



UNIVERSIDAD
NACIONAL
DE COLOMBIA

**Determinación de los mecanismos
de resistencia al daño mecánico de
Tagosodes orizicolus Müir
(Hemiptera: Delphacidae) en seis
genotipos de arroz (*Oryza sativa* L.)**

Gina Raquel Chávez Sosa

Universidad Nacional de Colombia
Facultad de Ciencias Agropecuaria (Escuela de posgrado)
Palmira, Colombia
2022

**Determinación de los mecanismos
de resistencia al daño mecánico de
Tagosodes orizicolus Müir
(Hemiptera: Delphacidae) en seis
genotipos de arroz (*Oryza sativa* L.)**

Gina Raquel Chávez Sosa

Tesis o trabajo de investigación presentado como requisito parcial para optar al título de:
Magister en Ciencias Agrarias- Protección de Cultivos

Directora:

Maribel Cruz Gallego. Ph.D.

Codirectora:

Nora Cristina Mesa Cobo. Ph.D.

Línea de Investigación:

Protección de Cultivos

Universidad Nacional de Colombia
Facultad de Ciencias Agropecuaria (Escuela de posgrado)
Palmira, Colombia

2022

A mi madre, Marina Sosa Barahona, por ser mi ejemplo de mujer fuerte y dedicada. Por estar presente en cada momento de mi vida, por creer fielmente en mí y apoyarme incondicionalmente en cada etapa de mi vida. Agradezco a Dios por tenerla en mi vida.

A mis hermanos, Ana, Alejandra, Juan, Edwin, Cristian y Jesús, por apoyarme y animarme en cada etapa de mi vida y por estar presentes. Que Dios los cuide, guíe su vida y sus familias.

A mis bellos sobrinos, Eduardo, Edwin, Cristali, Kaleb, Ariana y Martin, por alegrar mis días y sacarme una sonrisa con sus ocurrencias. Los amo mucho, quiero que cumplan todos sus sueños.

A Dilmer Guzmán por ser como un hermano, que me cuidó y me apoyó desde el primer día de la maestría, nunca me dejaste sola y cada cosa la hicimos juntos. Deseo y pido a Dios que sigamos juntos y que solo cosas buenas lleguen a tu vida.

A Lilian Cárcamo, por ser una amiga incondicional, por hacer menos sola mi estadía en Colombia, escucharme y ver la vida desde otra vista. Espero encontrarnos en el futuro y continuar nuestra historia.

A Elsy Colindres, por animarme cada día. Eres una mujer fuerte y valiente, te admiraré siempre.

Declaración de obra original

Yo declaro lo siguiente:

He leído el Acuerdo 035 de 2003 del Consejo Académico de la Universidad Nacional. «Reglamento sobre propiedad intelectual» y la Normatividad Nacional relacionada al respeto de los derechos de autor. Esta disertación representa mi trabajo original, excepto donde he reconocido las ideas, las palabras, o materiales de otros autores.

Cuando se han presentado ideas o palabras de otros autores en esta disertación, he realizado su respectivo reconocimiento aplicando correctamente los esquemas de citas y referencias bibliográficas en el estilo requerido.

He obtenido el permiso del autor o editor para incluir cualquier material con derechos de autor (por ejemplo, tablas, figuras, instrumentos de encuesta o grandes porciones de texto).

Por último, he sometido esta disertación a la herramienta de integridad académica, definida por la universidad.



Gina Raquel Chávez Sosa

Fecha 04/03/2022

Agradecimientos

Ser agradecido es una de las actitudes que debemos practicar en la vida. Las personas que nos forman y hacen parte de nuestras vidas nos hacen quiénes somos.

A la Dra. Maribel Cruz, por la dirección de esta investigación. Gracias por sus enseñanzas tanto laborales como personales, por su dedicación y tiempo. Y más que agradecida por acercarme más a Dios. Que Dios la bendiga y a su familia.

A la Dra. Nora Mesa, por su apoyo y guía en este trabajo. Por ayudarme y enseñarme mucho. Dios la bendiga.

Al Dr. Eduardo Graterol, por abrirme las puertas en el FLAR, por estar pendiente de mi trabajo y brindarme ayuda en lo que necesité. Mis mejores deseos para su vida.

Gracias a Rodrigo Moral, Andrés Mejía, Armando Loaiza y John Girón, por enseñarme y guiarme en mi trabajo de campo, gracias por el tiempo que me dedicaron y preocuparse por mí. Dios bendiga sus vidas y familia.

Gracias Isled Hernández, Fabián Mina, Jaime Morales y Jaime Bocanegra, por apoyarme y estar ahí siempre que lo necesité. Dios los bendiga.

A todo el personal del Fondo Latinoamericano para Arroz de Riego (FLAR) muchas gracias, por apoyarme y estar presentes en mi trabajo, gracias por mostrarme su hermosa familia y hacerme parte de ella.

Al Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT) y al FLAR, por permitirme conocer muchas personas increíbles y brindarme muchos conocimientos.

Resumen

Determinación de los mecanismos de resistencia al daño mecánico de *Tagosodes orizicolus* Müir (Hemiptera: Delphacidae) en seis genotipos de arroz (*Oryza sativa* L.)

Tagosodes orizicolus es considerada una de las plagas más destructivas en arroz. Causa daño directo provocado por la alimentación y postura de huevos, y daño indirecto al transmitir el virus de la hoja blanca (RHBV). En los programas de fitomejoramiento es muy importante contar con fuentes de resistencia para usarlas como progenitores en los cruzamientos dirigidos a producir líneas tolerantes o resistentes a estas limitantes. Parte de la caracterización de las fuentes implica el entendimiento de los mecanismos y factores que actúan en la resistencia. Con ese objetivo, se llevó a cabo un estudio, en el CIAT, en condiciones de invernadero para identificar los mecanismos de resistencia a *T. orizicolus* en seis genotipos de arroz. Los estudios de antixenosis evaluaron el comportamiento del insecto en cuanto a la preferencia de alimentación y oviposición, a las 24, 48, 72 y 96 horas después de la infestación, en pruebas de libre escogencia. Para determinar antibiosis se evaluaron indicadores como la oviposición, emergencia ninfal y duración del ciclo ninfal. Y, para el mecanismo de tolerancia se evaluó el índice de pérdida funcional de las plantas, en pruebas de alimentación forzada, sometidas a 15, 30 y 45 insectos por planta y en pruebas de libre alimentación con 10, 20, 30 y 40 insectos por planta con ninfas del quinto ínstar y adultos. Los resultados evidenciaron que los genotipos evaluados poseen diferentes mecanismos de resistencia, así como el grado de su efecto. Los genotipos BADKALAMKATI::IRGC 45011-1, SAHEL 108::C1 y PTB 25::IRGC 6386-1 son antixenóticos para Sogata y al igual que PTB 9::IRGC 6274-1 y WAS 208-B-B-5-1-1-3::C1, son antibióticos. Los genotipos BADKALAMKATI::IRGC 45011-1, PTB 25::IRGC 6386-1 y WAS 208-B-B-5-1-1-3::C1 se comportaron como tolerantes al perder menor porcentaje de biomasa que el resto de genotipos con los mismos niveles de infestación.

Palabras clave: Sogata, antibiosis, antixenosis, resistencia varietal.

Abstract

Determination of mechanisms of resistance to mechanical damage of *Tagosodes orizicolus* Müir (Hemiptera: Delphacidae) in six rice (*Oryza sativa* L.) genotypes.

Tagosodes orizicolus is considered one of the most destructive pests of rice. It causes direct damage by feeding and oviposition, and indirect damage by transmitting the *Rice hoja blanca virus* (RHBV). For plant breeding programs, it is very important to have sources of resistance to use as parents of crosses aimed at producing tolerant or resistant lines to these constraints. Part of the characterization of resistant sources involves understanding the mechanisms and factors related to resistance. For this reason, research was conducted at CIAT under greenhouse conditions to identify the mechanisms of resistance to *T. orizicolus* in six rice genotypes. In antixenosis studies was evaluated the behavior of the insect, in terms of feeding and oviposition preference at 24, 48, 72, and 96 hours after infestation, in free-choice tests. To determine antibiosis, variables such as oviposition, nymphal emergence, and nymphal cycle length were measured. And, for the tolerance mechanism, the percentage of functional loss of the plants was evaluated in non-free-choice feeding tests with 15, 30, and 45 insects per plant and, in free-choice feeding tests with 10, 20, 30, and 40 insects per plant using nymphs of fifth instar and adults. The results showed that the genotypes evaluated had different resistance mechanisms, as well as the degree of their effect. BADKALAMKATI::IRGC 45011-1, SAHEL 108::C1 and PTB 25::IRGC 6386-1 were antixenotic to *Sogatia* and, like PTB 9::IRGC 6274-1 and WAS 208-B-B-5-1-1-3::C1, were antibiotic. BADKALAMKATI::IRGC 45011-1, PTB 25::IRGC 6386-1, and WAS 208-B-B-5-1-1-3::C1 were tolerant with less lost biomass than the rest of the genotypes with the same infestation levels.

Key words: *Sogatia*, antibiosis, antixenosis, varietal resistance.

