

Mecanismos de resistencia del arroz (*Oryza sativa* L.) a *Tagosodes orizicolus* Müir (Hemiptera: Delphacidae)

Mechanisms of rice resistance to *Tagosodes orizicolus* Müir (Hemiptera: Delphacidae)

Gina Raquel Chávez^{1,2*} , Nora Cristina Mesa² , Maribel Cruz G.¹ 

¹Fondo Latinoamericano para Arroz de Riego/CIAT, Universidad Nacional de Colombia, sede Palmira

²Universidad Nacional de Colombia, sede Palmira, Colombia

RESUMEN

El uso de variedades resistentes al insecto *Tagosodes orizicolus* (sogata) y al virus que transmite constituye un pilar del manejo integrado del cultivo de arroz en zonas donde esta plaga representa una limitante importante. Asimismo, la identificación de fuentes de resistencia y la comprensión de sus mecanismos de acción son esenciales en los programas de fitomejoramiento. En este estudio se evaluaron los mecanismos de resistencia a *T. orizicolus* de seis genotipos de arroz previamente identificados como resistentes al virus de la hoja blanca y al daño causado por el insecto. Se planteó como hipótesis que la resistencia era de tipo antibiótico, lo cual podría representar un riesgo en su uso como progenitores debido a la posible inducción de biotipos del insecto. Para ello, se diseñaron ensayos orientados a identificar los tres mecanismos clásicos de resistencia. La antixenosis se determinó mediante pruebas de preferencia de alimentación y oviposición. La antibiosis se evaluó a partir de variables como número de huevos, número de ninfas emergidas y duración del ciclo ninfal. La tolerancia se determinó

ABSTRACT

Varietal resistance to the insect *Tagosodes orizicolus* and the virus it transmits is a cornerstone of integrated pest management in rice. Identifying and characterizing resistance sources is essential for breeding programs, particularly to understand the underlying mechanisms that confer resistance. Under greenhouse conditions at International Center for Tropical Agriculture (CIAT), resistance mechanisms to *T. orizicolus* were evaluated in six rice genotypes previously identified as resistant to both the insect and the virus. Based on the hypothesis that antibiosis could be the predominant mechanism, an undesirable scenario due to its potential to promote the emergence of biotypes, experiments were designed to assess the three classical resistance mechanisms: antixenosis, antibiosis, and tolerance. Feeding and oviposition preference assays were used to identify antixenosis. Antibiosis was assessed by measuring the number of eggs, number of emerged nymphs, and duration of the nymphal stage. Plant tolerance was evaluated by estimating mechanical damage caused by the insect and quantifying the functional

Autor de correspondencia: Gina Raquel Chávez
E-mail: zossaraquel@gmail.com; Telf: (+504 93077032)

Recepción: 03-12-2025
Aceptado: 20-05-2026
Publicado: , 2026

<https://doi.org/10.63327/RFA/2026.52.1.03>

Esta Revista se publica bajo el auspicio del Consejo de Desarrollo Científico y Humanístico, UCV

mediante la evaluación del daño mecánico y el índice de pérdida funcional de las plantas, con distintos niveles de infestación y en condiciones de alimentación libre y forzada. El análisis de los datos se realizó mediante el procedimiento GLIMMIX con distribución de Poisson, y la comparación de medias se efectuó mediante la prueba de diferencia mínima significativa (LSD), utilizando el paquete SAS® Studio. Los resultados mostraron que los genotipos evaluados presentaron al menos dos mecanismos de resistencia, y los genotipos PTB 25: IRGC 6386-1, PTB 9: IRGC 6274-1 y SAHEL 108:C1 expresaron simultáneamente los tres mecanismos. Estos hallazgos facilitan el diseño de esquemas de cruzamientos orientados a desarrollar materiales con resistencia duradera, minimizando la presión de selección que favorece la emergencia de biotipos de *T. orizicolus*.

Palabras clave: Antibiosis, antixenosis, daño, sogata.

loss index across different infestation levels under both no-choice and free-choice feeding conditions. Statistical analysis was performed using the GLIMMIX procedure with a Poisson distribution, and means were compared using the Least Significant Difference (LSD) test in SAS® Studio. The results showed that the evaluated genotypes exhibited at least two resistance mechanisms, while the genotypes PTB 25: IRGC 6386-1, PTB 9: IRGC 6274-1, and SAHEL 108:C1 simultaneously expressed all three mechanisms. These findings facilitate the design of crossing schemes aimed at developing materials with durable resistance, thereby minimizing the selection pressure that promotes the emergence of biotypes of *T. orizicolus*.

Key words: Antibiosis, antixenosis, damage, sogata.

INTRODUCCIÓN

En Colombia, el arroz constituye uno de los principales cultivos en términos de área, producción y seguridad alimentaria, especialmente para los hogares de menores ingresos. En 2025, la producción nacional de arroz *paddy* verde alcanzó 3 230 138 toneladas en 629 968 hectáreas cosechadas, con un rendimiento promedio cercano a 5,1 t.ha⁻¹ (DANE, 2026). A pesar de su importancia socioeconómica, el cultivo enfrenta pérdidas debido a plagas y enfermedades. Se estima que los factores bióticos reducen la producción hasta en un 35 %, de los cuales un 12 % se atribuye a la acción de fitopatógenos. Uno de los principales factores limitantes en América es *Tagosodes orizicolus* (sogata), insecto que causa daño directo al alimentarse del floema y desgarrar el tejido foliar durante la eclosión de las ninfas, y daño indirecto al transmitir el virus de la hoja blanca del arroz (*Rice hoja blanca virus* o RHBV). Este virus, capaz de replicarse en la planta y el vector, induce clorosis severa, deterioro del crecimiento, con pérdidas del 100 % en materiales susceptibles y, en infecciones tempranas, la muerte de la planta.

Además de los enemigos naturales de *T. orizicolus*, la resistencia varietal continúa siendo una estrategia eficiente y sostenible para el manejo del insecto y del virus. No obstante, la resistencia al vector y

al virus son características independientes, lo cual complica el desarrollo de variedades con ambos tipos de resistencia. Las primeras fuentes de resistencia provenían de germoplasma japónica de grano corto, durante décadas no se identificaron nuevas fuentes. Solo hasta 2018 se reportaron siete genotipos indica con resistencia simultánea al insecto y al RHBV, lo que amplió la base genética para el desarrollo de nuevas variedades. Estos materiales se han utilizado como donantes, aunque los mecanismos subyacentes de resistencia al insecto permanecían poco caracterizados (Cruz *et al.*, 2018).

El Fondo Latinoamericano para Arroz de Riego (FLAR) y el CIAT han impulsado el uso de cultivares resistentes como parte del manejo integrado. El empleo de variedades tolerantes o resistentes ha reducido aplicaciones de insecticidas y mitigado pérdidas en rendimiento. La variedad Fedearroz 2000, derivada de Colombia 1, ha sido utilizada en zonas con alta incidencia de la enfermedad. Sin embargo, la dependencia de una base genética limitada representa un riesgo, sobre todo en presencia de mecanismos de antibiosis, que podrían favorecer la aparición de biotipos adaptados. La evolución de biotipos (poblaciones que sobreviven en plantas antibióticas) representa un desafío crítico para la estabilidad y durabilidad de dicha resistencia.

