\_arismendi@yahoo.com

<sup>2</sup>Lab. de Entomología, Lab. Regional del Servicio Agrícola y Ganadero (SAG), Ruta Puerto Octay U-55-V, Osorno, Chile; eladio.rojas@sag.gob.cl

Edited by Angelo Pallini – UFV

*Neotropical Entomology* 38(6):754-761 (2009)

#### Evaluation of Trap Color and Position on the Capture of Cicadellids in *Gaultheria phillyreifolia* (Ericaceae) Affected by Phytoplasmas

**ABSTRACT** - Color sticky traps are one of the main alternatives to collect insect vectors, as they are easy to handle and are inexpensive. We aimed to compare the effect of color and height of the traps on the attractiveness to potential cicadellids vectors of plant pathogens. Yellow and green colored stick traps were placed at two different heights in plant of *Gaultheria phillyreifolia*. Seventeen leafhopper species were identified, with *Ribautiana tenerrima* Herrich-Shäffer (49%), *Carelmapu ramosi* Linnavuori & DeLong (33%), *Carelmapu aurionitens* Linnavuori (5%) and *Atanus* sp. (6%) being the most common. All these species were significantly attracted by yellow sticky traps. *Ribautiana tenerrima* was the only species affected by the height of the sticky traps. However, this was also dependent on the sampling season. The phytoplasma vector candidate, *C. ramosi*, showed two population peaks in early and late summer, which may indicate two different generations. Males of this species were more abundant than females on sticky traps, but were both similarly attracted to yellow sticky traps. No differences were detected in the capture efficiency of both sexes at any height of the traps. The high proportion of *C. ramosi* captured suggests that the yellow sticky traps can be an important element for monitoring this species.

**KEY WORDS:** Leafhopper, *Carelmapu ramosi*, yellows sticky trap, native shrub

**RESUMEN** - Las trampas pegajosas de colores son una de las principales alternativas en la captura de insectos vectores, debido a su bajo costo y su fácil implementación. El objetivo fue comparar las preferencias a los colores y la altura de colocación de trampas para los posibles cicadélidos vectores de fitopatógenos. Trampas pegajosas amarillas y verdes fueron colocadas en plantas de *Gaultheria phillyreifolia* a dos distintas alturas. Se diferenciaron 17 especies de cicadélidos, siendo *Ribautiana tenerrima* Herrich-Shäffer (49%), *Carelmapu ramosi* Linnavuori & DeLong, *Carelmapu aureonitens* Linnavuori (33 y 5%), *Atanus* sp. (6%) las especies más comunes. Todas estas especies se vieron significativamente atraídas por trampas de color amarillo. *Ribautiana tenerrima* fue la única especie afectada por la altura de las trampas pegajosas, aunque este efecto fue influenciado por la temporada de colecta. La especie candidato a vector, *C. ramosi*, presentó dos curvas de crecimiento al inicio y finales del verano, lo cual puede representar la emergencia de dos generaciones distintas. Machos de esta especie fueron más abundantes que las hembras en las trampas pegajosas, pero ambos con una similar preferencia hacia el color amarillo. Además, no se detectaron diferencias en la posición de las trampas en la captura de ambos sexos. La alta proporción capturada de *C. ramosi*, sugiere que trampas de color amarillo pueden ser un elemento importante en el monitoreo de esta especie.

**PALABRAS CLAVES:** Chicharrita, *Carelmapu ramosi*, trampa pegajosa amarilla, arbusto nativo

Los Auchenorrhyncha son considerados el grupo con el mayor número de especies vectores de fitoplasmas, debido a que poseen ciertas características que los hacen ser insectos muy eficientes como vectores, por ejemplo; estos insectos son hemimetábolos, por lo que ninfas y adultos se alimentan de manera similar en un mismo tipo de tejido y a menudo, tanto inmaduros y adultos pueden transmitir fitoplasmas. Además, tienen una relación persistente y propagativa con éstos, los cuales pueden ser transmitidos a la descendencia a través de una transmisión transovarial (Weintraub & Beanland 2006). Los fitoplasmas han sido asociados con enfermedades en cientos de especies de plantas, siendo las especies de la familia Cicadellidae los principales transmisores fitoplasmáticos (Lee *et al* 2000, Weintraub & Beanland 2006, Wilson & Weintraub 2007), además de algunas especies de Cixiidae, Cercopidae, Psyllidae y Fulgoridae (Hill & Sinclair 2000, Weintraub & Beanland 2006, Wilson & Weintraub 2007).

En Chile, fueron reportados algunos cicadélidos como vectores de fitoplasmas, son los casos de *Paratanus exitiosus* Beamer, un vector de la marchitez amarilla en remolacha (*Beta vulgaris*) (Hepp & Vargas 2002), de *Carelmapu aureonitens* Linnavuori & DeLong y *Carelmapu ramosi* Linnavuori, relacionados como vectores de la enfermedad “escoba de bruja” en murta (*Ugni molinae*) (Miño 2003). También se han asociados individuos de los género *Macrostes* y *Exitianus* como vectores de enfermedades fitoplasmáticas en vides (Zamorano *et al* no publ.).