Contenido

	Pág.
Resumen	IX
Lista de figuras	XIII
Lista de tablas	XVI
Introducción	1
1. Objetivos	5
1.1.1 General.....	5
1.1.2 Específicos	5
2. Marco referencial	6
2.1 <i>Tagosodes orizicolus</i> (Muir)	6
2.2 Biología de <i>T. orizicolus</i>	7
2.3 Importancia de la plaga en el cultivo del arroz	8
2.4 Daño causado por <i>T. orizicolus</i>	9
2.5 Dinámica de poblaciones	10
2.6 Umbral económico para <i>T. orizicolus</i>	11
2.7 Manejo de <i>T. orizicolus</i> en el cultivo de arroz	12
2.8 Resistencia varietal	13
2.9 Mecanismos de resistencia	15
3. Metodología	17
3.1 Área de estudio	17
3.2 Material vegetal.....	17
3.3 Sustrato.....	18
3.4 Colonias secuenciales.....	18
3.5 Evaluación de daño mecánico.....	20
3.6 Evaluación de antixenosis	22
3.6.1 Ensayo preliminar	22
▪ Infestación	23
▪ Evaluación	24
3.6.2 Estudios de alimentación y oviposición en pruebas de libre escogencia	24
▪ Invernadero	25
▪ Laboratorio	27
3.7 Evaluación de antibiosis.....	28
3.7.1 Oviposición	28
▪ Siembra de los reemplazos.....	30

3.7.2	Emergencia ninfal.....	30
3.7.3	Ciclo ninfal de Sogata.....	31
3.8	Evaluación de tolerancia.....	34
3.8.1	Tolerancia usando la prueba de alimentación forzada.....	34
▪	Ensayo preliminar.....	34
▪	Estudios de tolerancia con la prueba de alimentación forzada.....	37
3.8.2	Tolerancia usando la prueba de alimentación de libre escogencia.....	39
4.	Resultados y discusión.....	44
4.1	Daño mecánico.....	44
4.2	Antixenosis.....	45
4.2.1	Antixenosis para alimentación usando la prueba de libre escogencia.....	45
▪	Efecto de los genotipos en la preferencia por alimentación de Sogata.....	45
▪	Efecto de los genotipos en la preferencia por alimentación de hembras y machos de Sogata.....	48
▪	Efecto de los genotipos en la preferencia por oviposición de Sogata en pruebas de libre escogencia.....	49
4.3	Antibiosis.....	50
4.3.1	Antibiosis para oviposición en pruebas de alimentación forzada.....	50
4.3.2	Antibiosis para emergencia ninfal en pruebas de alimentación forzada.....	52
4.3.3	Ciclo ninfal.....	54
4.4	Tolerancia.....	56
4.4.1	Tolerancia en prueba de alimentación forzada.....	56
▪	Daño mecánico en pruebas de alimentación forzada.....	56
4.4.2	Tolerancia en prueba de libre alimentación.....	59
▪	Daño mecánico en pruebas de libre alimentación.....	59
▪	Índice de pérdida funcional.....	61
5.	Conclusiones y recomendaciones.....	64
5.1	Conclusiones.....	64
5.2	Recomendaciones.....	65
6.	Anexos.....	66
	Bibliografía.....	70

Lista de figuras

	Pág.
Figura 2-1. Distribución mundial de <i>T. orizicolus</i>	6
Figura 2-2. Síntomas del daño mecánico causado por <i>T. orizicolus</i> . A y B) Senescencia y necrosis foliar. B y C) Oviposición en la nervadura central de la hoja.....	9
Figura 2-3. A) Planta de Bluebonnet 50 con síntomas causados por el virus de la hoja blanca (RHBV). B y C) Formación de bandas cloróticas en las hojas. D) Testigos en evaluaciones para el virus de hoja blanca: R= resistente-Fedearroz 2000; I= Intermedio-Colombia 1; S= susceptible-Bluebonnet 50. E) A la izquierda, hoja clorótica, a la derecha hoja necrosada.....	10
Figura 2-4. Mecanismos de resistencia de plantas a insectos.	15
Figura 3-1. A) Esterilización del sustrato con vapor de agua. B) Descarga del sustrato en tanques de almacenamiento. C) Sustrato para ser utilizado.....	18
Figura 3-2. A) Siembra del alimento (material susceptible), en potes. B) Jaulas de malla. C) Alimentación y postura de Sogata sobre plantas.	19
Figura 3-3. A) Nueva colonia sana secuencial. B) Eclosión de las ninfas.	19
Figura 3-4. Siembra de los materiales para la evaluación de daño mecánico. A) Llenado y nivelación de bandejas. B). Bandeja con barro y cubierta por suelo seco. C) Surcado. D) Siembra.....	20
Figura 3-5. A) Raleo de las plantas. B) Infestación con insectos no vectores del RHBV. C) Evaluación visual. D) Calificación 9.	21
Figura 3-6. Infestación de los materiales con adultos jóvenes. A) Bandeja dentro de la jaula de malla. B) Caja Petri en el centro del círculo, formado por las plantas.	22
Figura 3-7. Siembra de los materiales para la prueba de preferencia en libre escogencia. A y B) Semilla sobre barro. C) Semilla cubierta con suelo seco.	25
Figura 3-8. Trasplante de los materiales. A) Llenado de las bandejas con barro esterilizado. B) Barro nivelado. C, D y E) Con un molde circular, se pusieron las estacas. F) Trasplante de los materiales de forma aleatoria.	26
Figura 3-9. Infestación y evaluación de la preferencia en libre escogencia de Sogata. A) Adultos jóvenes. B) Insectos en recipiente. C) Insectos en el centro del círculo, que forman las plantas. D) Jaulas cubiertas con mantas negras. F) Conteo de insectos por planta.	26
Figura 3-10. Paso a paso del conteo de huevos. A) Corte de la planta. B y C) Identificación con el número de observación y repetición. D y E) Conteo de huevos, con ayuda de un microscopio estereoscópico.	27

Figura 3-11. Siembra de los materiales, para la evaluación de oviposición. A) Llenado de los potes con suelo esterilizado. B y C) Semillas sobre barro. D y E) Raleo e individualización de plantas con tubo de acetato.....	28
Figura 3-12. Infestación de las plantas. A) captura de Sogata. B) infestación de plantas. C) Plantas en reposo.	29
Figura 3-13. A y B) Observación de huevos en la nervadura central de la hoja. C) Hembra muerta.	30
Figura 3-14. A) Corte de la planta en la base del tallo. B) Tubo cubierto por ambos lados. C) Tubos en la nevera. D y E) Conteo de ninfas por planta.....	31
Figura 3-15. A y B) Siembra de los materiales para evaluación del ciclo ninfal.	32
Figura 3-16. Colonias secuenciales. A) Siembra de cuatro semillas. B) Adultos de Sogata. C) Plantas con postura de huevos. D) Ninfas jóvenes del primer instar.	32
Figura 3-17. A) Raleo de las plantas. B y C) Cubrimiento de las plantas. D) Tubo marcado. E y F) Infestación con ninfas del primer instar. G) Tubos cubiertos con malla.	32
Figura 3-18. Evaluación del ciclo ninfal de Sogata. A) Contabilizar la duración en días de cada instar ninfal de Sogata. B y C) Ninfa de Sogata con la exuvia. D) Con ayuda de un pincel retirar la exuvia en cada cambio de instar.	33
Figura 3-19. A) Llenado de potes con barro esterilizado. B y C) Se pusieron tres semillas por pote, cada pote rotulado con el consecutivo y el nivel de infestación. D) Con suelo seco se cubre la semilla.	35
Figura 3-20. A) Plantas a los 14 días después de la siembra. B, C y D) Se dejó una planta por pote. E) Con tubos de acetato se individualizo las plantas.	35
Figura 3-21. Infestación de las plantas. A) Colonia secuencial. B) Captura de los insectos con un succionador. C y D) Infestación de las plantas y cubrimientos de estas con una malla. E) Plantas en invernadero de reposo.	36
Figura 3-22. A) Las plantas se trasladaron a bandejas sin agua un día antes de la evaluación. B) Limpieza de insectos a las plantas a evaluar. C) De forma aleatoria se pusieron las plantas para la evaluación de daño mecánico.	36
Figura 3-23. A) se corta la planta. B) Se pesa la planta en la balanza. C) Dentro de una bolsa de papel se ponen las plantas. D y E) Plantas en horno.	38
Figura 3-24. Preparación de las bandejas. A) Bandeja llena con barro esterilizado. B) Sobre el barro se agregó suelo seco a las bandejas. C) Con un surcador se forman los surcos. D) Bandeja surcada.	39
Figura 3-25. Siembra de los materiales. A) Con infestación. B) Sin infestación (testigos negativos).	40
Figura 3-26. Captura de insectos para infestación. A) Plantas de Bluebonnet 50. B) Se entubaron las plantas. C) Colecta de insectos con succionador. D) Insectos contados y depositados en las plantas.	40
Figura 3-27. A) Raleo de plantas y eliminación de los bordes. B) Raleo de plantas (con insectos). C) Raleo de plantas (sin insectos).	41
Figura 3-28. Infestación de las plantas con insectos sanos. A) Bandeja con lámina de agua. B) Planta en jaula. C) Jaula cubierta con manta negra. D) Infestación.	41

Figura 3-29. La imagen de la izquierda bandeja con los materiales para evaluar. A la derecha la escala visual de daño mecánico, donde los grados uno y tres son resistentes (R), el grado cinco es intermedio (I) y el grado siete y nueve son susceptibles (S).....	42
Figura 3-30. Registro del peso de las plantas. A) Se cortaron las plantas al ras del suelo, por surco. B) Se pesaron las plantas. C) Dentro de una bolsa de papel se depositaron las plantas. D) Horno a 70 °C.	43
Figura 4-1. Escala visual de daño mecánico causado por <i>T. orizicolus</i> en seis genotipos resistentes al RHBV.	45
Figura 4-2. Antixenosis de seis genotipos de arroz para alimentación de <i>T. orizicolus</i> en pruebas de libre escogencia. Insectos posados a las A) 24 horas después de la infestación (h ddi). B) 48 h ddi. C) 72 h ddi. D) 96 h ddi.....	46
Figura 4-3. Número de hembras y machos posados en seis genotipos resistentes de arroz en pruebas de libre escogencia.	48
Figura 4-4. Duración de los ínstaes de <i>Tagosodes orizicolus</i> criados en IRAT 124 (antibiótico); Bluebonnet 50 (susceptible) y seis genotipos de arroz resistentes al RHBV.	55
Figura 4-5. Daño mecánico causado por <i>Tagosodes orizicolus</i> en seis genotipos de arroz resistentes expuestos a tres niveles de infestación y evaluación hecha con escala visual.....	57
Figura 4-6. Índices de pérdida funcional ocasionadas por <i>Tagosodes orizicolus</i> en seis genotipos de arroz expuestos a tres niveles de infestación.	59
Figura 4-7. Daño mecánico causado por <i>Tagosodes orizicolus</i> en seis genotipos de arroz resistentes expuestos a cuatro niveles de infestación y dos estados de desarrollo del insecto. Evaluación hecha con escala visual.	60