Históricamente, los estudios sobre mecanismos de resistencia a *T. orizicolus* han sido escasos, limitándose a los trabajos de Pardey *et al.* (2000), Calvert (2004) y González *et al.* (2012). El desconocimiento sobre los mecanismos de resistencia en las nuevas fuentes indica genera incertidumbre con respecto a su uso como progenitores en programas de fitomejoramiento.

Por lo tanto, el objetivo de esta investigación fue determinar los mecanismos de resistencia a *Tagosodes orizicolus* de seis genotipos de arroz previamente identificados como resistentes al insecto y al virus de la hoja blanca.

MATERIALES Y MÉTODOS

El estudio se realizó en condiciones de invernadero en el CIAT. Para todas las pruebas se emplearon insectos procedentes de colonias secuenciales no transmisoras de RHBV (colonias sanas), mantenidas sobre Bluebonnet 50 o IR8 (para antixenosis). Se sincronizó la edad de los insectos en cada ensayo. Las metodologías se basaron en Andrewartha y Birch (1954), Odum (1959), Panda y Heinrichs (1983), Panda y Khush (1995) y Cruz *et al.* (2026).

Material vegetal: Los genotipos en estudio fueron arroces tipo índica, resistentes tanto al insecto como al RHBV: IR77384 (IR77384-12-35-3-12-1-B::IRGC 117299-1), BADKA (Badkalamkati::IRGC 45011-1), WAS 208 (WAS 208-B-B-5-1-1-3::C1), PTB 25 (PTB 25::IRGC 6386-1), PTB 9 (PTB 9::IRGC 6274-1) y SAHEL (Sahel 108::C1). Como testigos se usaron genotipos de reacción conocida: Makalioka (Resistente), CICA 8 (Intermedio) y Bluebonnet 50 (Susceptible). Para las pruebas de antibiosis se usó IRAT 124 como testigo antibiótico.

Evaluación de daño mecánico: Se sembraron tres surcos por material (15 semillas/surco) en bandejas que contenían suelo esterilizado, en un diseño de bloques completos al azar (DBCA) (tres repeticiones). A los 15 días después de siembra (dds) se seleccionaron 10 plantas uniformes por surco y se infestaron con una densidad de 10 a 12 ninfas/planta. Para asegurar una presión uniforme, los insectos se redistribuyeron diariamente; la evaluación se realizó una vez que el testigo susceptible alcanzó el grado 9 de daño (muerte total) (Figura 1) (Cruz *et al.*, 2026).

Evaluación de antixenosis: Dado que este mecanismo se manifiesta como la no preferencia del insecto por la planta debido a factores morfológicos o químicos que afectan alimentación y oviposición del insecto en la planta (Kogan y Ortman, 1978), se realizaron los estudios para evidenciar el comportamiento. Los seis genotipos y tres testigos se evaluaron en un DBCA, con cuatro repeticiones y tres plantas/material. Se sembraron dos macetas/genotipo, depositando 15 semillas por cada maceta y se trasplantaron a los 14 dds a bandejas con 27 plantas dispuestas circularmente. A los 19 días se infestaron con 270 insectos/bandeja (manteniendo una relación 1:1 entre machos y hembras). Las bandejas se mantuvieron cubiertas con una manta negra durante cuatro horas. El número de insectos por planta se registró a intervalos de 24, 48, 72 y 96 h. Transcurridas las 96 h, se procedió al corte de las plantas y se contaron los huevos depositados en la nervadura central.

Evaluación de antibiosis: Se evaluaron los seis genotipos y dos testigos de reacción conocida, en un diseño completamente al azar DCA. Para las variables oviposición y emergencia ninfal, se utilizaron 15 plantas por genotipo, mientras que para el ciclo ninfal se evaluaron 18 plantas. Se registró la oviposición, la emergencia y ciclo ninfal del insecto.

Oviposición: Se sembraron 15 macetas/genotipo, depositando 3 semillas/maceta. Posteriormente, se realizó un raleo para dejar solo una planta por unidad experimental. A los 25 días se cubrieron con tubos de acetato y se infestaron con una pareja de insectos durante 5 días. Las hembras se trasladaron a una nueva planta, cada 5 días, hasta su muerte. Se cuantificaron los huevos y la longevidad.

Emergencia ninfal: Se evaluó de manera similar a la variable anterior. A los 15 días posteriores al cambio de hembra a otra unidad experimental se contó el número de ninfas emergidas/planta y se determinó la longevidad de la hembra.

Ciclo ninfal: A los 13 dds, se individualizaron las plantas y se infestaron con una ninfa de primer ínstar. Se realizaron observaciones diarias para registrar los cambios de exuvia y así determinar la duración de cada ínstar, la mortalidad ninfal y la proporción de sexos. El experimento se estableció dos veces en el tiempo, en un DCA con 18 repeticiones.

Evaluación de tolerancia: El estudio comprendió seis genotipos y tres testigos de reacción conocida, evaluados en dos modalidades: alimentación forzada sobre plantas individuales en tubos y alimentación de libre escogencia en bandejas.

Alimentación forzada: Los genotipos y testigos se evaluaron en un DCA y se infestaron con 15, 30 y 45 insectos por planta. Cada planta se infestó con adultos en relación 1:1 (machos y hembras) y ninfas de quinto ínstar. Como testigo negativo, se mantuvo un grupo sin infestación. Se utilizaron 10 plantas por genotipo en cada nivel de infestación. Se evaluó el daño mecánico y se determinó la pérdida funcional de la planta. Para ello, las plantas se cortaron a ras del suelo, se pesaron, se secaron en horno a 70 °C durante 60 horas y se volvieron a pesar para obtener el peso seco de las plantas infestadas (DWIP por su sigla en inglés). Este valor se comparó con el peso seco de las plantas no infestadas (DWUP por su sigla en inglés), correspondiente al testigo negativo, para calcular el Índice de Pérdida Funcional (FPLI), mediante la ecuación propuesta por Heinrich *et al.* (1985):

$$FPLI = [1 - (DWIP/DWUP)(1 - (\text{daño directo}/9))] \times 100$$

Tolerancia en pruebas de alimentación de libre escogencia: Se evaluaron ninfas de quinto ínstar y adultos no vectores, utilizando niveles de infestación de 10, 20, 30 y 40 insectos por planta. Se emplearon cuatro bandejas por estado de desarrollo y dos controles negativos. Se estableció un surco por genotipo y, un día antes de la infestación, se ajustó la densidad a 10 plantas por surco. Cada bandeja recibió entre 900 y 3600 insectos, según el nivel de infestación. El daño se evaluó cuando el testigo susceptible Bluebonnet 50 alcanzó el grado 9 en la escala de daño. El FPLI se calculó por surco siguiendo el mismo procedimiento descrito anteriormente.

Análisis estadístico: El análisis estadístico se efectuó con el procedimiento GLIMMIX (distribución Poisson) y pruebas LSD en SAS® Studio. Previo al análisis, se verificaron los supuestos del análisis de varianza (ANOVA), incluyendo normalidad y homogeneidad de varianzas.

RESULTADOS

Daño mecánico: En la clasificación de los genotipos por su reacción al daño mecánico, los seis genotipos evaluados se comportaron como resistentes, con valores ≤ 3 en la escala de daño visual IRRRI (2002).



Figura 1. Izquierda: materiales en evaluación. Derecha: representación de la escala visual de daño mecánico causado por *Tagosodes orizicolus*. Valores 1 y 3 son resistentes (R); 5 es intermedio (I) y 7 y 9 son susceptibles (S).