Trabajos recientes han demostrado que la enfermedad de escoba de bruja en el arbusto nativo silvestre (*Gaultheria phillyreifolia*) (chaura común) esta asociada a un fitoplasma del grupo “Ash Yellows” (16SrVII) (Arismendi 2009). Si bien el daño que provoca esta enfermedad es considerable, el efecto mayor que se teme es que la chaura se convierta en una fuente importante de reservorio fitoplasmático para otros cultivos de importancia económica y de gran potencial agrícola como lo es la murta. Se ha visto que la incidencia de la enfermedad escoba de bruja en plantas de murta puede llegar cercano al 90% en algunos sectores del sur de Chile (Villagra 2001).

Análisis de PCR y secuenciación de ADN en diferentes especies de cicadélidos capturadas en trampas pegajosas, permitió establecer que de éstas, sólo la especie *C. ramosi* fue asociado como vector del fitoplasma de la escoba de bruja en *G. phillyreifolia* (Arismendi 2009). Siendo ésta una enfermedad de reciente descubrimiento, de la que poco se conoce de su epidemiología y de sus vectores. En estos casos, uno de los primeros pasos sugeridos es identificar las especies de insectos que están relacionadas con la enfermedad (Weintraub & Beanland 2006), lo que conlleva a utilizar métodos precisos y eficientes. Para ello, existen varios métodos de monitoreo y de captura, siendo las trampas pegajosas de colores una de las principales alternativas (Meyerdirk & Oldfield 1985, Todd *et al* 1990a, Harman *et al* 2007). Esta metodología, se basa en la respuesta discriminativa de los hemípteros a los colores, siendo los colores verdes y amarillos los más atractivos para estos insectos (Todd *et al* 1990a, Mensah 1996, Harman *et al* 2007). Sin embargo, algunos estudios han demostrado que algunas especies de cicadélidos responden mejor a otros colores (Lessio & Alma 2004a) o simplemente no responden

al amarillo, lo que se asocia a especies de vuelos crepusculares, cuando la visión deja de ser importante (Purcell & Elkington 1980).

La longitud de onda del espectro visible reflejada por un objeto es uno de los factores que influye en la percepción de los patrones visuales de los insectos, determinando en parte, como éstos son atraídos hacia sus plantas hospederas (Larraín *et al* 2006). El hecho que la mayoría de las plantas tienen una coloración verdosa con un amplio espectro de reflectancia de 500-580 nm podría hacer pensar que este sería el color más atractivo. Sin embargo, pareciera que para cicadélidos, los colores amarillentos son muchos más atrayentes que las coloraciones verdosas (Meyerdirk & Oldfield 1985, Todd *et al* 1990a, Mensah 1996). Además del color, la atracción puede estar directamente relacionado con el patrón espacial de las plantas hospederas o el movimiento del o los vector (es) dentro un área o cultivo (Power 1992, Ishii-Eiteman & Power 1997, Orenstein *et al* 2003), por lo que la posición y la altura de colocación de estas trampas en las plantas, pueden tener efectos significativos en la cantidad de especímenes que se pueden capturar (Meyerdirk & Oldfield 1985, Van Steenwyk *et al* 1990, Mensah 1996, Atakan & Canhilal 2004), siendo elementos relevantes en dar algunas respuestas al comportamiento de los posibles vectores de una enfermedad (Lessio & Alma 2004a).

Los objetivos de este trabajo fueron comparar la atracción de dos colores y la posición de trampas pegajosas sobre especies de cicadélidos presentes en áreas con *G. phillyreifolia* en dos temporadas, además de la fluctuación poblacional y relación sexual de *C. ramosi*.

## Material y Métodos

El estudio se realizó en un terreno de no más de 1% de pendiente con arbustos de *G. phillyreifolia* que crecen en forma natural en un ecotono pradera-bosque en la localidad “camino Curiñanco” (39°49' S; 73°16' O), cercana a la ciudad de Valdivia, Región de los Ríos. Los ensayos se realizaron en dos temporadas, en los meses de enero a abril del 2006 y 2007.

Se utilizaron dos colores como atrayentes (amarillo 2.5Y8.5/10 y verde 2.5G8/6; escala de Munsell) en las trampas de intercepción. Las trampas se construyeron de cartulinas (4 mm de grosor) de una dimensión 14 x 9 cm. En ambas caras de cada trampa se cubrieron con una capa fina de pegamento (Stikem (MR), Seabright Laboratories, USA). Por la altura irregular de las plantas (100 a 130 cm), no se fijó una altura específica de las trampas desde el suelo, sino que fueron colocadas en el segundo tercio de la planta a una distancia vertical de 30 cm entre trampas del estrato superior (“posición alta”) e inferior (“posición baja”) para homogenizar la distribución de éstas en cada arbusto. Las 44 trampas se colgaron en cada planta de *G. phillyreifolia* en la parte exterior e interior de éstas, siendo 22 (11 amarillas y 11 verdes) en una posición alta y las otras 22 en una posición baja. Los arbustos que cumplían con la altura deseada (> 90 cm) pero no con ancho (< 100 cm) se colocaban dos trampas (una verde y una amarilla) y en los arbustos > 100 cm de ancho se colocaban cuatro trampas (dos verdes y dos amarillas) a una distancia de 75-100

Cm de separación horizontal. Se realizaron recambios de trampas semanalmente y recuentos de todos los cicadélidos capturados en ese periodo. La remoción de los cicadélidos capturados se realizó con n-hexano (Merck, Alemania), seguido de un lavado y almacenado en etanol al 70%. La identificación de las especies de los cicadélidos se realizó con las claves de Linnavouri y DeLong (1977) y Lehr (1988), además de la preparación y comparación de genitales en el Laboratorio Regional del Servicio Agrícola y Ganadero (SAG), Osorno, Chile.