Lista de tablas

	Pág.
Tabla 2-1. Umbrales de daño del complejo Sogata-RHBV.....	11
Tabla 2-2. Especies de parasitoides, depredadores y entomopatógenos que atacan a <i>T. orizicolus</i> en sus diferentes estados.....	12
Tabla 2-3. Reacción de genotipos índica al RHBV y al daño por insectos en condiciones de invernadero (Cruz et al., 2018).....	14
Tabla 3-1. Escala visual de evaluación de daño mecánico causado por <i>T. orizicolus</i>	21
Tabla 3-2. Número de insectos por nivel de infestación para cada estado de desarrollo, con los que se infestó las bandejas para el estudio de tolerancia con libre alimentación.....	41
Tabla 4-1. Oviposición de <i>Tagosodes orizicolus</i> en pruebas de libre escogencia en seis genotipos de arroz resistentes.....	49
Tabla 4-2. Longevidad de las hembras sobre seis genotipos de arroz resistentes en prueba de alimentación forzada.....	51
Tabla 4-3. Oviposición de <i>Tagosodes orizicolus</i> en alimentación forzada sobre seis genotipos de arroz resistentes.....	51
Tabla 4-4. Emergencia ninfal de <i>Tagosodes orizicolus</i> en seis genotipos resistentes de arroz en pruebas de alimentación forzada.....	53
Tabla 4-5. Promedio general de la duración en días por cada ínstar ninfal de <i>Tagosodes orizicolus</i> criadas sobre ocho genotipos de arroz.....	54
Tabla 4-6. Pérdidas funcionales ocasionadas por <i>Tagosodes orizicolus</i> en seis genotipos de arroz sometidos a cuatro niveles de infestación en dos estados de desarrollo del insecto.....	62
Tabla 6-1. Modelo lineal mixto (GLIMIX) para los efectos fijos y aleatorios del ensayo de daño mecánico.....	66
Tabla 6-2. Modelo lineal mixto para número de insectos de <i>T. orizicolus</i> posados a las 24, 48, 72 y 96 horas después de la infestación.....	67
Tabla 6-3. Modelo lineal mixto para el número de hembras, machos y total de insectos de <i>T. orizicolus</i> por planta posados en seis genotipos de arroz resistentes.....	67
Tabla 6-4. Modelo lineal mixto para el número de huevos a las 96 horas después de la infestación en pruebas de libre escogencia.....	67
Tabla 6-5. Modelo lineal mixto para los efectos fijos y aleatorios del total de huevos, longevidad de la hembra y fecundidad de <i>Tagosodes orizicolus</i>	68
Tabla 6-6. Modelo lineal mixto para los efectos fijos y aleatorios del total de ninfas, longevidad de la hembra e índice de emergencia ninfal de <i>T. orizicolus</i>	68

Tabla 6-7. Modelo lineal mixto para efectos fijos del estudio de ciclo ninfal de <i>T. orizicolus</i> en seis genotipos de arroz resistentes.	69
Tabla 6-8. Modelo lineal mixto para los efectos fijos del índice de pérdida funcional ocasionadas por <i>T. orizicolus</i> en seis genotipos de arroz expuestos a tres niveles de infestación.	69
Tabla 6-9. Modelo lineal mixto para los efectos fijos del índice de pérdida funcional ocasionadas por <i>T. orizicolus</i> en seis genotipos de arroz sometidos a cuatro niveles de infestación en dos estados de desarrollo del insecto.	69

Introducción

El arroz (*Oryza sativa* L.), es el segundo cereal más importante en el mundo, para la alimentación humana, que constituye la base alimentaria de más de 3,5 billones de personas (Ricepedia, 2016); por su valor nutricional, económico y social. Según la Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO), del suministro de energía alimentaria del mundo, el arroz proporciona, en promedio, el 20 %; y su consumo es predominante en países de Asia, África y Latinoamérica, donde llegan a proporcionar el 70 %, 48 % y 30 % de la energía alimentaria, respectivamente (FAO, 2018). Por ello para más de la mitad de la población mundial, en especial de las zonas más pobres, el arroz se considera una fuente esencial de nutrientes y calorías en la dieta diaria (Troncoso-Sepúlveda, 2019).

Según la FAO (2021), la producción de arroz presentó un descenso en 2019 con 3,7 millones de toneladas en relación al año anterior; mientras que, los pronósticos indicaron un aumento del 0,9 % para el año 2021, respecto a la cosecha del año 2020, cuando alcanzó 518,2 millones de toneladas a principios del mes de noviembre de este año. Se cultiva en 113 países y los principales productores son China, India, Indonesia, Bangladesh, Vietnam, Tailandia, Filipinas, Brasil y Pakistán. Se prevé que para el año 2029, la producción llegará a 528 millones de toneladas según la Organización para la Cooperación y el Desarrollo Económicos (OCDE) y la FAO (2020).

En Colombia, el sector arrocero es uno de los rubros productivos más importantes en términos de área cultivada, producción y generación de empleo, después del café y el maíz, ya que juega un papel indispensable en la dieta y en la canasta familiar, en particular, de los hogares más pobres (Troncoso-Sepúlveda, 2019). La producción nacional de arroz, para el primer semestre del año 2021, fue de 1,208 millones de toneladas; con un área cosechada de 200.896 hectáreas y un rendimiento de 6,01 toneladas por hectárea; los principales departamentos productores de arroz son Meta, Casanare, Tolima y el Huila

según el Departamento Administrativo Nacional de Estadística (DANE) y la Federación Nacional de Arroceros (FEDEARROZ) (2021).

Una de las mayores limitantes en el incremento de la producción de arroz, es causado por plagas y enfermedades; en el mundo se estima que las plagas provocan pérdidas del 35 % de la producción de arroz; el 12 % es causadas por patógenos (Vivas et al., 2010).

En América Latina, una de las plagas de mayor importancia económica es el insecto *Tagosodes orizicolus* (Muir) conocido con el nombre común de Sogata, es considerada una de las principales plagas en cultivos de arroz en América tropical y subtropical (González et al., 2012). Este insecto hace parte de un complejo patogénico, ya que es el causante de transmitir el virus de la hoja blanca (RHBV acrónimo de *Rice Hoja Blanca Virus*, del género *Tenuivirus* perteneciente a la Familia *Phenuiviridae*,) (Morales & Jennings, 2010). El patosistema, que conforma el insecto con el virus logra causar pérdidas de hasta el 100 % en la producción de cultivos susceptibles de arroz (Martin et al., 2020).

Las pérdidas en rendimiento, pueden ser debidas a dos tipos de daño hecho por el insecto. El primero es daño mecánico o directo, se da cuando las ninfas y adultos se alimentan del mesófilo y la savia del floema en diferentes etapas de desarrollo de la planta o cuando los adultos ponen sus huevos en la nervadura central de la hoja (González et al., 2012). El segundo daño es indirecto, por ser el único insecto capaz de transmitir el RHBV, este virus que es capaz de replicarse tanto en la planta como en el insecto. Causa decoloración en las hojas, sobre todo en las más jóvenes y pueden causar la muerte de las plantas antes de la floración (Alvarez & Olívio, 2009).

Para el control del insecto, se conocen algunos agentes biológicos (parasitoides, depredadores y hongos entomopatógenos), que atacan a *T. orizicolus*, y aunque son un complemento para el manejo integrado del insecto, la opción más efectiva es la resistencia varietal tanto para el insecto como para el virus (Morales & Jennings, 2010; Romero et al., 2014). Sin embargo, la resistencia del arroz a *T. orizicolus* y al RHBV son independientes, esto hace que el desarrollo de una variedad exitosa de arroz resistente a ambos, sea extremadamente desafiante (Jennings & Alicia, 1970).

Desde que el complejo (virus-insecto) se consideró una amenaza para las producciones de arroz y se confirmó que la naturaleza patogénica, que explica el comportamiento epidémico cíclico errático, está determinada por la interacción entre el RHBV y el insecto vector *Sogatia*, los programas de fitomejoramiento iniciaron la búsqueda de fuentes de resistencia (Morales & Jennings, 2010). Las primeras fuentes de resistencia reportadas pertenecen a arroz, tipo japónica, de grano corto. Estas se incluyeron en los programas de fitomejoramiento para transferir esa resistencia a variedades indica de grano largo, preferidas en América tropical, pero susceptibles teniendo en cuenta que la base de resistencia genética al daño directo causado por *Sogatia* es diferente a la genética de la resistencia al RHBV (Morales & Jennings, 2010).