Antixenosis: En relación con el número de insectos posados sobre las plantas, se detectaron diferencias significativas ($p \leq 0,05$) entre los genotipos y los testigos a las 24, 48, 72 y 96 h después de la infestación (ddi). El genotipo WAS 208, con 7,0; 6,9; 5,4 y 3,7 insectos por planta, presentó un comportamiento estadísticamente similar al testigo susceptible Bluebonnet 50, en el cual se registraron 6,0; 7,0; 5,6 y 3,6 insectos por planta, lo que indica una alta preferencia de los insectos para posarse y alimentarse del tejido foliar. Hasta las 48 h, *T. orizicolus* mostró preferencia por el genotipo Makalioka, con 6,1 insectos/planta; sin embargo, a las 72 h (3,7 insectos/planta) este material resultó menos atrayente. Por su parte, los genotipos SAHEL (4,0; 3,8 y 1,8), BADKA (4,4; 4,1 y 2,4) y PTB 25 (3,8; 4,1 y 2,8 insectos/planta) fueron los menos preferidos, lo cual se evidenció en el menor número de insectos por planta a las 24, 48 y 96 h ddi. No obstante, a las 72 h ddi se observó un incremento significativo en PTB 25, alcanzando 4,3 insectos/planta. Los genotipos IR 77384 y PTB 9 presentaron un comportamiento intermedio de antixenosis.

Asimismo, se observaron diferencias significativas en el número de insectos/planta entre genotipos y testigos al analizar por sexo. Se registró un mayor número de hembras/planta que de machos/planta en los genotipos, y la separación de medias mostró una mayor diferenciación entre grupos. Para ambos sexos se evidenció un patrón similar al descrito previamente. La mayor cantidad de hembras se observó en WAS 208 (3,4 hembras/planta), mientras que la menor se registró en SAHEL (1,6). WAS 208 resultó ligeramente más preferido que el testigo susceptible, en el cual se registraron 3,1 hembras/planta (Cuadro 1).

Efecto de los genotipos en la preferencia para oviposición de sogata en pruebas de libre escogencia: Se detectaron diferencias significativas entre los genotipos en cuanto al promedio de huevos por planta. Al considerar el número total de insectos (hembras y machos) posados por planta, no se observaron diferencias entre WAS 208 y el testigo susceptible, en contraste con los demás genotipos. La mayor cantidad de huevos se registró en el testigo susceptible, seguido por los genotipos intermedios CICA 8 y WAS 208, así como el genotipo resistente, con promedios de 34,1; 30,6; 25,5 y 21,6 huevos, respectivamente

(Cuadro 1). De los seis genotipos evaluados, WAS 208 fue el genotipo más preferido por los insectos para posarse, alimentarse y para ovipositar. SAHEL presentó la menor cantidad de huevos por planta (7,7 en promedio), diferenciándose estadísticamente del resto de los genotipos. Este genotipo fue el menos preferido tanto para la oviposición como para la alimentación (Cuadro 1).

Antibiosis para oviposición en pruebas de alimentación forzada: Se detectaron diferencias altamente significativas ($p < 0,0001$) entre los genotipos y los testigos para las variables longevidad de la hembra, número de huevos por hembra e índice de fecundidad (Cuadro 1), lo cual evidencia la presencia del mecanismo de antibiosis. La mayor longevidad de las hembras se registró en IR 77384, con 6,3 días más que el testigo susceptible (31 % de incremento) y 12,3 días más que en PTB 9, donde la hembra sobrevivió hasta 14,2 días. La longevidad de la hembra estuvo asociada directamente con la cantidad de huevos ovipositados; Bluebonnet 50 e IRAT 124 presentaron longevidades de 20,2 y 23,7 días, y producciones de 227,7 y 229,3 huevos, respectivamente.

El número de huevos por hembra difirió significativamente entre algunos genotipos. IRAT 124 y Bluebonnet 50 presentaron los valores mayores (sin presentar diferencias estadísticas entre sí), mientras que SAHEL registró la menor cantidad de huevos, con 10,3 menos que PTB 9, el segundo genotipo con menor oviposición. A pesar de la alta longevidad en IR 77384, la cantidad de huevos producida fue 22,8 % menor que en IRAT 124. En los demás genotipos, la oviposición se redujo hasta en aproximadamente 81 % en SAHEL.

El índice de fecundidad, que relaciona el número total de huevos ovipositados con la longevidad de la hembra, fue mayor en Bluebonnet 50 (11,2 huevos por día) y menor en SAHEL y PTB 9 (2,2 y 2,3 huevos por día, respectivamente). En IRAT 124, la fecundidad fue de 8,7 huevos por día. Estos resultados indican que variables como la longevidad, la oviposición y la fecundidad de la hembra fueron afectadas de manera diferencial por los genotipos evaluados, destacándose IRAT 124 y el testigo susceptible por favorecer un mayor desempeño biológico del insecto (Cuadro 1).

Cuadro 1. Mecanismos de resistencia (antixenosis y antibiosis) en seis genotipos de arroz y testigos frente a *Tagosodes orizicolus*.

Genotipo	Antixenosis				Antibiosis			
	Preferencia de oviposición		Oviposición		Emergencia ninfal			
	Promedio de hembras/genotipo	Huevos/planta	Longevidad de la hembra (días)	Huevos/hembra	Índice de Fecundidad	Longevidad de la hembra (días)	Ninfas/planta	Índice de emergencia
BADKA	1,89abc	13,1b	19,9b ¹	63,6c	2,7ab	22,3e	107,9e	4,4ab
IR 77384	2,30cde	16,8c	26,5c	177,1e	7,2c	31,3g	187,9g	6,5b
PTB 25	1,87ab	17,0cd	17,6b	83,1d	4,7b	22,8c	77,3c	3,4a
PTB 9	2,70ef	19,0d	14,2a	53,5b	2,3a	20,7a	51,1a	2,4a
SAHEL	1,55a	7,7a	17,2b	43,2a	2,2a	22,7d	86,2d	3,4a
WAS 208	3,42g	25,5f	18,2b	65,0c	2,8ab	25,1b	69,5b	2,7a
IRAT 124	-	-	23,8c	229,3f	8,7c	25,6f	154,1f	6,3b
Bluebonnet 50	3,07fg	34,1h	20,2b	227,7f	11,2d	28,7h	269,1h	10,2c
CICA 8	2,31de	30,6g	-	-	-	-	-	-
Makalioka	2,20bcd	21,6e	-	-	-	-	-	-

¹Los promedios con la misma letra en cada columna no difieren significativamente. Prueba LSD ($p \leq 0,05$).

Antibiosis para emergencia ninfal en pruebas de alimentación forzada: Se detectaron diferencias altamente significativas ($p < 0,0001$) entre los genotipos para las variables emergencia ninfal (expresada como número de ninfas por planta), longevidad de la hembra e índice de emergencia (Cuadro 1). La antibiosis ejerce un efecto negativo sobre la biología del insecto (Cardona y Sotelo, 2005), como se evidencia en los resultados obtenidos en este estudio.

El comportamiento de la variable emergencia ninfal fue similar al observado para la oviposición. Tal y como se esperaba, en el genotipo Bluebonnet 50 se observó alta emergencia ninfal (269,1 ninfas por planta), seguido por IR 77384 e IRAT 124, con valores de 187,9 y 154,1 ninfas/planta, respectivamente, y con diferencias significativas entre ellos. Los índices de emergencia correspondientes fueron 10,2; 6,5 y 6,3, respectivamente (Cuadro 1).