El experimento tuvo un diseño experimental de bloques completamente al azar con 11 repeticiones por cada tratamiento. Se utilizaron seis tratamientos correspondientes a la combinación de dos colores por dos alturas (posición) de las trampas en las dos temporadas. Para el análisis estadístico se realizó un análisis de varianza ( $P \leq 0.05$ ), sólo considerando a las especies con mayor frecuencia de captura, en donde los resultados fueron analizados en ANOVA multifactorial usando como factor 1 el color de las trampas en sus dos niveles (amarillo y verde), el factor 2 fue la posición (altura) de las trampas en sus dos niveles (alto y bajo) y factor 3 la temporada de colecta (2006 y 2007), además de las interacciones que pudieran existir entre estos tres factores. Para la especie *C. ramosi*, los adultos fueron sexados para determinar, mediante t-test ( $P \leq 0.05$ ), el número de machos y hembras en las trampas pegajosas. Además, para determinar la fluctuación poblacional (ANOVA medidas repetidas) de los adultos de esta especie en las dos temporadas de colecta, los datos se ajustaron a una curva polinómica y se correlacionaron las temperaturas medias semanales con cantidad de individuos capturados por trampa por semana en esos periodos. Para homogenizar las varianzas, los datos se transformaron a  $\sqrt{(0,5+X)}$  y se realizó una separación de medias por diferencia mínima significativa (LSD) mediante el programa Statgraphics Plus 5.1 (Statistical Graphics Corp., USA).

## Resultados y Discusión

Color y posición de las trampas en la incidencia de especies capturadas. Se logró diferenciar 17 especies de cicadélidos en las trampas, de las cuales *Ribautiana tenerrima* Herrich-Shäffer, *C. ramosi*, *C. aureonitens* y *Atanus* sp. fueron las que presentaron la mayor frecuencia de captura con más del 92% del total (trampas amarillas más verdes). Siendo *R. tenerrima* y *C. ramosi* las que presentaron los mayores porcentajes de captura por trampa por semana (49 y 33%, respectivamente). Con menores porcentajes de captura se presentaron *Atanus* sp. (6%), *C. aureonitens* (5%), además de las otras 13 especies restantes no identificadas, pero separadas sólo morfológicamente (8%). Las especies capturadas son muy frecuentes en esta zona, las cuales han sido reportadas desde la zona central (32°50'S; 71°10'O) hasta el sur de Chile (45°30'S; 72°00'O) (Linnavouri & DeLong 1977, Artigas 1994).

Para medir el efecto del color y la altura de las trampas, sólo se consideraron las especies con mayor porcentaje de captura (*R. tenerrima*, *C. ramosi*, *C. aureonitens* y *Atanus* sp.); obteniendo como respuesta que las trampas de color amarillo capturaron significativamente ( $P \leq 0,05$ ) un mayor número de cicadélidos que las trampas de color verde (Tabla 1). Siendo la especie *R. tenerrima* la que presentó la mayor frecuencia de captura (26 especímenes por trampa por semana) para trampas de color amarillo en relación a las trampas de color verde (7,1 especímenes por trampa por semana), seguido de las especies *C. ramosi*, *Atanus* sp. y *C. aureonitens* (Tabla 1).

Estos resultados concuerdan con otros trabajos realizados, donde las trampas de tonalidades amarillas han sido mucho más eficientes en la captura o atracción de cicadélidos que trampas de otras tonalidades (Meyerdirk & Oldfield 1985, Todd et al 1990a, b, Mensah 1996, Hoback et al 1999), factor

Tabla 1 Respuestas de cuatro especies de cicadélidos a trampas pegajosas de dos colores dispuestas a dos alturas en arbustos de *Gaultheria phillyreifolia* en dos temporadas.

Tratamientos	Media ( $\pm$ SE) de adultos por trampa por semana			
	<i>R. tenerrima</i>	<i>Atanus</i> sp.	<i>C. aureonitens</i>	<i>C. ramosi</i>
Color				
Amarillo	26,0 $\pm$ 4,10 a	3,4 $\pm$ 0,52 a	2,6 $\pm$ 0,38 a	15,2 $\pm$ 1,42 a
Verde	7,1 $\pm$ 1,10 b	0,9 $\pm$ 0,16 b	0,6 $\pm$ 0,13 b	5,4 $\pm$ 0,76 b
Posición (altura)				
Alta	9,5 $\pm$ 1,48 a	1,9 $\pm$ 0,32 a	1,7 $\pm$ 0,30 a	11,5 $\pm$ 1,44 a
Baja	23,6 $\pm$ 4,19 b	2,4 $\pm$ 0,51 a	1,5 $\pm$ 0,34 a	9,1 $\pm$ 1,26 a
Temporada				
2006	19,0 $\pm$ 4,24 a	2,6 $\pm$ 0,52 a	1,9 $\pm$ 0,37 a	9,8 $\pm$ 1,49 a
2007	15,2 $\pm$ 2,29 a	1,7 $\pm$ 0,29 a	1,4 $\pm$ 0,27 a	10,8 $\pm$ 1,21 a
ANOVA $F_{1,80}$ ( $P \leq 0,05$ )				
Color	38,75 (< 0,0001)	22,45 (< 0,0001)	27,23 (< 0,0001)	44,24 (< 0,0001)
Posición	19,90 (< 0,0001)	0,55 (0,4585)	0,81 (0,3702)	2,21 (0,1412)
Temporada	0,04 (0,8382)	1,89 (0,1726)	1,24 (0,2694)	2,05 (0,1558)