A raíz de evaluaciones realizadas por el Departamento de Agricultura de los EE. UU y llevadas a cabo en Colombia, Venezuela y Cuba, donde se identificaron 400 genotipos de arroz resistentes, pertenecientes a tipos japónica de grano corto; en el año de 1957, se inició un programa de fitomejoramiento, en Palmira, para transferir dicha resistencia a las variedades tipo indica (Morales & Jennings, 2010). Pasaron muchos años sin encontrar otras fuentes de resistencia y en el año 2018 Cruz et al., identificaron siete genotipos resistentes a la enfermedad del RHBV, siendo el primer reporte de fuentes de resistencia de tipo indica. Estas se están usando como progenitores para la generación de variedades resistentes, pero se desconoce el tipo de resistencia al insecto.

El Fondo Latinoamericano para Arroz de Riego (FLAR), desde su creación en 1995 genera y trasmite conocimientos, tecnologías e innovaciones para fortalecer el sector arrocero en América Latina y El Caribe. El programa de fitomejoramiento para la zona tropical (Bolivia, Colombia, Costa Rica, Ecuador, Guayana, Honduras, México, Nicaragua, Panamá, Perú, República Dominicana y Venezuela), trabaja para desarrollar germoplasma tolerante al daño causado por *T. orizicolus*. Actualmente, el uso de cultivares con resistencia se consideran, como una de la estrategias más seguras y eficientes de control (Ebert et al., 2009).

Con la implementación del manejo integrado de plagas y gracias al empleo de variedades tolerantes o resistentes al daño mecánico provocado por el insecto, se logró reducir el número de aplicaciones de insecticidas en cultivos de arroz y esto se vio reflejado en la disminución del daño en el rendimiento (Alfonso et al., 2000). La variedad Colombia 1 fue

muy utilizada como fuentes de resistencia al virus, de ahí provino la resistencia de Fedearroz 2000 y esta a su vez se ha utilizado ampliamente en programas de fitomejoramiento para el mismo fin. Además de ser la variedad utilizada, en zonas de riesgo de epidemia. Depender solo de la resistencia de Fedearroz 2000, pone en riesgo el mejoramiento de la característica y a su vez la producción de arroz en dichas zonas. Por lo tanto, el Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT) y el Fondo Latinoamericano para Arroz de Riego (FLAR) han buscado genotipos que posean niveles altos y estables de resistencia al RHBV, como lo presenta Fedearroz 2000. Solo hasta el año 2018, Cruz et al., reportaron nuevas fuentes de resistencia al virus, de tipo indica.

En los programas de fitomejoramiento, el desarrollo de nuevas fuentes y variedades resistentes tanto al RHBV como al Sogata ha sido muy importante. Sin embargo, son pocos los estudios que se han dirigido a la identificación de los mecanismos de resistencia a Sogata (Calvert, 2004; Pardey et al., 2000). Su desconocimiento conlleva al riesgo de usar, como progenitores, fuentes con altos niveles de antibiosis y forzar al insecto a generar biotipos que puedan hacer más difícil el manejo del patosistema.

“Para conocer la importancia del nivel de resistencia observado en campo, es necesario entender los mecanismos y factores que actúan en la resistencia” (Velásquez et al., 2013). Por lo tanto, teniendo como foco la resistencia varietal de una de las plagas de importancia económica en Latinoamérica, en este trabajo se realizaron estudios básicos para dilucidar los mecanismos de resistencia al insecto *T. orizicolus*.

1. Objetivos

1.1.1 General

- Identificar el o los mecanismos de resistencia a *T. orizicolus* en seis genotipos de arroz.

1.1.2 Específicos

- Evaluar el daño mecánico causado por *T. orizicolus* sobre seis genotipos de arroz.
- Estudiar el efecto de los genotipos sobre la preferencia de alimentación, oviposición y la longevidad de *T. orizicolus*.
- Determinar la duración de los estados ninfales de *T. orizicolus* sobre seis genotipos de arroz.
- Determinar el nivel de tolerancia de seis genotipos de arroz

2. Marco referencial

2.1 *Tagosodes orizicolus* (Müir)

La familia Delphacidae comprende el género *Tagosodes* y contiene cerca de 20 especies, de las cuales, *T. orizicolus* (Müir, 1926) y *T. cubanus* (Crawford, 1914), en América Central y Suramérica, y *T. pusanus* (Distant, 1912) en Asia (Mariani & de Remes Lenicov, 2000), tienen como hospedante al arroz. Sogata es el nombre común de *T. orizicolus*, la cual fue descrita por Müir (1926), como *Sogata orizicola*. Posteriormente, Fennah (1963), la transfiere al género *Sogatodes*; y no fue hasta que Asche & Wilson (1990) en una revisión de *Sogatella* y grupos afines, la incluyen dentro de un nuevo género, *Tagosodes*.

La Sogata se encuentra ampliamente distribuida en áreas productoras de arroz de: Argentina, Belice, Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, Cuba, Estados Unidos, Guatemala, Guayana, México, Nicaragua, Panamá, Puerto Rico, Perú, República Dominicana, El Salvador, Surinam, Trinidad y Tobago, Venezuela (CABI, 2021).

Figura 2-1. Distribución mundial de *T. orizicolus*.



Fuente: (CABI, 2021)

2.2 Biología de *T. orizicolus*

Las condiciones de temperatura y humedad relativa que requiere el insecto *T. orizicolus* para su desarrollo normal son de 27 °C y > 80 % HR, respectivamente (Morales & Jennings, 2010). Vivas et al. (2017), encontraron que las densidades poblacionales del insecto están correlacionadas con las variables climáticas antes mencionadas, donde los cambios en temperaturas y humedades relativas, al igual que la época del año influyen o alteran el desarrollo del insecto vector.

Tanto los adultos como ninfas de Sogata, se presentan en todas las etapas de desarrollo de la planta; los machos suelen ser más activos en el vuelo que las hembras, mientras que estas, y las ninfas son más sedentarias, caracterizadas por tener una mayor actividad durante la alimentación (Vivas et al., 2009). Estos insectos presentan dimorfismo sexual, se caracterizan por un espolón en la tibia posterior y por la morfología de los genitales masculinos; las hembras presentan las formas braquípteras y macrópteras (Yu et al., 2009). Los machos tienen una longitud aproximada de 2,0 mm con coloración pardo oscuro a negro, siendo más pequeños que las hembras, ya que estas miden de 3,33 a 3,35 mm, con coloraciones ámbar, más claras que los machos (Meneses et al., 2001; Mora et al., 2001)

Las hembras pueden poner hasta 350 huevos en el parénquima esponjoso, en la nervadura central de la lámina foliar o en la vaina de la hoja, la mayoría de las veces en grupos de siete, miden 0,7 mm aproximadamente, son de color blanco y muy sensibles a la desecación (Morales & Jennings, 2010). Las ninfas pasan por cinco instares para alcanzar el estado adulto (González et al., 2012). El color de las ninfas del primer instar es blanquecino, pero a medida que crece, la nitidez de las rayas paralelas de color pardo que posee en el torso, va aumentando; los huevos eclosionan de la superficie adaxial de la hoja y las ninfas comienzan a alimentarse a 24 horas, tiene una longitud de 0,5 mm; el segundo estadio es de color amarillo, tienen las almohadillas de las alas parcialmente desarrolladas y logran 1,0 mm de largo en los últimos instares (tercero, cuarto y quinto instar), pueden crecer, en promedio, unos 2,5 mm de largo (Meneses et al., 2001; Morales & Jennings, 2010).

Para diferenciar los últimos tres ínstares, Mora et al. (2001) observó que, el tercer ínstar presenta un color amarillo con dos delgadas franjas dorsales, que las almohadillas de las alas están más desarrolladas y se oscurecen parcialmente; el cuarto ínstar no difiere mucho con el anterior, en cuanto a características morfológicas, con la diferencia de que se hacen visibles las yemas que van a dar origen a las alas y la longitud de las franjas dorsales son más oscuras; ya en el quinto ínstar, los insectos son de tamaños mayores, con las alas más desarrolladas. En ninguno de los ínstares ninfales, es posible distinguir el sexo de los insectos (Rentería M., 1960).

La duración de cada estadio del insecto varía de acuerdo con la temperatura; a una temperatura de 27 ° C a 18 ° C, *T. orizicolus*, dura en promedio de 7 a 14 días en huevo; de 15 a 20 días en ninfas (cada estadio de ninfas demora de 3 a 7 días) y en estado adulto de 20 a 30 días, las hembras son más longevas que los machos (Morales & Jennings, 2010).

2.3 Importancia de la plaga en el cultivo del arroz

Sogata es una de las plagas del cultivo del arroz más importantes de América Latina; por causar dos tipos de daño, un daño directo o daño mecánico, llamado *hopperburn*, provocado cuando las ninfas y adultos se alimentan del mesófilo y savia del floema en diferentes etapas de desarrollo de la planta o al ovipositar en las hojas del arroz; y un segundo daño indirecto, al transmitir el virus de la hoja blanca del arroz (RHBV) (González et al., 2012); con pérdidas de hasta 100 % del rendimiento en los arrozales susceptibles en América Latina (Martin et al., 2020).

Esta plaga tomó notoriedad a mediados de la década de 1950, cuando estuvo en riesgo la producción de arroz en el sureste de los Estados Unidos en Louisiana, Mississippi y Florida; el virus se detectó por primera vez en los arrozales del departamento del Valle del Cauca en Colombia, alrededor de 1935 y en 1983 se identificó su agente causal (Morales & Niessen, 1983). Dos décadas más tardes estaba presente en Panamá, Venezuela y Costa Rica, llegó a Cuba y a la península de Florida (Morales & Jennings, 2010).