A pesar de que IRAT 124 e IR 77384 son genotipos resistentes al daño y que en las pruebas de preferencia por alimentación y oviposición en libre escogencia presentaron una antixenosis intermedia, ambos materiales mostraron una menor expresión del

mecanismo de antibiosis en comparación con otros genotipos. PTB 9 presentó la menor emergencia ninfal (51,1 ninfas/planta) y un índice de emergencia de 2,4, estadísticamente similar al observado en WAS 208, PTB 25 y SAHEL (Cuadro 1).

Ciclo ninfal: No se detectaron diferencias significativas en la duración de los ínstares ninfales iniciales (1 al 4); sin embargo, sí se observaron diferencias en el quinto ínstar, siendo mayor su duración en el genotipo SAHEL 108, la cual fue 1,3 días más larga que la observada en ninfas de ese ínstar en el genotipo IR 77384 (Figura 2).

Tolerancia en prueba de alimentación forzada: En la reacción al daño mecánico causado por el insecto, evaluada mediante la escala visual del *International Rice Research Institute* (2002), se observaron diferencias entre los genotipos en función del nivel de infestación. A 15 insectos/planta, los genotipos evaluados se comportaron como resistentes, con valores ≤ 3 en la escala de daño, excepto IR 77384, que presentó una respuesta intermedia (5). Los genotipos BADKA, WAS 208 y PTB 25 registraron la menor calificación (1), inferior a la observada en Makalioka y otros genotipos.

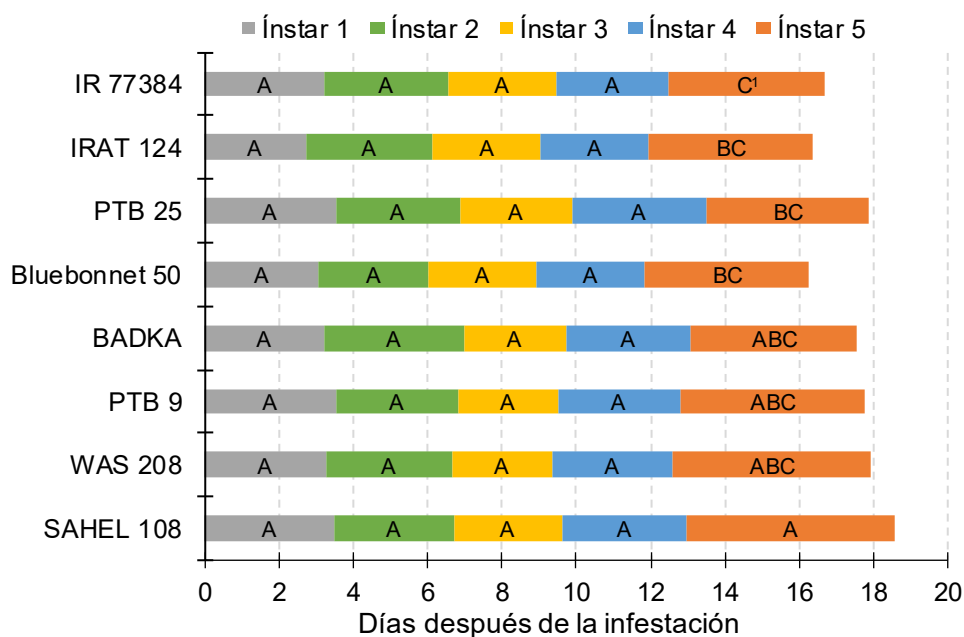


Figura 2. Duración de los ínstares ninfales de *Tagosodes orizicolus* en ocho genotipos de arroz. IRAT 124: testigo antibiótico; Bluebonnet 50: susceptible¹ Las barras con letras diferentes indican diferencias significativas entre medias (prueba LSD, $p \leq 0,05$)

Cuando las plantas fueron expuestas a 30 insectos por planta, BADKA y WAS 208 incrementaron su nivel de daño de 1 a 3, manteniéndose dentro de la categoría de resistencia. Makalioka presentó una respuesta intermedia (5), mientras que IR 77384 mantuvo una calificación intermedia similar a la observada a menor nivel de infestación. En el nivel de infestación de 45 insectos por planta, los genotipos BADKA, WAS 208 y PTB 25 continuaron mostrando un comportamiento resistente (3). En contraste, PTB 9, SAHEL e IR 77384 se clasificaron como materiales intermedios (5), al igual que Makalioka (Figura 3).

Estos resultados indican que los genotipos evaluados mantienen su resistencia hasta un nivel de infestación de 30 insectos por planta. A niveles superiores, algunos genotipos presentan un incremento en el daño visual causado por el insecto; sin embargo, este no alcanza valores que indiquen susceptibilidad. Como era de esperar, Bluebonnet 50 se comportó como susceptible en todos los niveles de infestación. Por su parte, CICA 8 registró un valor de 7 en los tres niveles de infestación, clasificándose como susceptible, en contraste con el comportamiento observado en la evaluación de daño mecánico en condiciones de libre escogencia.

Se detectaron diferencias significativas en el FPLI entre genotipos y niveles de infestación (Figura 4). En todos los casos, los genotipos evaluados presentaron pérdidas de biomasa significativamente menores que el testigo susceptible. A 15 insectos por planta, los genotipos BADKA, PTB 25 y WAS 208 registraron las menores pérdidas de biomasa, con valores de 62,7; 66,7 y 67,4 %, respectivamente, evidenciando mayor tolerancia al daño causado por el insecto. Aunque las pérdidas aumentaron al incrementar los niveles de infestación a 30 y 45 insectos por planta, estos genotipos mantuvieron valores inferiores al resto de los materiales evaluados.

No se observaron diferencias significativas entre SAHEL y Makalioka a 15 insectos por planta, con pérdidas de 76,3 y 79,4 %, respectivamente. SAHEL presentó valores similares a 30 insectos por planta, mientras que a 45 insectos por planta sus pérdidas superaron el 90 %. Por su parte, Makalioka alcanzó valores superiores al 90 % a partir de los 30 insectos por planta.