Letras diferentes para cada columna indican diferencias estadísticamente significativas (LSD;  $P \leq 0,05$ ).

que puede estar directamente relacionado con la longitud de onda reflejada entre los 500-600 nm, siendo la longitud de onda en la cual el pico de reflectancia en la plantas suele ocurrir. Aparentemente, los cicadélidos pueden aceptar o discriminar (< 500 nm y > 580 nm) longitudes de onda y por lo tanto, detectar características similares a follaje en algunos colores (Prokopy & Owens 1983, Mensah 1996). El color amarillo representa hojas muy brillantes que refleja esas ondas de energía, actuando como un estímulo supernormal (Prokopy & Owens 1983) o puede representar un comportamiento adaptativo que ayuda al insecto en la búsqueda de hojas nuevas o en desarrollo, las cuales, aún no poseen todas las defensas fisiológicas (Kursar & Coley 2003). Pero también, la preferencia al color amarillo puede estar directamente relacionada con los problemas de clorosis en los tejidos enfermos, lo cual puede favorecer aquellas especies vectores de enfermedades (Weintraub & Beanland 2006).

Las trampas colocadas en la parte inferior atrajeron más individuos de *R. tenerrima* que trampas colocadas en parte superior (Tabla 1), pero este efecto está influenciado significativamente ( $F_{1,80} = 10,51$ ;  $P = 0,0017$ ) por las temporadas de colecta. Este efecto no se encontró en las otras tres especies y tampoco hubo interacción entre la posición y color de las trampas en dos periodos de evaluación. *Ribautiana tenerrima* es un cicadélido que generalmente frecuente algunas especies del género *Rubus*, siendo uno de sus principales hospederos (Carrillo *et al* 1997, Charles 2005). En observaciones de campo, *G. phillyreifolia* crece conjuntamente con diferentes especies arbustivas y malezas, siendo la "murra o zarzamora" (*Rubus constrictus*) una de las especies más comunes. Muchos tallos (con hojas) de esta planta crecen en forma rastrera, lo cual puede condicionar el vuelo de *R. tenerrima* y por ende, influenciar la abundancia de esta especie en las trampas que están en menor altura, la cual podría variar por temporada, situación que ha ocurrido en este trabajo. Por otra parte, *G. phillyreifolia*, puede ser considerada una planta no hospedera en la cual *R. tenerrima* sólo puede aterrizar y no necesariamente alimentarse.

En general, *G. phillyreifolia* en el área de estudio no supera en promedio 1,3 m de altura y por lo tanto, al ser un arbusto relativamente bajo, es posible que *C. ramosi*, *C. aureonitens* y *Atanus* sp. no tengan un patrón de vuelo definido en la planta. Si bien se han reportado diferencias en la captura de cicadélidos al variar la altura de las trampas en 30 cm (Meyerdirk & Oldfield 1985), lo cual se asemeja a lo ocurrido con *R. tenerrima*, las respuestas a la altura de las trampas de colores están directamente asociados con las especies, las plantas hospederas (Meyerdirk & Oldfield 1985, Mensah 1996, Atakan & Canhilal 2004, Van Steenwyk *et al* 2004) y muchas veces, por la época de colecta, como ocurrió en este caso.

**Captura de adultos de *C. ramosi* por trampas amarillas con pegamento.** Un análisis de PCR y secuenciación de ADN, en individuos de *R. tenerrima*, *C. aureonitens*, *C. ramosi*, *Atanus* y otras tres especies de cicadélidos no identificadas, permitió establecer que de éstas, sólo la especie *C. ramosi* fue asociada como vector, ya que se determinó la presencia del fitoplasma Ash Yellows en sus tejidos, el mismo fitoplasma

identificado en el arbusto *G. phillyreifolia* con síntomas de la enfermedad escoba de bruja (Arismendi 2009). La transmisión de patógenos por insectos depende, en parte, de la abundancia del (o los) vector (es) y su movimiento entre las plantas (Oreinstein *et al* 2003), situación que se asemeja a *C. ramosi*, especie que presentó una de las mayores tasas de captura (Tabla 1).

El ajuste de los datos de capturas de ambas temporadas en una curva polinómica ( $R^2 = 0,70$  y  $R^2 = 0,76$ ) indica que la población de *C. ramosi* presenta dos picos de captura. La fluctuación población en el tiempo fue diferente ( $P \leq 0,05$ ) (al menos en dos capturas) tanto en la primera temporada de captura (2006) ( $F_{10,200} = 4,90$ ;  $P < 0,0001$ ), como en la segunda temporada (2007) ( $F_{11,220} = 6,40$ ;  $P < 0,0001$ ), comparado con el resto de las capturas realizadas en los otros meses (Fig 1a y 1b). Este tipo de comportamiento puede deberse a algún efecto medioambiental (Gingery *et al* 2004). Se ha demostrado que la actividad reproductiva, desarrollo y de vuelo de algunas especies de cicadélidos están fuertemente relacionadas con las condiciones ambientales (por ejemplo; la temperatura o el viento) (Hosking & Danthanarayana 1988, Raupach *et al* 2002, Lessio & Alma 2004b, Narhardiyati & Bailey 2005). Pero también, el comportamiento de *C. ramosi* en estos periodos de colecta puede estar influenciado por otros factores, ya que las curvas poblacionales se construyeron en base a los datos de captura de adultos