2.4 Daño causado por *T. orizicolus*

El daño directo provocado por el insecto, causa síntomas como: senescencia foliar acelerada y necrosis foliar (Figura 2-2. A y B), la cual comienza desde el ápice y los bordes hasta la parte basal de la hoja y reduce el crecimiento, al igual que la capacidad fotosintética y eventualmente provocan la muerte de las plántulas (González et al., 2012). Las hembras, a diferencia de los machos, son responsables de daños más severos, debido a la alimentación y oviposición (Figura 2-2. B y C) (Romero et al., 2014). Este insecto chupa los nutrientes del floema y a la vez excreta sustancias azucaradas sobre el follaje, favoreciendo la aparición de Fumagina (Heinrichs, 1994).

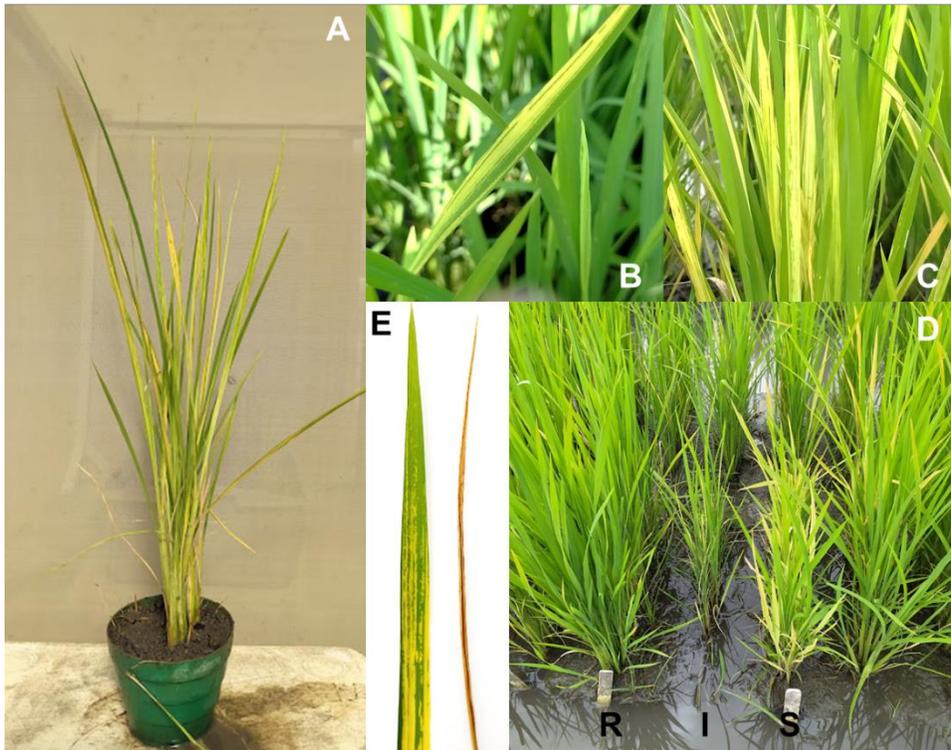
Figura 2-2. Síntomas del daño mecánico causado por *T. orizicolus*. A y B) Senescencia y necrosis foliar. B y C) Oviposición en la nervadura central de la hoja.



Fuente: Propia.

Los síntomas característicos del daño indirecto, causado por el virus RHBV, difieren según la variedad o edad de la planta infectada; observándose bandas cloróticas en las hojas que se fusionan, haciendo que las hojas se tornen blancas (Figura 2-3); en edad temprana de la planta infectada puede presentar enanismo, necrosis y muerte de la planta, en casos más severos; en infecciones tardías, pueden afectar la panícula, reducir la calidad y número de granos por panículas (Vivas et al., 2009). Los daños ocasionados por este insecto y el virus RHBV, se han incrementado y los agricultores utilizan varios métodos de control, en especial el químico (Meneses et al., 2005).

Figura 2-3. A) Planta de Bluebonnet 50 con síntomas causados por el virus de la hoja blanca (RHBV). B y C) Formación de bandas cloróticas en las hojas. D) Testigos en evaluaciones para el virus de hoja blanca: R= resistente-Fedearroz 2000; I= Intermedio-Colombia 1; S= susceptible-Bluebonnet 50. E) A la izquierda, hoja clorótica, a la derecha hoja necrosada.



Fuente: Propia.

2.5 Dinámica de poblaciones

La mayoría abundancia poblacional de *T. orizicolus* en los meses secos. Las altas temperaturas y pocas lluvias son los factores que influyen en el incremento de las poblaciones del insecto, esto, en algunas zonas coincide con los periodos de mayor cantidad de área sembrada de arroz (Galvez, 1967; Vivas et al., 2010). Aunque, el insecto se encuentra en todos los estados de desarrollo de la planta, Vivas (1997) reportó, que la densidad poblacional de esta plaga está correlacionada con la etapa de desarrollo del cultivo y que, la fase vegetativa es donde se encuentra la mayor cantidad de insectos.

Además de la siembra de variedades susceptibles, Pardey et al., (2000) mencionan que la rápida propagación del insecto, se debe a la práctica de sembrar altas densidades de semilla que proporcionan un hábitat ideal para los insectos; al igual exceso de fertilización nitrogenada, que promueven el desarrollo del follaje y lo hacen más tractivo para el insecto. El uso excesivo de insecticidas en los cultivos ha ocasionado, el desarrollo de la resistencia por parte del insecto, la eliminación de enemigos naturales nativos y generación de nuevos brotes de Sogata en el cultivo de arroz (Arias et al., 1993).

2.6 Umbral económico para *T. orizicolus*

Para el manejo del complejo Sogata y Virus de la hoja blanca, se recomienda hacer monitoreos constantes, mediante el Jameo Entomológico, que consiste en tomar como base el número de insectos en diez pases dobles de jama (pdj), haciendo el primer muestreo a 20 metros del canal de riego, de igual manera, el porcentaje de plantas afectadas por el virus (obtenido en un marco de 25 x 25 cm); y realizar jameos por lo menos en diez sitios diferentes por hectárea con 10 pdj; o realizar muestreo en cinco sitios por hectárea, con 20 pdj. (Tabla 2-1.) (Meneses et al., 2001; Pantoja et al., 1997).

El umbral económico para insectos no virulentos, es de nueve Sogatas por pdj, en la etapa de germinación y en la etapa de ahijamiento activo a cambio de primordio es de 28 Sogatas por pdj (Meneses et al., 2001). Los primeros 25 días de edad son los más críticos, en los cultivares de arroz, donde si la variedad es susceptible al virus, se recomiendan hacer cada tres días los jameos durante el primer mes de sembrado (Peñaranda et al., 1999).

Tabla 2-1. Umbrales de daño del complejo Sogata-RHBV.

Plantas infectadas (%)	No. Insectos /10 pdj	Nivel de Riesgo	Variedad
< 3	200	Bajo	Tolerante
3-10	50-199	Medio	Resistente
> 10	10-49	Alto	Resistente

Fuente: modificado de Calvert & Reyes (1999).

2.7 Manejo de *T. orizicolus* en el cultivo de arroz

En los programas de manejo integrado de insectos-plaga vectores de patógenos en el cultivo de arroz, requieren de la incorporación de elementos de innovación y desarrollo, que sean imperativos (Zachrisson, 2014). El manejo de *T. orizicolus*, tradicionalmente, se ha dirigido al uso indiscriminado de insecticidas químicos, que causan aumentos en los costos de producción, daños ambientales y generan efectos tóxicos en la vida de los organismos benéficos (Vivas et al., 2009); haciéndose indispensable la búsqueda de estrategias alternativas para controlar sus poblaciones en los cultivos de arroz.

Una de las estrategias, es el uso de enemigos naturales de Sogata (parasitoides, depredadores y hongos entomopatógenos), como agente de control biológico (en la Tabla 2-2. se presentan los enemigos naturales reportados por Peñaranda et al.,1999), para establecer una biorregulación de la plaga (Mora-Kepfer & Espinoza, 2009). Se conocen dentro de los parasitoides de *T. orizicolus*, especies de la familia Dryinidae (Hymenoptera: Gonatopodinae), como a *Haplogonatopus hernandezae* Olmi, eficiente parasitoide de Sogata, este puede alcanzar un parasitismo de 83 % de las poblaciones del insecto, cuenta con las ventajas de tener una reproducción por partenogénesis, está presente en Colombia, lo cual elimina los problemas asociados con la introducción de especies exóticas (Mora-Kepfer & Espinoza, 2009).

Tabla 2-2. Especies de parasitoides, depredadores y entomopatógenos que atacan a *T. orizicolus* en sus diferentes estados.

Parasitoides de ninfas	
<i>Haplogonatopus hernandezae</i>	Hymenoptera: Dryinidae
<i>Atrichopogum spp.</i>	Diptera: Ceratopogonidae.
<i>Elenchus sp.</i>	Strepsiptera: Elenchidae.
Entomopatógenos	
<i>Metarhizium anisopliae</i> (Metch)	Deuteromycetos.
<i>Beauveria bassiana.</i> (Vals) Vuil	Deuteromycetos.
Depredadores	

<i>Tetragnata sp.</i>	Araneae: Tetragnathidae.
<i>Argiopes sp.</i>	Araneae: Araneidae
<i>Lycosa sp.</i>	Araneae: Lycosidae.
<i>Oxiopes sp.</i>	Araneae: Oxyopidae.
<i>Alpaida sp.</i>	Araneae: Araneidae.
<i>Eustala sp.</i>	Araneae: Araneidae.
<i>Coleomegilla maculata (De Geer)</i>	Coleoptera: Coccinellidae
<i>Cicloneda sanguinea. L.</i>	Coleoptera: Coccinellidae.
<i>Zellus longipes</i>	Hemiptera: Reduviidae

Fuente: Adaptado de (Peñaranda et al., 1999).