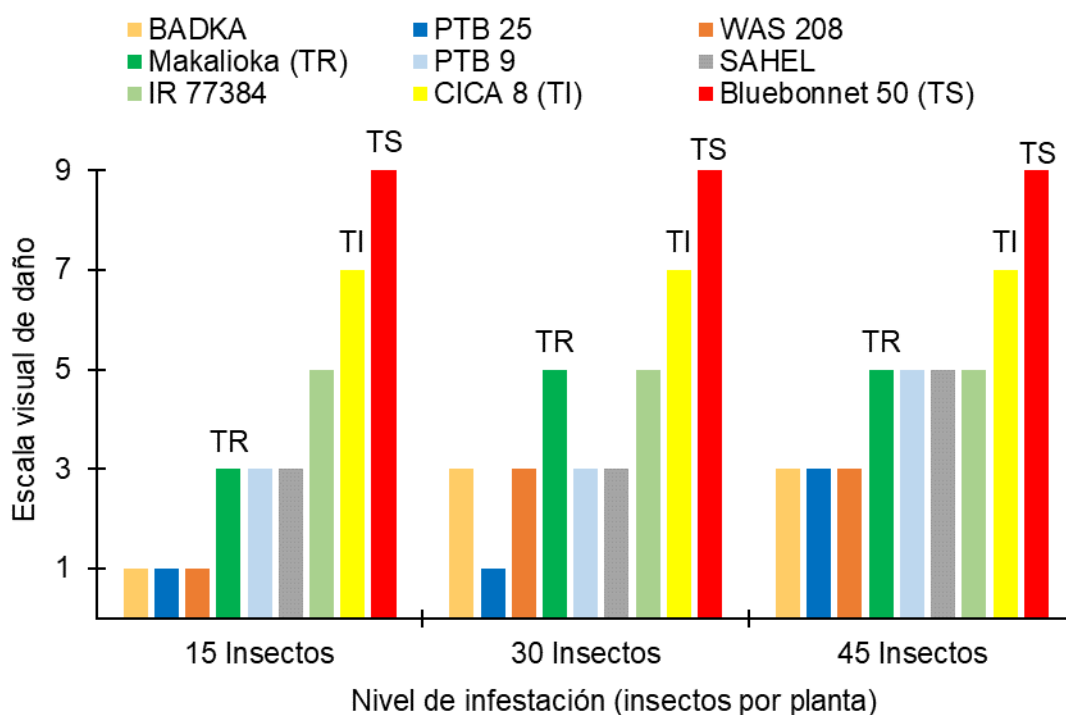


Figura 3. Daño mecánico causado por *Tagosodes orizicolus* en genotipos de arroz resistentes expuestos a tres niveles de infestación. Makalioka (TR: Testigo Resistente), Cica 8 (TI: Testigo Intermedio) y Bluebonnet 50 (TS: Testigo Susceptible).

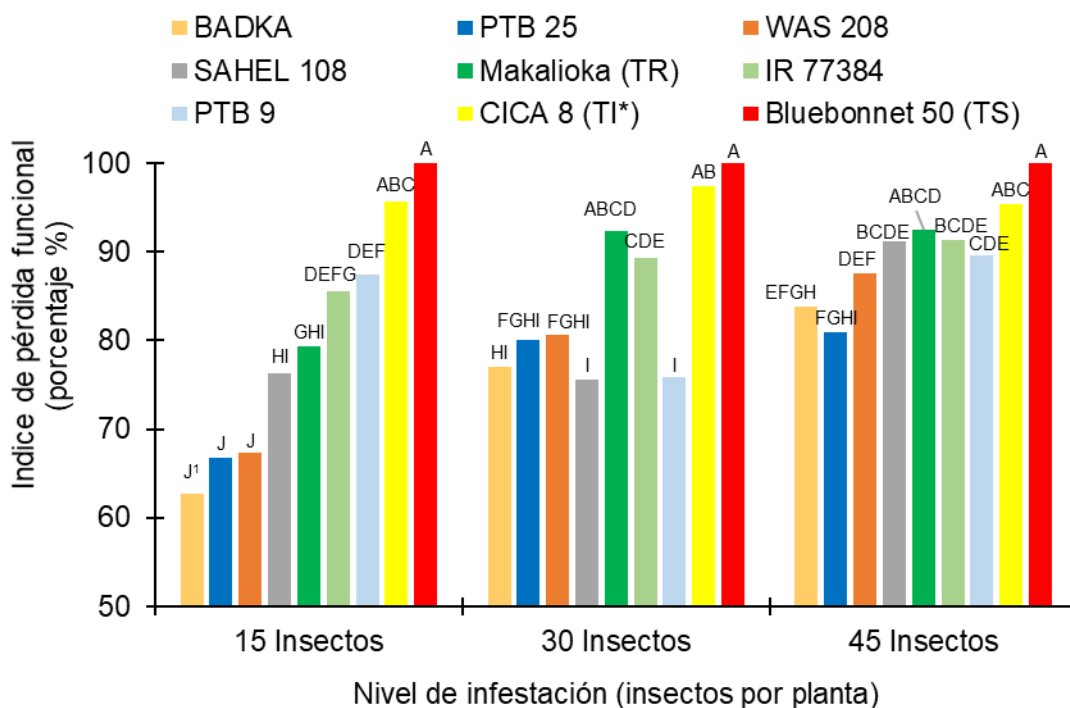


Figura 4. Índice de pérdida funcional (FPLI) ocasionado por *Tagosodes orizicolus* en genotipos de arroz expuestos a tres niveles de infestación.

¹Las letras sobre las barras indican diferencias significativas entre medias (prueba LSD, $p \leq 0,05$). TR: testigo resistente; TI: testigo intermedio; TS: testigo susceptible.

Los genotipos IR 77384 y PTB 9 mostraron pérdidas elevadas y relativamente constantes en los tres niveles de infestación, con valores superiores al 85 %. En contraste, Bluebonnet 50 y CICA 8 presentaron las mayores pérdidas, cercanas o superiores al 95 %, en todos los niveles evaluados.

De acuerdo con Cardona y Sotelo (2005), el FPLI integra el daño visual causado por el insecto y la pérdida de biomasa resultante y Eickhoff *et al.* (2008), resaltan que los niveles de infestación afectan los índices de daño. En este estudio, los genotipos BADKA, PTB 25 y WAS 208 presentaron menores niveles de daño visual y pérdidas de biomasa inferiores al 68 %, diferenciándose estadísticamente del resto. Por el contrario, CICA 8 y Bluebonnet 50 presentaron altos valores de daño (7 y 9, respectivamente) y pérdidas superiores al 95 %.

Estos resultados confirman que el incremento en los niveles de infestación reduce la capacidad de discriminación entre genotipos resistentes, ya que incluso materiales como Makalioka alcanzan valores elevados de pérdida funcional con alta presión de infestación (Figura 4).

Tolerancia en pruebas de libre alimentación:

En las pruebas de libre alimentación, la mayoría de los genotipos mostraron resistencia o resistencia intermedia frente a diferentes niveles de infestación de ninfas y adultos. PTB 25, BADKA, WAS 208, SAHEL y Makalioka se destacaron por mantener resistencia incluso en infestaciones altas. CICA 8 presentó respuesta intermedia y se volvió susceptible a altas infestaciones, mientras que IR 77384 fue susceptible con 40 ninfas/planta. Bluebonnet 50 fue el genotipo más susceptible, mostrando alta susceptibilidad en todos los niveles de infestación.

El análisis del FPLI mostró diferencias significativas entre genotipos. WAS 208, Makalioka, SAHEL y PTB 25 registraron las menores pérdidas de biomasa en infestaciones de 10 ninfas/planta, las pérdidas de biomasa fueron de 69,0; 69,6; 70,7 y 74,8 %, respectivamente. WAS 208 mantuvo pérdidas menores a 80 % en todos los niveles de infestación con adultos, y al exponerse a 30 ninfas/planta superó ese nivel de pérdida de biomasa con 82.8 %. PTB9, CICA 8 e IR77384 presentaron pérdidas superiores al 80 % en todos los niveles de infestación con ninfas y adultos. A 40 insectos/planta, todos los genotipos, excepto BADKA y WAS 208, mostraron pérdidas significativas respecto al testigo susceptible Bluebonnet 50.