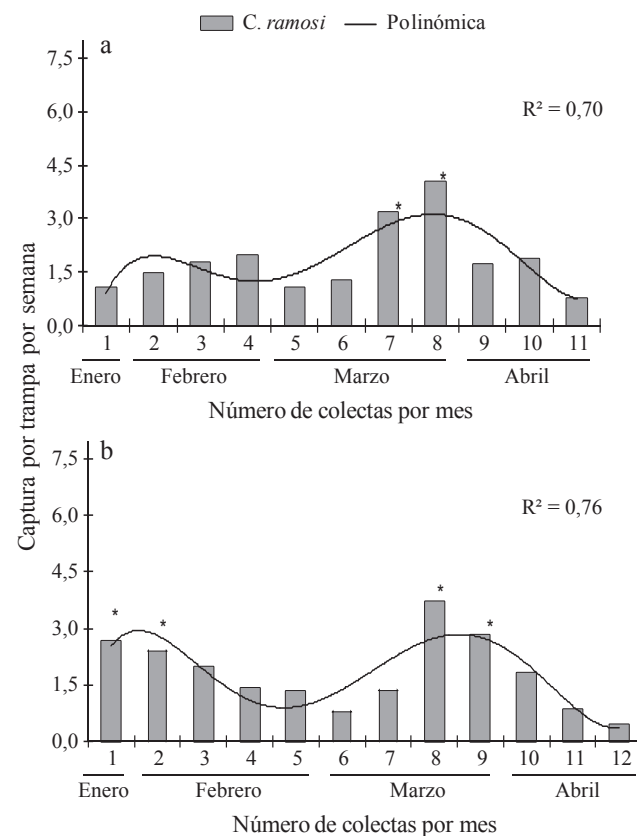


Fig 1 Fluctuación poblacional de adultos de *Carelmapu ramosi* durante enero-abril en las temporadas 2006 (a) y 2007 (b).

\*Estadísticamente diferente de las demás colectas (LSD;  $P \leq 0,05$ ).

alados. Es altamente probable que las curvas de crecimiento poblacional observadas en los primeros meses del verano y finales de éste, pueden estar influenciada por un cambio generacional; por lo tanto, existe la posibilidad de que el primer incremento de individuos ocurridos en enero (Figs 1a, b), corresponda a la primera generación de adultos de *C. ramosi*, ocurriendo la segunda a finales de marzo (inicio de otoño); teniendo por ello un comportamiento similar en las dos temporadas de colecta.

Algunos cicadélidos desde que emergen del huevo hasta llegar al estado adulto se pueden demorar alrededor de 30-35 días (Carrillo *et al* 1997, Raupach *et al* 2002, Narhardiyati & Bailey 2005); por lo tanto, el desfase entre la primera y la segunda generación va a ocurrir a mediados del verano (febrero) en donde la mayor cantidad de *C. ramosi* va a estar en estado ninfal, estado en el cual no son capturados por el tipo de trampas utilizadas. Trabajos en *R. tenerrima* y en *Balclutha incisa* (Matsumura) (Carrillo *et al* 1997, Narhardiyati & Bailey 2005) han demostrado que la presencia de adultos de estos cicadélidos aumentan a finales de primavera e inicio de verano para la primera generación y finales del verano e inicio de otoño para la segunda generación, por lo que es posible que *C. ramosi* tenga el mismo comportamiento bivoltino en el sur de Chile.

Por otra parte, *C. ramosi* presentó en promedio, una mayor frecuencia de captura de machos (7,2 especímenes por trampa por semana) duplicando significativamente ( $P \leq 0,05$ ) a las hembras (3,1 especímenes por trampa por semana) en las dos temporadas (Tabla 2). Capturas diferenciales de trampas de pegamento dependiendo del sexo han sido demostradas en cicadélidos (Meyerdirk &

Oilfield 1985, Kersting & Baspinar 1995, Kersting *et al.* 1997) y en otros hemípteros (Horton 1994). Sin embargo, este efecto no se reflejó en la posición de las trampas (alta y baja), no siendo significativamente diferente entre machos y hembras (Tabla 2).

Esta mayor presencia de machos puede solo estar reflejando una distinta capacidad de las trampas pegajosas para capturar individuos de distinto sexo de una misma especie (Kersting *et al* 1997) o bien, a que la relación de sexos favorezca a los machos, principalmente en periodos de verano y otoño (Castle *et al* 2005), en donde los machos presentan mayor actividad entre plantas en su proceso de búsqueda de hembras para copular, siendo estas últimas, más sedentarias (Teraguchi 1986, Lopes *et al* 1995, Weintraub & Beanland 2006). Además, la actividad sexual de muchos cicadélidos gravita de acuerdo a las temperaturas mínimas y máximas diarias (Lessio & Alma 2004b, Narhardiyati & Bailey 2005). Es así que el mayor número de adultos de *C. ramosi* capturados ocurrió entre 15°C y 30°C (Fig 2a, b), temperaturas que también han sido reportadas para otras especies de cicadélidos (Hosking & Danthararayana 1988, Raupach *et al* 2002, Narhardiyati & Bailey 2005). Sin embargo, la cantidad de machos de *C. ramosi* en las trampas sólo serían influenciados por la temperatura en un 13% ( $R^2 = 0,13$ ) (Fig 2b), por lo que otros factores ajenos a esta condición podría estar participando en el comportamiento de estos individuos.