El control cultural debe ir encaminado básicamente al uso de variedades resistentes, tanto para el daño mecánico como al virus RHBV; la resistencia varietal es la principal herramienta para el manejo del complejo Sogata-virus RHBV y es ampliamente utilizada en los programas de fitomejoramiento en arroz (Morales & Jennings, 2010).

2.8 Resistencia varietal

La resistencia varietal juega un papel importante en el manejo de plagas, con el fin de que los cultivos aumenten los componentes de producción y se reduzcan las pérdidas asociadas a plagas. El fitomejoramiento convencional junto con técnicas moleculares y enfoques transgénicos tienen una gran promesa de acelerar el progreso en el desarrollo de cultivares con resistencia a insectos (Dhillon & Sharma, 2012). La expresión fenotípica de la resistencia tanto para el virus y como para el insecto es afectada por diversos factores tales como la edad de la planta, virulencia de la colonia y condiciones ambientales, entre otros; en muchos estudios indican, que la resistencia para ambos (virus y vector), es de tipo oligogénica, donde dos o tres genes mayores están involucrados en la resistencia (Ebert et al., 2009).

En América Central, El Caribe y América del Sur tropical, se extendió una epidemia severa de RHBV, en el año 1956, por lo que en la antigua Estación Experimental Palmira del Ministerio se iniciaron evaluaciones de variedades resistentes al virus, desarrolladas en programas de fitomejoramiento; se encontró que, solamente en el arroz tipo japónica templada y en algunas japónicas subtropical presentaron resistencia al virus y que las indicas tropicales eran susceptibles. En el año 1957, inició el fitomejoramiento del

arroz para resistencia a RHBV (Morales & Jennings, 2010), pero las variedades liberadas no fueron aceptadas comercialmente, debido a la disminución del rendimiento, aumento del daño mecánico causados por Sogata y mala calidad de cocción, que se presentaron. Los agricultores recurrieron a insecticidas y como resultado se eliminaron los enemigos naturales y resurgió la Sogata causando daños mecánicos, mas no, daño por virus; y así que, en 1964 el daño mecánico causado por Sogata, se volvió más importante en los programas de fitomejoramiento (Morales & Jennings, 2010).

Con el cambio de prioridades de mejora de los cultivos de arroz, se desplazaron, los esfuerzos de fitomejoramiento contra RHBV, hacia la búsqueda de fuentes de resistencia al insecto *T. orizicolus*. Donde encontraron que las índicas tropicales son resistentes al daño mecánico del insecto, mientras que las japónicas templadas son susceptibles, siendo la reacción al RHBV opuesta (Morales & Jennings, 2010). Cruz et al. (2018), identificaron nuevas fuentes de resistencia al RHBV (Tabla 2-3.), pertenecientes a arroces tipo índica, “por lo que es factible utilizar estas fuentes potenciales en cruzamientos dirigidos a los trópicos”; además, las nuevas fuentes son de grano largo con contenido de amilosa intermedio a alto, siendo estas características preferidas por la mayoría de consumidores Latinoamericanos.

Tabla 2-3. Reacción de genotipos índica al RHBV y al daño por insectos en condiciones de invernadero (Cruz et al., 2018).

Fuentes de resistencia	Plantas infectadas por RHBV (%)	Daño mecánico * (escala visual)
Badkalamkati::IRGC 45011-1	9.8 a	3
IR77384-12-35-3-12-1-B::IRGC 117299-1	5.5 a	3
Pokkali::IRGC 108921-C1	8.6 a	3
PTB 25::IRGC 6386-1	9.4 a	3
PTB 9::IRGC 6274-1	11.0 a	5
Sahel 108::C1	7.3 a	3
WAS 208-B-B-5-1-1-3::C1	5.5 a	3
Fedearroz 2000 (resistente al virus)	5.7 a	NE
Colombia 1 (resistencia intermedia al virus)	43.2 b	NE
Makalioka (Resistente al insecto)	NE	3
Cica 8 (resistencia intermedia al insecto)	NE	5
Bluebonnet 50 (susceptible al insecto y al virus)	97.7 c	9

Los valores seguidos de letras diferentes son estadísticamente diferentes de Fedearroz 2000 (5 % de probabilidad). Métodos LSD

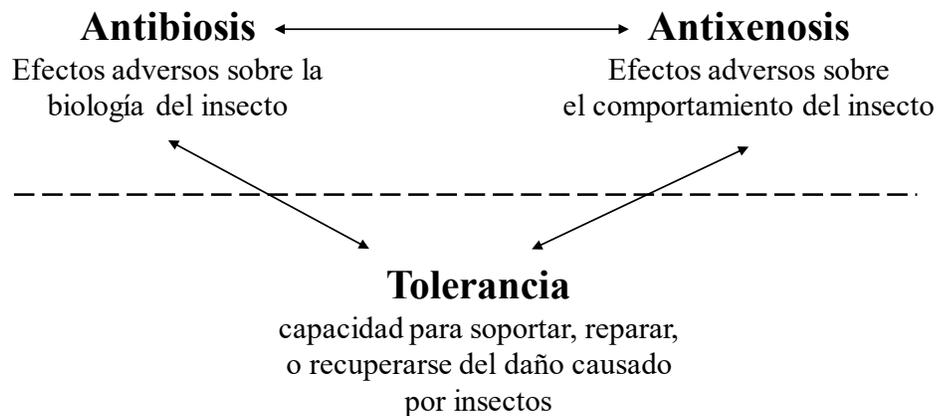
NE: No evaluado

* Valor máximo registrado en al menos una de las repeticiones.

2.9 Mecanismos de resistencia

Painter (1951), identifico tres mecanismos de resistencia de las plantas a los insectos plaga; los cuales los describe como tolerancia, antibiosis, antixenosis o de no preferencia (Figura 2-4).

Figura 2-4. Mecanismos de resistencia de plantas a insectos.



Fuente: Painter (1951).

La antixenosis se define como el grupo de caracteres de las plantas y respuestas de los insectos, que conduce a que una planta no sea dañada en comparación con otra que carece de estos caracteres; este término denota a la no preferencia de factores vegetales morfológicos o químicos que alteran el comportamiento del insecto en cuanto a la alimentación y oviposición en la planta (Kogan & Ortman, 1978). La antibiosis de la resistencia varietal, “se producen cuando los efectos negativos de una planta resistente afectan la biología de un insecto que intenta usar una planta como hospedero”; estos efectos varían de leves a letales, en los diferentes estadios del insecto (Smith, 2005). La categoría de tolerancia consiste en tener la capacidad de resistir o recuperarse del daño causado por poblaciones de insecto, iguales a la de cultivares susceptibles (Smith, 2005).

Estas tres principales categorías de resistencia de las plantas pueden actuar por diferentes mecanismos, (González et al., 2012), se presume que los mecanismos que actúan en la resistencia de arroz al daño mecánico son de tipo antixenosis y antibiosis, y que pueden estar asociados con las características morfo-anatómicas propias de cada cultivar (Velásquez et al., 2013).

3. Metodología

3.1 Área de estudio

El trabajo de investigación se realizó en el Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), ubicado en el municipio de Palmira, Valle del Cauca, entre las coordenadas 3°30'7" Norte 76°21'22" Oeste a una altura de 1050 m. s. n. m. con una temperatura promedio de 24 ° C y una humedad relativa del 70 %.

Las evaluaciones se establecieron en tres invernaderos (invernadero de siembra, invernadero de colonias o cría del insecto, e invernadero de reposo), con el fin de conocer la reacción al daño mecánico causado por alimentación y oviposición del insecto *Sogat*, sobre seis genotipos de arroz.

Se adaptaron las metodologías reportadas por Panda & Khush (1995); Panda & Heinrichs (1983); Odum (1959) y Andrewartha & Birch (1954).

3.2 Material vegetal

Los genotipos evaluados en los estudios, son fuentes de resistencia al RHBV, de tipo indica: IR77384-12-35-3-12-1-B::IRGC 117299-1, Badkalamkati::IRGC 45011-1, WAS 208-B-B-5-1-1-3::C1, PTB 25::IRGC 6386-1, PTB 9::IRGC 6274-1 y Sahel 108::C1. Se usaron como testigos de reacción conocida a Makalioka (Resistente), CICA 8 (Intermedio) y Bluebonnet 50 (Susceptible); y en las pruebas de antibiosis se usó como testigo antibiótico a IRAT 124.

3.3 Sustrato

Como sustrato, se usó una mezcla de suelo Santander y suelo CIAT (en relación 1:1), previamente esterilizado con vapor de agua, durante tres a cuatro horas. Parte del sustrato fue almacenado en tanques con agua corriente para usarlo como barro. Otra parte se almacenó en bodega para usarlo seco en el tapado de la semilla. A continuación, se muestra la Figura 3-1 con la descripción del proceso del manejo del sustrato, el cual se usó en todos los estudios.

Figura 3-1. A) Esterilización del sustrato con vapor de agua. B) Descarga del sustrato en tanques de almacenamiento. C) Sustrato para ser utilizado.



Fuente: Propia.

3.4 Colonias secuenciales

Para todas las pruebas se utilizaron insectos de colonias secuenciales no transmisoras de virus (llamadas también colonias sanas secuenciales), que fueron alimentadas sobre plantas susceptibles de Bluebonnet 50; y sobre plantas de IR 8 (este último, para las colonias que se usaron en los estudios de antixenosis). El método secuencial, se basa en el establecimiento de colonias compuestas por individuos en el mismo estado de desarrollo; para disponer en forma continua de insectos de la misma edad. Las plantas de Bluebonnet 50 e IR 8 se sembraron, periódicamente, para disponer de alimento para las colonias. (Figura 3-2).

Figura 3-2. A) Siembra del alimento (material susceptible), en potes. B) Jaulas de malla. C) Alimentación y postura de Sogata sobre plantas.