DISCUSIÓN

Daño mecánico: Los genotipos evaluados presentaron distintos niveles de resistencia al daño mecánico causado por *T. orizicolus*, evidenciaron una respuesta diferencial en función del nivel de infestación. Resultados similares fueron reportados por Cruz *et al.* (2018), quienes destacan que el uso de fuentes índica con bases genéticas diferentes a Fedearroz 2000, Fedearroz 50 y Colombia 1 (variedades comerciales referentes de resistencia) reduce la presión de selección sobre el insecto, disminuyendo el riesgo de aparición de biotipos. Este fenómeno ha sido documentado en otros hemípteros, como el saltahoja café y los áfidos, donde la adaptación a genotipos resistentes puede conducir a la evolución de nuevas poblaciones del insecto (Khanal *et al.*, 2023).

Antixenosis: El comportamiento de preferencia observado en *T. orizicolus* coincide parcialmente con lo reportado en estudios previos. La preferencia inicial por Makalioka y su posterior disminución ha sido descrita por González *et al.* (2012), aunque otros autores indican que esta preferencia puede mantenerse por más tiempo (Velásquez *et al.*, 2013).

La menor cantidad de insectos posados en SAHEL, BADKA y PTB 25 sugiere la presencia de mecanismos antixenóticos asociados a características físicas o químicas del tejido foliar. Entre estos, se incluyen el grosor de la cutícula, la presencia de tricomas y la acumulación de sílice, los cuales afectan la alimentación y oviposición del insecto. Asimismo,

la emisión de metabolitos secundarios puede actuar como repelente, como ha sido demostrado en arroz frente a *Nilaparvata lugens* (Kamolsukyeunyong *et al.*, 2021; Zhang *et al.*, 2022).

La mayor proporción de hembras observada en los ensayos de preferencia puede explicarse por su comportamiento reproductivo, ya que estas requieren seleccionar hospederos adecuados para asegurar la supervivencia de su descendencia (Rentería, 1960; Rivera, 1999).

Efecto de los genotipos en la preferencia por oviposición de sogata en pruebas de libre escogencia: De acuerdo con Painter (1951), Kogan y Ortman (1978) y Smith (2005), un comportamiento antixenótico se manifiesta cuando un genotipo muestra una menor preferencia para la alimentación y la oviposición; dicho comportamiento fue evidente en los materiales evaluados en este estudio. Resultados similares fueron reportados por Pardey *et al.* (2000), quienes observaron que los genotipos menos preferidos para la alimentación también presentaron una menor oviposición, como ocurrió con SAHEL. En este sentido, la cantidad de huevos depositados está directamente relacionada con el número de insectos posados sobre las plantas, por lo que una menor preferencia de alimentación conlleva una reducción en la oviposición.

Velásquez y Diamont (2014) señalaron que los niveles altos e intermedios de antixenosis están asociados a características morfo-anatómicas del tejido foliar. Entre estas se incluyen el grosor de la cutícula en ambas caras de la epidermis, la presencia de micropelos, así como la longitud y densidad de macropelos, los cuales afectan el comportamiento del insecto al dificultar su alimentación y oviposición. Asimismo, la presencia de cuerpos síliceos en el tejido epidérmico de las plantas de arroz constituye un mecanismo de defensa adicional, ya que incrementa la dureza del tejido y reduce su digestibilidad para los insectos herbívoros (Cardoso *et al.*, 2009; Velásquez *et al.*, 2013; Han *et al.*, 2018).

Antibiosis en pruebas de alimentación forzada: De acuerdo con Cardona y Mesa (2011), la cantidad de huevos ovipositados está estrechamente relacionada con la longevidad de la hembra, lo cual fue consistente con los resultados obtenidos en este estudio. Los genotipos SAHEL y PTB 9, en los

que se registró la menor longevidad de las hembras, también presentaron una menor oviposición, mientras que en Bluebonnet 50 e IRAT 124 se observó el comportamiento opuesto. Esto indica que la longevidad de la hembra responde al efecto directo de los genotipos sobre la biología del insecto.

La antibiosis puede afectar negativamente el desarrollo del insecto mediante diversos mecanismos, incluyendo la presencia de compuestos tóxicos, deficiencias nutricionales o barreras físicas, lo que puede traducirse en mortalidad en los instares tempranos, prolongación del ciclo de vida o reducción en el número de generaciones por ciclo de cultivo (Cardona *et al.*, 2004).

Asimismo, se ha demostrado que el índice de fecundidad de las hembras disminuye a medida que aumenta la resistencia por antibiosis (Pardey *et al.*, 2000; Cardona y Sotelo, 2005; Smith, 2005), como se evidenció en los genotipos SAHEL y PTB 9. En este sentido, los resultados confirman una relación inversa entre la fecundidad y el grado de antibiosis: a menor índice de fecundidad, mayor expresión de este mecanismo de resistencia (Velásquez *et al.*, 2013).

Los genotipos con antibiosis pueden alterar la duración del ciclo de vida del insecto, ya sea prolongando o acortando algunas de sus fases. Según Smith y Clement (2012), este mecanismo genera efectos adversos en la supervivencia, desarrollo y reproducción de los artrópodos, lo que, en niveles elevados, conduce a una disminución en el crecimiento poblacional del insecto (Cardona y Sotelo, 2005; Smith, 2005; Cardona y Mesa, 2011).

Antibiosis para emergencia ninfal en pruebas de alimentación forzada: La antibiosis puede estar asociada a la presencia de metabolitos secundarios, especialmente aleloquímicos, que afectan negativamente a organismos de otras especies (Smith, 2005). Este mecanismo fue evidente en la mayoría de los genotipos evaluados, con excepción de IR 77384, donde la emergencia ninfal fue mayor, lo que sugiere una menor expresión de antibiosis. La antibiosis puede manifestarse mediante mecanismos bioquímicos constitutivos, presentes de forma inherente en la planta, o a través de respuestas inducidas activadas por el ataque del insecto. Estas respuestas incluyen la síntesis de compuestos defensivos como reacción al daño causado por la alimentación, lo que

afecta el desarrollo y la supervivencia de los estados inmaduros como lo reportan Howe y Jander (2008) y Vijaykumar *et al.* (2009). En este contexto, la reducción en la emergencia ninfal observada en varios genotipos sugiere la acción de estos mecanismos, los cuales limitan el éxito reproductivo del insecto y contribuyen a disminuir su población.

Ciclo ninfal: La antibiosis puede evaluarse a partir de la supervivencia de los estados inmaduros (ninfas) y de la duración de las etapas del ciclo de vida del insecto. En este estudio, la prolongación del quinto instar, como en el genotipo SAHEL 108, sugiere la acción de mecanismos antibióticos que afectan el desarrollo del insecto. Este efecto puede estar asociado a respuestas inducidas de la planta frente al daño causado por la alimentación, que desencadenan la producción de compuestos con efectos tóxicos o antinutricionales. En condiciones de alta antibiosis, la población del insecto puede disminuir considerablemente e incluso colapsar, lo que podría interpretarse erróneamente como ausencia de infestación. Sin embargo, lo esperable es que el insecto oviposite en materiales resistentes y que los huevos eclosionen; la importancia de la antibiosis radica en reducir la población de estados inmaduros a niveles que no ocasionen daño económico (Cardona y Sotelo, 2005).

Estudios genéticos han identificado la base de esta resistencia. Romero (2013) y Romero *et al.* (2014) reportaron QTL asociados a la resistencia a *T. orizicolus* en los cromosomas 5 y 7, en cruzamientos entre Fedearroz 2000, Fedearroz 50 y WC366, lo que sugiere la participación de genes de efecto mayor. Desde el punto de vista del mejoramiento genético, Morales y Jennings (2010), señalan que los fitomejoradores del CIAT y del FLAR tienden a descartar tanto los genotipos con antibiosis extrema (asintomáticos) como los altamente susceptibles, favoreciendo la selección de materiales con resistencia moderada. Esta estrategia busca evitar la ruptura de la resistencia por presión de selección sobre el insecto y la posible aparición de biotipos.