Por otra parte, el sexo de los cicadélidos puede influenciar en la dinámica de la adquisición y transmisión de enfermedades fitoplasmáticas (Hunt *et al* 1993, Beanland *et al* 2005, Weintraub & Beanland 2006). En otras especies

Tabla 2 Razón sexual de *Caremapu ramosi* en trampas pegajosas de distintos colores dispuestas a diferentes alturas en dos temporadas de colecta.

Tratamientos	Media ( $\pm$ SE) por trampa por semana		Diferencia
	Macho	Hembra	
<b>Color</b>			
Amarillo	9,9 $\pm$ 1,16 a	5,36 $\pm$ 0,63 a	--
Verde	4,6 $\pm$ 0,78 b	0,84 $\pm$ 0,16 b	--
<b>Posición (altura)</b>			
Alta	8,0 $\pm$ 1,15 a	3,45 $\pm$ 0,64 a	--
Baja	6,4 $\pm$ 0,95 a	2,75 $\pm$ 0,49 a	--
<b>Temporada</b>			
2006	6,7 $\pm$ 1,18 a	2,93 $\pm$ 0,61 a	--
2007	7,6 $\pm$ 0,92 a	3,27 $\pm$ 0,53 a	--
Relación	7,2 $\pm$ 1,49 a	3,10 $\pm$ 0,80 b	4,11 $\pm$ 1,68
t ( $P \leq 0,05$ )			4,84 (< 0,0001)
<b>ANOVA <math>F_{1,80}</math> (<math>P \leq 0,05</math>)</b>			
Color	17,16 (0,0001)	64,50 (< 0,0001)	
Posición	1,07 (0,3038)	1,17 (0,2827)	
Temporada	1,46 (0,2388)	1,05 (0,3095)	

Letras diferentes para cada columna indican diferencias estadísticamente significativas (LSD;  $P \leq 0,05$ ).

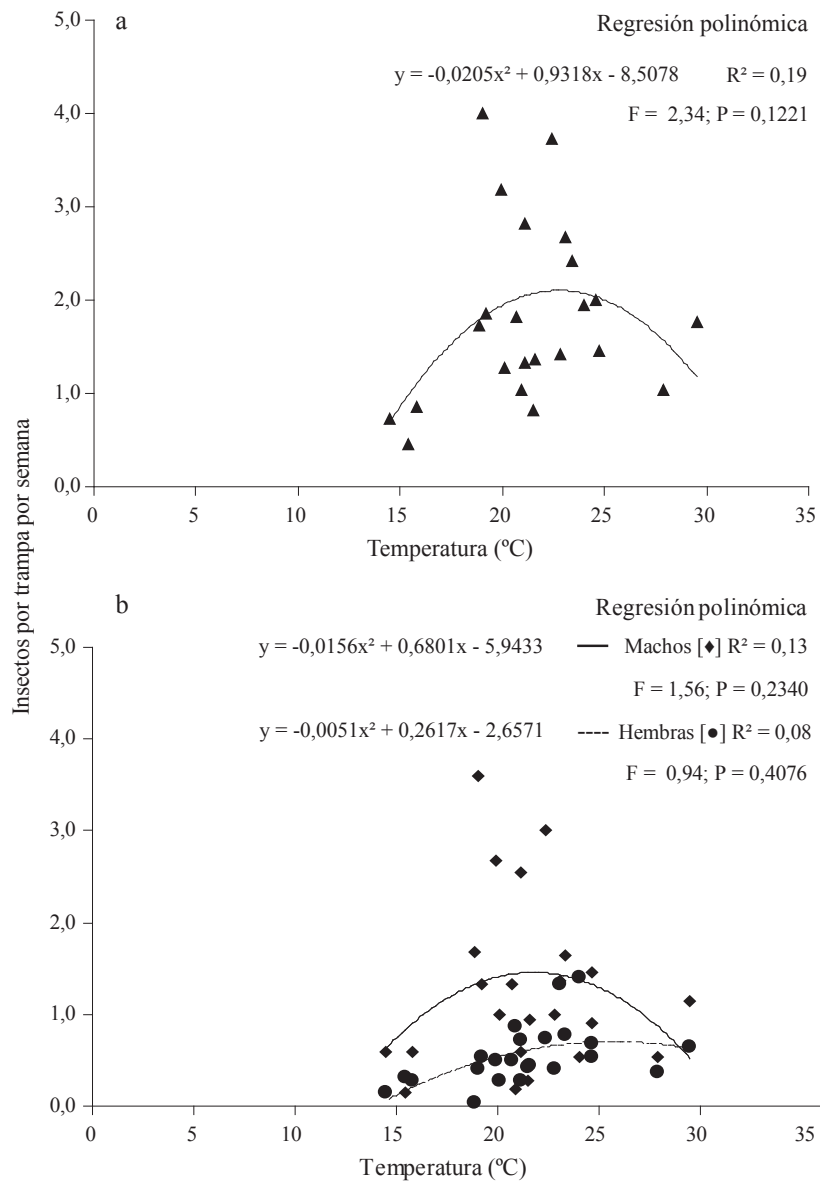


Fig 2 Incidencia de adultos de *Carelmapu ramosi* total (a) y por sexo (b) en relación a la temperatura.

se ha reportado que las hembras son más eficientes en la transmisión de fitoplasmas que los machos (Beanland *et al* 1999, Lessio & Alma 2004a), pero en una misma proporción, más machos son infectados que hembras (Beanland *et al* 2005). Igualmente, los machos se infectan más rápidamente con fitoplasmas y mantienen altas concentraciones en glándulas salivales comparados con las hembras (Lefol *et al* 1994). Adultos de *C. ramosi* pueden tener este tipo de comportamiento y favorecer la dispersión del fitoplasma presente en *G. phyllireifolia*, por lo que conociendo la dinámica de la distribución en las plantas hospederas y los patrones de dispersión de este cicadélido se podrá relacionar, en parte, la incidencia de la enfermedad escoba de bruja en *G. phyllireifolia* y en otras especies vegetales. Así mismo, la alta proporción capturada de *C. ramosi*, sugiere que trampas de pegamentos de este color amarillo pueden ser una herramienta útil en el monitoreo de esta especie.