Fuente: Propia.

Plantas sanas (de 10 a 12 plantas) de 30 a 40 días de edad, se pusieron dentro de jaulas de $2 \times 1 \times 1$ m. forradas con malla anti áfidos, con adultos de Sogata no vectores, para que ovipositaran durante 5 - 16 horas (Figura 3-2 A, B y C); después de este período, las plantas se sacudieron para remover los insectos, se lavaron con agua y se pusieron en una jaula aparte hasta, que los insectos alcanzaron el estado de desarrollo requerido. Posteriormente, se introdujeron nuevas plantas de arroz, en la primera jaula con los insectos, para que las hembras ovipositaran nuevamente durante el mismo tiempo y se repitió el ciclo, para dar origen a nuevas colonias (Figura 3-3 A).

Figura 3-3. A) Nueva colonia sana secuencial. B) Eclosión de las ninfas.



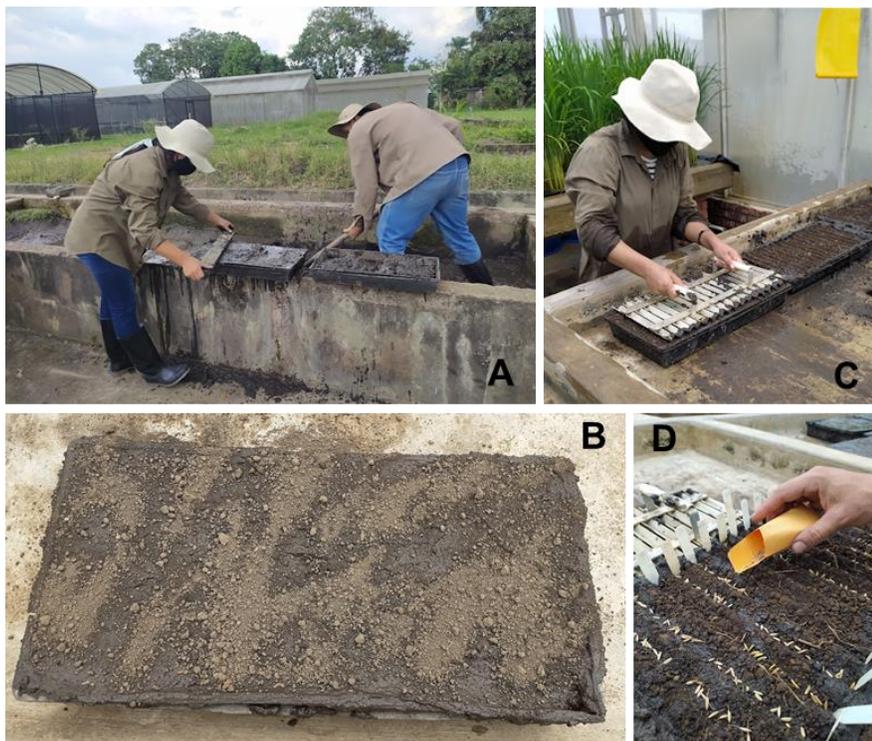
Fuente: Propia.

A medida que las posturas de cada colonia fueron eclosionando, la colonia pasa a ser predominante en un estado de desarrollo, así se obtuvo una generación uniforme de Sogata por colonia (Figura 3-3 B); dependiendo de la cantidad y estado de desarrollo del insecto que se utilizó para cada estudio, se estableció cierto número de colonias sanas secuenciales.

3.5 Evaluación de daño mecánico

Tres bandejas plásticas de 27 x 53 x 7 cm. se llenaron con barro esterilizado, se nivelaron y se cubrieron con suelo seco. Para formar los surcos, se hizo presión sobre el suelo con un surcador metálico. En cada surco se sembraron 15 semillas para obtener 10 plantas por surco y se usaron tres surcos por material. La siembra se hizo en bloques completos al azar con tres repeticiones (Figura 3-4).

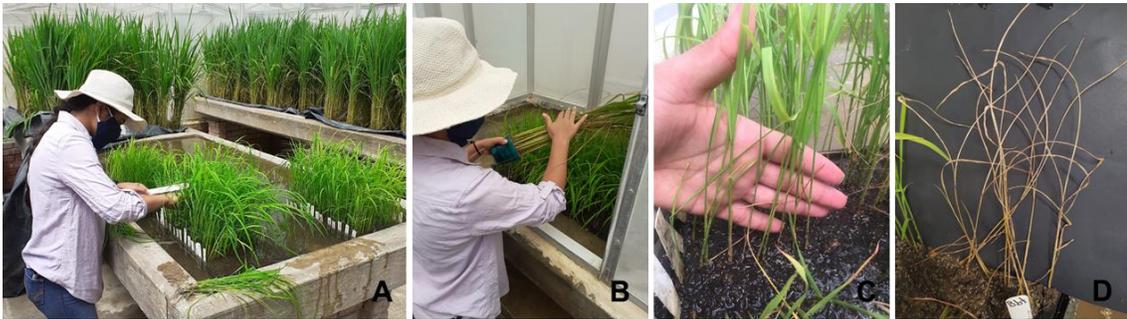
Figura 3-4. Siembra de los materiales para la evaluación de daño mecánico. A) Llenado y nivelación de bandejas. B) Bandeja con barro y cubierta por suelo seco. C) Surcado. D) Siembra.



Fuente: Propia

A los 15 días después de la siembra (dds), se raleó a diez plantas por surco, luego se llevaron las bandejas a una jaula de malla de 2 x 1 x 1 m., y se infestaron con 10 a 12 ninfas por planta (Figura 3-5 A y B). Cada día se movieron los insectos para tener una distribución homogénea. Cuando el 100 % del testigo susceptible alcanzó el grado nueve de la escala visual de daño (muerte de todas las plantas), se evaluó usando la escala visual de daño del IRRI (2002) (Tabla 3-1.) (Figura 3-5 C y D).

Figura 3-5. A) Raleo de las plantas. B) Infestación con insectos no vectores del RHBV. C) Evaluación visual. D) Calificación 9.



Fuente: Propia.

Tabla 3-1. Escala visual de evaluación de daño mecánico causado por *T. orizicolus*.

Grado	Evaluación visual	Reacción
0	Libre de daño	Resistente
1	Daño leve, decoloración de las hojas	Resistente
3	Amarillamiento en las hojas primarias y secundarias	Resistente
5	Amarillamiento pronunciado, principio de enanismo, menos del 50 % de plantas muertas	Intermedia
7	Amarillamiento fuerte de hojas, enanismo pronunciado, más del 50 % de plantas muertas	Susceptible
9	Todas las plantas muertas	Susceptible

Fuente: Sistema de evaluación estándar de arroz (IRRI, 2002).

3.6 Evaluación de antixenosis

Para las pruebas de alimentación y oviposición en libre escogencia, se hicieron dos estudios, uno preliminar para ajustar la metodología y el otro definitivo para la obtención de datos.

3.6.1 Ensayo preliminar

Para ajustar la metodología se planeó un ensayo en un diseño de bloques completos al azar (BCA) con cuatro bloques (cuatro bandejas) y siete repeticiones por material. Se sembró un genotipo con tres testigos en cada bandeja.

Para obtener adultos jóvenes, las colonias secuenciales se iniciaron 28 días antes de la infestación (dai). En el CIAT, las Sogatas son criadas sobre Bluebonnet 50, pero al tenerlo como uno de los testigos en las pruebas de antixenosis, las sogatas se criaron sobre un material diferente (IR 8) para evitar un posible pre-acondicionamiento del insecto.

Para obtener siete plantas uniformes por material, se sembraron 12 semillas por pote (cuatro potes por material) y cuando tenían 10 dds se trasladaron (Figura 3-7). A los 10 dds, se llenaron con barro esterilizado bandejas de aluminio de 70 x 70 x 10 cm.; con ayuda de un molde circular, se pusieron las estacas en disposición circular, con una distancia de 6,5 cm entre ellas, luego se trasladaron los materiales a las bandejas en disposición circular y de forma aleatoria (Figura 3-8).

Figura 3-6. Infestación de los materiales con adultos jóvenes. A) Bandeja dentro de la jaula de malla. B) Caja Petri en el centro del círculo, formado por las plantas.



Fuente: Propia.

Cuando las plantas alcanzaron los 24 días de edad (14 días después del trasplante), se llevaron al invernadero de reposo, se pusieron sobre mesas, en el centro del invernadero; luego, se cubrió cada bandeja con una jaula de malla de 1 x 1x 1 m.; la cual se adaptó con ventanas de malla con velcro, para facilitar la vista frontal, posterior y lateral de las plantas, para no disturbar los insectos al momento de la evaluación (Figura 3-6 A).

Para el día de la infestación no se logró obtener la cantidad necesaria de insectos adultos (10 insectos por planta, en total 280 insectos por bandeja), ya que las colonias secuenciales, aún presentaban estados ninfales. Por lo tanto, se infestó solo una bandeja con cuatro insectos por planta, en relación 1:1 para un total de 112 insectos. Estos se depositaron en una placa Petri en el centro del círculo, que formaban las plantas para que los insectos se dispersaran libremente (Figura 3-16 B).

A las 24 horas se contó el número de insectos posados en cada planta para determinar la preferencia de alimentación del insecto. Las lecciones aprendidas de este ensayo preliminar sirvieron para ponerlas en práctica en el estudio definitivo donde se hicieron los ajustes necesarios.