Tolerancia e índice de pérdida funcional: El comportamiento tolerante de los genotipos WAS 208, SAHEL, PTB 25 y BADKA, en ambos estudios de tolerancia (libre alimentación y alimentación forzada), está relacionado con los menores índices de pérdida

funcional que tuvieron cuando fueron comparados con el testigo susceptible, al someterse a los mismos niveles de infestación, también se ha evidenciado en estudios realizados por Cardona *et al.* (2004) al evaluarse la tolerancia a especies de salivazo (*Aeneolamia varia* y *A. reducta*) en *Brachiaria* híbrido CIAT 36062 o en los estudios de Arao y Entur (2016) donde se evaluó el efecto de *Nilaparvata lugens* sobre el FPLI en genotipos de arroz.

La tolerancia no afecta la colonización de las plantas (antixenosis), ni el desarrollo o reproducción del insecto (antibiosis), este mecanismo actúa en las características de la planta; la cual se expresa como la capacidad genética de las plantas para superar o recuperarse del daño causado por poblaciones de insectos y rendir más que otras sometidas a un mismo nivel de infestación, como ocurrió con BADKA, WAS 208 y PTB 25 que siguieron comportándose como resistentes aun con niveles de hasta 45 insectos/planta y las pérdidas de biomasa fueron menores que la de Bluebonnet 50; por lo que las plantas tolerantes producen una mayor cantidad de biomasa que las plantas de los cultivares susceptibles (Smith, 2005; Arao y Entur, 2016).

Desde la perspectiva del efecto de las plantas sobre los insectos, las plantas tolerantes requieren menos antixenosis o antibiosis. Panda y Heinrichs (1983), usaron como indicadores de tolerancia: daño visual, pérdida del peso seco y la reducción del rendimiento de las plantas, causados por *Nilaparvata lugens* (Stal); para determinar la pérdida de biomasa, desarrollaron un método para determinar el FPLI, este consistió en que plantas infestadas y no infestadas, se secaron durante de 60 h a 75 °C, se pesaron y se calcularon las pérdidas del peso seco. Smith (2005), menciona que la expresión de tolerancia está determinada por las cualidades genéticas inherentes de las plantas que permite superar el daño causado por los insectos y recuperarse, generando nuevo crecimiento después del daño causado al tejido vegetal. Romero *et al.* (2014) mencionan que algunos QTL para resistencia a *T. orizicolus* como para RHBV son útiles en el agrupamiento de cultivares resistentes. Silva *et al.* (2023), descubrieron un nuevo QTL qHBV11.1 asociado con la severidad de los síntomas de RHBV, detectado en el cromosoma 11 en los cruzamientos de WAS 208, BADKA y Fedearroz 2000 con

Bluebonnet 50, mencionan que este QTL tiene un papel clave en la disminución del daño causado por el virus, por lo tanto, es una tolerancia.

Dados los mecanismos de resistencia al insecto que presentaron los genotipos evaluados: SAHEL 108:C1, PTB 9:IRGC 6274-1 y PTB 25:IRGC 6386-1 con antixenosis, antibiosis y tolerancia; IR77384-12-35-3-12-1-B:IRGC 117299-1 y BADKALAMKATI::IRGC 45011-1 con antixenosis y tolerancia y WAS 208-B-B-5-1-1-3::C1 con antibiosis y tolerancia, garantiza el buen uso de las fuentes como progenitores que no forzarán al insecto a producir biotipos (Sotelo *et al.*, 2008; Morales y Jennings, 2010). El que se encontrasen al menos dos mecanismos de resistencia en los genotipos evaluados fortalece la toma de decisiones al usarlos como parentales en los cruzamientos dirigidos a producir variedades tolerantes a esta limitante. A partir de la diversidad de respuestas evidenciadas en las fuentes de resistencia ante el insecto sogata, se infiere la acción de características poligénicas que evitan la rápida generación de biotipos y el subsecuente rompimiento de la resistencia. En contraste con lo que sucede en Asia, donde la lucha contra *N. lugens* ha sido retardada pues este vector ha roto la resistencia de variedades comerciales poco tiempo después de su puesta en el mercado. Se han identificado más de 20 genes de resistencia a este insecto algunos de ellos han generado biotipos (Heong y Hardy, 2009). Hasta el momento, en las zonas arroceras del trópico de América, no se han registrado biotipos de sogata.

CONCLUSIONES

Los resultados obtenidos demuestran que la resistencia a *Tagosodes orizicolus* en los genotipos evaluados no se basa solo en antibiosis, sino en la combinación de los mecanismos de defensa. Todos los genotipos presentaron al menos dos mecanismos de resistencia, mientras que PTB 25:IRGC 6386-1, PTB 9:IRGC 6274-1 y SAHEL 108:C1 expresaron simultáneamente antixenosis, antibiosis y tolerancia.

La presencia de los mecanismos de resistencia se evidenció a través de la reducción en la preferencia de alimentación y oviposición, la disminución en la longevidad y fecundidad del insecto, así como en menores pérdidas funcionales de las plantas con diferentes niveles de infestación.

La combinación de mecanismos de resistencia en un mismo genotipo favorece su uso como parental en programas de mejoramiento genético, al reducir el riesgo de generación de biotipos del insecto y contribuir al desarrollo de variedades con resistencia más duradera.

AGRADECIMIENTOS

Se agradece a Andrés Mejía y a Rodrigo Morán por su valioso apoyo técnico durante el desarrollo de esta investigación. Asimismo, se reconoce la colaboración de Juan Bosco Cuasquer en el análisis de los datos y su asesoría en aspectos estadísticos.