## Agradecimientos

Esta investigación fue financiada por el Proyecto DID S-20066 de la Universidad Austral de Chile. También se agradece al editor y a los revisores anónimos por sus sugerencias constructivas en este trabajo.

## Referencias

- Arismendi N (2009) Identificación de un fitoplasma como agente causal de la escoba de bruja en chaura (*Gaulthria phyllireifolia* (Pers.) Sleumer) y su presencia en cicadélidos nativos. Tesis de magister en ciencias vegetales. Valdivia, Universidad Austral de Chile, 103p.
- Artigas J (1994) Entomología económica. Insectos de interés agrícola, forestal, medico y veterinario. Vol. 1. Concepción,

- Ediciones Universidad de Concepción, 1126p.
- Atakan E, Canhilar R (2004) Evaluation of yellow sticky traps at various heights for monitoring cotton insect pests. *J Agric Urban Entomol* 21: 15-24.
- Beanland L, Hoy C W, Miller S A, Nault, LR (1999) Leafhopper (Homoptera: Cicadellidae) transmission of Aster Yellows phytoplasma: Does gender matter? *Environ Entomol* 28: 1101-1106.
- Beanland L, Madden L V, Hoy CW, Miller S A, Nault L R (2005) Temporal distribution of the aster leafhopper sex ratios and spatial pattern of Aster Yellows phytoplasma disease in lettuce. *Ann Entomol Soc Am* 98: 756-762.
- Carrillo R, Neira M, Ríos L, Cifuentes C (1997) Ciclo anual de *Ribautiana tenerrima* (Herrich-Shaffer, 1834) (Homoptera: Cicadellidae) en el sur de Chile. *Acta Entomol Chil* 21: 35-38.
- Castle S J, Naranjo S E, Bi J L, Byrne F J, Toscano N C (2005) Phenology and demography of *Homalodisca coagulata* (Homoptera: Cicadellidae) in southern California citrus and implications for management. *Bull Entomol Res* 95: 621-634.
- Charles J G (2005) Leafhopper insecticide resistance management strategy. p.120-125. In Martin N A, Beresford R M, Harrington K C (eds) *Pesticide resistance: prevention and management strategies*. Hastings, The New Zealand Plant Protection Society, 166p.
- Gingery R E, Anderson R J, Redinbaugh M G (2004) Effect of environmental conditions and leafhopper gender on maize chlorotic dwarf virus transmission by *Graminella nigrifrons* (Homoptera: Cicadellidae). *J Econ Entomol* 97: 768-773.
- Harman J A, Mao C X, Morse J G (2007) Selection of colour of sticky trap for monitoring adult bean thrips, *Caliothrips fasciatus* (Thysanoptera: Thripidae). *Pest Manag Sci* 63: 210-216.
- Hepp R, Vargas M (2001) Detección por PCR del agente causal de la marchites amarilla de la remolacha en cicadélidos (Homoptera: Cicadellidae) asociados al cultivo de la remolacha. Resumen en XI Congreso Nacional de Fitopatología, Santa Cruz, Chile. *Fitopatología* 37: 67-108.
- Hill G T, Sinclair W A (2000) Taxa of leafhoppers carrying phytoplasmas at sites of ash yellows occurrence in New York State. *Plant Dis* 84: 134-138.
- Hoback W W, Svatos T M, Sponer S M, Higley L G (1999) Trap color and placement affects estimates of insect family-level abundance and diversity in a Nebraska salt marsh. *Entomol Exp Appl* 91: 393-402.
- Horton D R (1994) Relationship among sampling methods in density estimates of pear psylla (Homoptera: Psyllidae): implications of sex reproductive maturity, and sampling location. *Ann Entomol Soc Am* 87: 583-591.
- Hosking J R, Danthanarayana W (1988) Low level flight activity of *Nesoclutha pallida* (Evans), *Orosius argentatus* (Evans) and *Zygina zealandica* (Myers) (Homoptera: Cicadellidae) in southern Victoria. *J Aust Entomol Soc* 27: 241-249.
- Hunt R E, Parr J C, Haynes K F (1993) Influence of leafhopper (Homoptera: Cicadellidae) gender and female mating status on plant disease dynamics within a simple habitat. *Environ Entomol* 22: 109-115.
- Ishii-Eiteman M J, Power A G (1997) Response of green rice leafhoppers to rice-planting practices in northern Thailand. *Ecol Appl* 7: 194-208.
- Kersting U, Baspinar H (1995) Seasonal and diurnal flight activity of *Circulifer haematoceps* (Hom., Cicadellidae), an important leafhopper vector in the Mediterranean area and the Near East. *J Appl Entomol* 119: 533-537.
- Kersting U, Baspinar H, Uygun N, Satar S (1997) Comparison of two sampling methods for the leafhopper (Homoptera: Cicadellidae), associated with sesame in the East Mediterranean region of Turkey. *J Pest Sci* 70: 131-135
- Kursar T A, Coley P D (2003) Convergence in defense syndromes of young leaves in tropical rainforests. *Biochem Syst Ecol* 31: 929-949.
- Larraín P, Varela F, Quiroz C, Graña F (2006) Efecto del color de trampa en la captura de *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) en pimiento (*Capsicum annum* L.) *Agric Téc (Chile)* 66: 306-311.
- Lee I-M, Davis R E, Gundersn-Rindal D E (2000) Phytoplasma: phytopathogenic mollicutes. *Annu Rev Microbiol* 54: 221-55.
- Lefol C, Lherminier J, Boudon-Padieu E, Larrue J, Louis C, Caudwell A (1994) Propagation of flavescence dorée MLO (Mycoplasmalike Organism) in the leafhopper vector *Euscelidius variegatus* Kbm. *J Invertebr Pathol* 63: 285-293.
- Lehr P A (1988) Homoptera and Heteroptera: keys to the insects of the far east of the USSR. Vol. 2, Nauka Publishing House, Leningrad, 149p.
- Lessio F, Alma A (2004a) Dispersal patterns and chromatic response of *Scaphoideus titanus* Ball (Homoptera: Cicadellidae), vector of the phytoplasma agent of grapevine flavescence dorée. *Agric For Entomol* 6: 121-127.
- Lessio F, Alma A (2004b) Seasonal and daily movement of *Scaphoideus titanus* Ball (Homoptera: Cicadellidae). *Environ Entomol* 33: 1689-1694.
- Linnavuori R, DeLong D M (1977) The leafhoppers (Homoptera: Cicadellidae) known from Chile. *Brenesia* 12-13: 163-267.
- Lopes J R S, Nault L R, Phelan P L (1995) Periodicity of diel activity of *Graminella nigrifrons* (Homoptera: Cicadellidae) and implications for leafhopper dispersal. *Ann Entomol Soc Am* 88: 227-233.
- Mensah H (1996) Evaluation of the coloured sticky traps for monitoring population of *Austroasca virigrisea* (Paoli) (Homoptera: Cicadellidae) on cotton farms. *Aust J Entomol* 35: 349-353.
- Meyerdirk D E, Oldfield G N (1985) Evaluation of trap color and height placement for monitoring *Circulifer tenellus* (Baker) (Homoptera: Cicadellidae). *Can Entomol* 117: 505-511.
- Miño J (2003) Identificación del vector del fitoplasma causante de la escoba de bruja en murta (*Ugni molinae* Turcz.). Tesis