DECLARACIÓN DE CONFLICTO DE INTERÉS

Los autores declaran no tener conflictos de interés relacionado con la publicación y el contenido del presente trabajo.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Andrewartha, H.G.; L.C. Birch. 1954. *The distribution and abundance of animals*. University of Chicago Press. Chicago, EUA. 782 p.
- Arao, P.S.S.; J.S.B. Entur. 2016. Antixenosis and tolerance of rice genotypes against brown planthopper. *Rice Sci.* 23(2): 96–103.
- Calvert, L. 2004. Avances en la búsqueda de mecanismos de resistencia a *Tagosodes orizicolus* (Muir) plaga del arroz en América Latina. *Rev. Prot. Veg.* 19(3): 183.
- Cardona, C.; P. Fory; G. Sotelo; A. Pabón; G. Díaz; J.W. Miles. 2004. Antibiosis and tolerance to five species of spittlebug (Homoptera: Cercopidae) in *Brachiaria* spp.: implications for breeding for resistance. *J. Econ. Entomol.* 97(2): 635–645.
- Cardona, C.; N.C. Mesa. 2011. *Resistencia varietal a insectos*. Universidad Nacional de Colombia. Palmira, Colombia.
- Cardona, C.; G. Sotelo. 2005. Mecanismos de resistencia a insectos y su importancia. *Pasturas Trop.* 27(2): 2–11.
- Cardoso, D.C.; M.P. Cristiano; L. Vilela; T. Martins. 2009. Does trichomes on the plant epidermic surface disturb ants locomotion? *Am. J. Agric. Biol. Sci.* 4(1): 1–6.
- Cruz, M.; M.E. Montoya; R. Morán; A. Mejía; E.J. Graterol. 2026. Procedimiento Operativo Estándar (SOP) para la evaluación de la enfermedad de la hoja blanca del arroz y del daño mecánico causado por el insecto *Tagosodes orizicolus* (sogata). CIAT. Palmira, Colombia. 28 p.
- Cruz-Gallego, M.; C. Rebolledo; J. Cuasquer; D. Cruz; A.L. Peña-Fernández; C. Quintero; E.A. Silva-Córdoba; M.F. Álvarez; S. Jojoa-Cruz; M. Lorieux; J.J. Stuart; F. Correa. 2018. Identification of new sources of resistance to RHBV-rice hoja blanca virus. *Acta Agron.* 67(2): 368–374.
- Departamento Administrativo Nacional de Estadística (DANE). 2026. *Encuesta Nacional de Arroz Mecanizado (ENAM): Boletín técnico, segundo semestre 2025*. DANE. *Bol. Téc.* No. 2. pp. 1–16.
- Eickhoff, T.E.; T.M. Heng-Moss; F.P. Baxendale; J.E. Foster. 2008. Levels of tolerance, antibiosis, and antixenosis among resistant buffalograsses and zoysiagrasses. *J. Econ. Entomol.* 101(2): 533–540.
- González, A.; N. Labrín; R.M. Álvarez; Y. Jayaro; C. Gamboa; E. Reyes; V. Barrientos. 2012. Mechanisms of *Oryza sativa* (Poaceae) resistance to *Tagosodes orizicolus* (Homoptera: Delphacidae) under greenhouse conditions in Venezuela. *Rev. Biol. Trop.* 60(1): 105–117.
- Han, Y.Q.; J.H. Wen; Z.P. Peng; D.Y. Zhang; M.L. Hou. 2018. Effects of silicon amendment on the occurrence of rice insect pests and diseases in a field test. *J. Integr. Agric.* 17(10): 2172–2181.
- Heinrich, E.A.; E.G. Medrano; H.R. Rapusas. 1985. *Genetic evaluation for insect resistance in rice*. International Rice Research Institute. Manila, Filipinas. 356 p.

- Heong, K.L.; B. Hardy. 2009. *Planthoppers: new threats to the sustainability of intensive rice production systems in Asia*. Int. Rice Res. Inst. Los Baños, Filipinas. 460 p.
- Howe, G.A.; G. Jander. 2008. Plant immunity to insect herbivores. *Annu. Rev. Plant Biol.* 59: 41–66.
- IRRI. 2002. *Standard evaluation system for rice*. IRRI. Philippines.
- Kamolsukyeunyong, W.; W. Sukhaket; K. Pitija; P. Thorngkham; S. Mahatheeranont; T. Toojinda; A. Vanavichit. 2021. Rice sesquiterpene plays important roles in antixenosis against brown planthopper in rice. *Plants*. 10(6): 1049.
- Khanal, N.; C. Vitek; R. Kariyat. 2023. The known and unknowns of aphid biotypes, and their role in mediating host plant defenses. *Diversity* 15(2): 186.
- Kogan, M.; E.F. Ortman. 1978. Antixenosis: A new term proposed to define Painter's "nonpreference" modality of resistance. *Bull. Entomol. Soc. Am.* 24(2): 175–176.
- Morales, F.J.; P.R. Jennings. 2010. Rice hoja blanca: a complex plant-virus-vector pathosystem. *CAB Rev.* 5(043): 1–15.
- Painter, R. H. 1951. *Insect Resistance in Crop Plants*. The Macmillan Company, New York, USA. 520 p.
- Panda, N.; E.A. Heinrichs. 1983. Levels of tolerance and antibiosis in rice varieties having moderate resistance to the brown planthopper, *Nilaparvata lugens* (Stal) (Hemiptera: Delphacidae). *Environ. Entomol.* 12: 1204–1214.
- Panda, N.; G.S. Khush. 1995. Techniques for determining mechanisms of resistance in host plant resistance to insects. In: *Host plant resistance to insects*. CAB International. UK. 431 p.
- Pardey, C.; L. Calvert. 2000. Caracterización del mecanismo de resistencia a *Tagosodes orizicolus* (Muir) [Homoptera: Delphacidae] en cultivares de arroz (*Oryza sativa*). Tesis de maestría. Universidad Nacional de Colombia. Palmira, Colombia. 101 p.
- Rentería, O.J. 1960. Biología del *Sogata orizicola* Muir vector de la hoja blanca del arroz. *Acta Agron.* 10(1): 71–100.
- Rivera, A.C. 1999. Selección sexual y comportamiento reproductor de los insectos. *Bol. SEA* 26: 693–701.
- Romero, L.E. 2013. Introgresión de QTLs de resistencia al virus de la hoja blanca en materiales elite de arroz en Colombia. Trabajo de grado. Universidad Nacional de Colombia. Palmira, Colombia. 124 p.
- Romero, L.E.; I. Lozano; A. Garavito; S.J. Carabalí; M. Triana; N. Villarreal; L. Reyes; M.C. Duque; C.P. Martínez; L. Calvert; M. Lorieux. 2014. Major QTLs control resistance to rice hoja blanca virus and its vector *Tagosodes orizicolus*. *G3* 4(1): 133–142.
- Silva, A.; M.E. Montoya; C. Quintero; J. Cuasquer; J. Tohme; E. Graterol; M. Cruz; M. Lorieux. 2023. Genetic bases of resistance to the rice hoja blanca disease deciphered by a quantitative trait locus approach. *G3* 13(12): jkad223.
- Smith, C.M. 2005. *Plant resistance to arthropods*. Springer. Netherlands.
- Smith, C.M.; S.L. Clement. 2012. Molecular bases of plant resistance. *Annu. Rev. Entomol.* 57: 309–328.
- Sotelo, P.A.; M.F. Miller; C. Cardona; J.W. Miles; G. Sotelo; J. Montoya. 2008. Sublethal effects of antibiosis resistance on the reproductive biology of two spittlebug (Hemiptera: Cercopidae) species affecting *Brachiaria* spp. *J. Econ. Entomol.* 101(2): 564–568.
- Velásquez-Salazar, R.; D. Diamont. 2014. Micromorfología de la epidermis foliar de cultivares de arroz venezolano (Poaceae) asociado con el daño mecánico de sogata *Tagosodes orizicolus* (Homoptera: Delphacidae). *Rev. Biol. Trop.* 62(2): 819–827.
- Velásquez, R.; N. Delgado; L. Urdaneta. 2013. Resistencia a sogata (*Tagosodes orizicolus* Muir) por antibiosis y antixenosis en cultivares de arroz venezolanos. *Rev. Fac. Agron.* 39(3): 144–150.

- Vijaykumar, L.; A.K. Chakravarthy; S.U. Patil; D. Rajanna. 2009. Resistance mechanism in rice to the midge *Orseolia oryzae* (Diptera: Cecidomyiidae). *J. Econ. Entomol.* 102(4): 1628–1639.
- Zhang, Q.; T. Li; M. Gao; M. Ye; M. Lin; D. Wu; J. Guo; W. Guan; J. Wang; K. Yang; L. Zhu; Y. Cheng; B. Du; G. He. 2022. Transcriptome and metabolome profiling reveal the resistance mechanisms of rice against brown planthopper. *Int. J. Mol. Sci.* 23(8): 4083.