- de licenciado en agronomía, Valdivia, Universidad Austral de Chile, 98p.
- Narhardiyati M, Bailey W J (2005) Biology and natural enemies of the leafhopper *Balclutha incisa* (Matsumura) (Hemiptera: Cicadellidae: Deltocephalinae) in south-western Australia. *Aust J Entomol* 44: 104-109.
- Orenstein S, Zahavi T, Nestel D, Sharon R, Barkalifa M, Weintraub P G (2003) Spatial dispersion patterns of potential leafhopper and planthopper (Homoptera) vectors of phytoplasma in wine vineyards. *Ann App Biol* 142: 341-348.
- Power A G (1992) Host plant dispersion, leafhopper movement and disease transmission. *Ecol Entomol* 17: 63-68.
- Prokopy R, Owens E (1983) Visual detection of plant by herbivorous insects. *Annu Rev Entomol* 28: 337-364.
- Purcell A H, Elkington J S (1980) Comparison of sampling methods for leafhopper vectors of X-disease in California cherry orchards. *J Econ Entomol* 73: 854-860.
- Raupach K, Borgemeister C, Hommes M, Poehling H-M, Setamou M (2002) Effect of temperature and host plants on the bionomics of *Empoasca decipiens* (Homoptera: Cicadellidae). *Crop Prot* 21: 113-119.
- Teraguchi S E (1986) Migration patterns of leafhoppers (Homoptera: Cicadellidae) in an Ohio old field. *Environ Entomol* 15: 1199-1211.
- Todd J L, Harris M O, Nault L R (1990a) Importance of color stimuli in host-finding by *Dalbulus* leafhoppers (Homoptera: Cicadellidae). *Entomol Exp App* 54: 245-255.
- Todd J L, Phelan P L, Nault L R (1990b) Orientation of the leafhopper, *Dalbulus maidis* (Homoptera: Cicadellidae), to different wavelengths of reflected light. *J Insect Behav* 3: 567-571.
- Van Steenwyk R A, Havens D M, Freeman R (1990) Evaluation of trap types for two vectors of western X-disease: *Colladonus montanus* and *Fieberiella florii* (Homoptera: Cicadellidae). *J Econ Entomol* 83: 2279-2283.
- Villagra M (2001) Identificación del agente causal de escoba de bruja en murta (*Ugni molinae* Turcz.). Tesis de licenciado en agronomía, Valdivia, Universidad Austral de Chile, 95p.
- Weintraub P, Beanland L (2006) Insect vectors of phytoplasmas. *Annu Rev Entomol* 51: 91-111.
- Wilson M R, Weintraub P G (2007) An introduction to Auchenorrhyncha phytoplasma vectors. *Bull Insectol* 60: 177-178.

Received 11/XI/08. Accepted 28/VIII/09.

---