▪ **Infestación**

En la infestación se observaron tres aspectos, el primero en cuanto a las colonias secuenciales, en donde para el día de la infestación (24 días después de la siembra de los materiales), los insectos no habían alcanzado el estado adulto, aun se encontraban en estados del quinto instar; por lo que no se contaba con la cantidad necesaria de insectos de *Sogata* para la infestación (280 insectos por bandeja, en total 1120 insectos), posiblemente por el cambio de su alimentación, el ciclo biológico del insecto se alargó, ya que los insectos se venían alimentando de Bluebonnet 50 (antes de iniciar las colonias secuenciales) y se cambió su alimentación a IR 8 (variedad susceptible) (CIAT, 1997; Perez et al., 1977).

El segundo aspecto fue el recipiente (caja Petri de 12 cm. de diámetro) donde se depositaron los insectos para infestar las plantas. Fue muy difícil manipular los insectos por el reducido espacio del recipiente y además, había escape de insectos. Por último, se observó que al momento de la liberación de los insectos en el centro del círculo que

formaban las plantas, los insectos volaban hacia las paredes de las jaulas y no hacia las plantas.

Por lo tanto, se hicieron los siguientes ajustes al método; en cuanto a las colonias secuenciales se dio más tiempo de desarrollo a los insectos, de 28 días se aumentó a 30 días antes de la infestación; se cambió el recipiente donde se depositaban los insectos para infestar, por uno con mayor espacio, el cual era un vaso de plástico siendo la base una tapa de placa Petri como se observa en la Figura (3-9 B) y para evitar que los insectos volaran hacia las paredes de las jaulas, al momento de la liberación, se cubrieron las jaulas con una manta negra antes de ser liberados los insectos, así estaban predispuestos a ser guiados por su sentido del olfato; ya que en el proceso de selección de la planta huésped, ocurre una secuencia de eventos antes de que el insecto haga contacto con la planta; una vez que el insecto es liberado inicia la fase de dispersión (el insecto hará movimientos al azar), luego sucede la fase de búsqueda del huésped, aquí el insecto presentará una conducta con movimientos orientados y guiados por la información visual y olfativa que reciban de su entorno (Cardona & Mesa, 2011).

▪ **Evaluación**

De acuerdo con el método, las plantas fueron dispuestas aleatoriamente de forma circular, para evaluar la no preferencia por alimentación de los insectos al contar el número de insectos posados por planta. Al momento de la evaluación las plantas tenían la edad de 24 días, su desarrollo era muy vigoroso, plantas muy altas y con mucho follaje, lo que hacía que las hojas de una planta con las de al lado se entrecuzaran, no permitiendo ver en cual planta estaban posados los insectos haciendo difícil la evaluación. Por tal motivo, en el siguiente estudio se infestaron las plantas con menor tiempo de desarrollo (a los 19 días después de la siembra).

3.6.2 Estudios de alimentación y oviposición en pruebas de libre escogencia

El estudio se realizó en un diseño de bloques completos al azar (BCA), con cuatro repeticiones (las cuales son bandejas) y tres observaciones por material en cada bandeja;

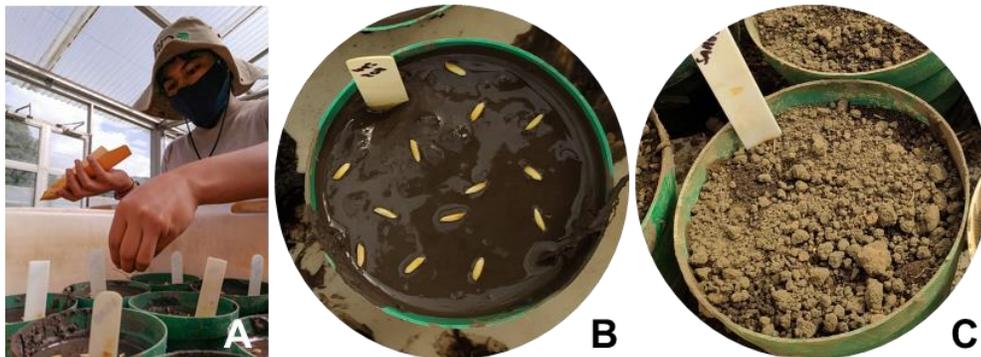
dos veces en el tiempo. Se evaluaron seis genotipos con tres testigos de reacción conocida.

▪ Invernadero

Se implementó el mismo método del ensayo preliminar, con ajustes. Las colonias secuenciales se iniciaron 30 días antes de la infestación. Se sembraron de 12 a 15 semillas por pote (dos potes por material); para obtener 12 plantas uniformes por material en cada bandeja (Figura 3-7). Se trasplantaron a los 14 días después de la siembra, en bandejas de aluminio; 27 plantas por bandeja, en disposición circular, de forma aleatoria; con una distancia de 6,7 cm entre planta (Figura 3-8).

Figura 3-7. Siembra de los materiales para la prueba de preferencia en libre escogencia.

A y B) Semilla sobre barro. C) Semilla cubierta con suelo seco.



Fuente: Propia.

Figura 3-8. Trasplante de los materiales. A) Llenado de las bandejas con barro esterilizado. B) Barro nivelado. C, D y E) Con un molde circular, se pusieron las estacas. F) Trasplante de los materiales de forma aleatoria.



Fuente Propia.

Se infestó, cuando las plantas alcanzaron los 19 días de edad (cinco días después del trasplante); cada bandeja se puso en una jaula de malla y se cubrió con una manta negra (Figura 3-9 D). Con un succionador, se colectaron los insectos en relación 1:1 (270 insectos por bandeja, 10 insectos por planta) (Figura 3-9 A). Los insectos se depositaron en un recipiente (Figura 3-9 B), el cual se dejó en el centro del círculo, que formaban las plantas (Figura 3-9 C), se dejaron reposar por unos minutos y luego se liberaron. Después de cuatro horas se les quitó la manta negra. La manta negra, evitó que los insectos se fueran directamente hacia las paredes de la jaula.

Se contó el número de insectos posados por planta a las 24, 48, 72 y 96 horas después de la infestación, para determinar la preferencia del insecto, en alimentación de libre escogencia (Figura 3-9 E).

Figura 3-9. Infestación y evaluación de la preferencia en libre escogencia de *Sogata*. A) Adultos jóvenes. B) Insectos en recipiente. C) Insectos en el centro del círculo, que

forman las plantas. D) Jaulas cubiertas con mantas negras. F) Conteo de insectos por planta.

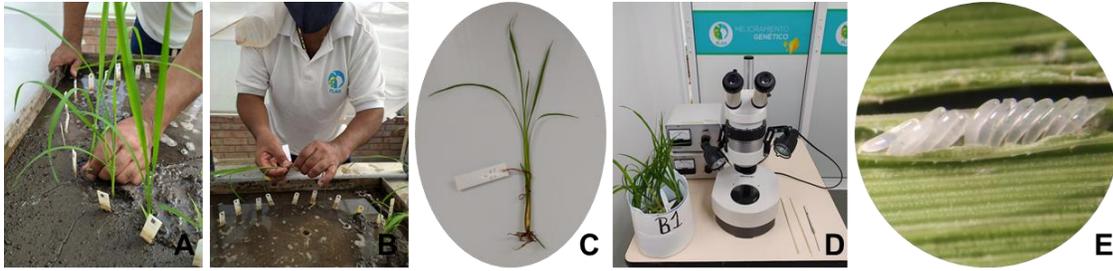


Fuente: Propia.

▪ Laboratorio

A las 96 horas, luego de la evaluación de preferencia, se cortaron las plantas a ras del suelo o en la base del tallo (Figura 3-10 A), cada planta se identificó, con el número de observación y bandeja (repetición) (Figura 3-10 B y C). Las plantas se llevaron a laboratorio; con ayuda de un microscopio estereoscópico se observó la nervadura central de la hoja y con un punzón se abrió el centro de la nervadura, para contar los huevos por planta (Figura 3-10 D y E).

Figura 3-10. Paso a paso del conteo de huevos. A) Corte de la planta. B y C) Identificación con el número de observación y repetición. D y E) Conteo de huevos, con ayuda de un microscopio estereoscópico.



Fuente: Propia.

3.7 Evaluación de antibiosis

Para la medición de la antibiosis se desarrollaron los estudios con los seis genotipos más dos testigos de reacción conocida en un diseño completamente al azar (DCA), evaluando la oviposición, emergencia y ciclo ninfal del insecto.

3.7.1 Oviposición

Las colonias secuenciales se iniciaron 30 días antes de la infestación, alimentadas sobre Bluebonnet 50. La siembra de los materiales se realizó en potes con barro esterilizado, donde se pusieron tres semillas por pote (15 potes por material), para obtener una planta el día de la infestación. A los 23 días después de la siembra (dos días antes de la infestación), se raleo dejando una planta por pote. Cuando las plantas alcanzaron 25 días de edad se cubrieron con un tubo de acetato transparente de 50 cm. de alto con 10 cm. de diámetro (Figura 3-11); y las plantas se trasladaron al invernadero de infestación.

Figura 3-11. Siembra de los materiales, para la evaluación de oviposición. A) Llenado de los potes con suelo esterilizado. B y C) Semillas sobre barro. D y E) Raleo e individualización de plantas con tubo de acetato.



Fuente: Propia.

Con un succionador se capturaron los insectos y cada plantase infestó con una pareja de Sogata, se dejó cinco días en reposo, tiempo en el que las hembras pusieron huevos (Figura 3-12). Cinco días después de la infestación se trasladaron las hembras a nuevas plantas, lo que implicó siembra de plantas cada cinco días para hacer los reemplazos.

Figura 3-12. Infestación de las plantas. A) captura de Sogata. B) infestación de plantas. C) Plantas en reposo.



Fuente: Propia.

A las plantas que se les retiró la hembra se llevaron a laboratorio, con ayuda de un punzón se abrió la nervadura central de la hoja para dejar visible los huevos, mismos que se observaron y se contaron a través de un microscopio estereoscópico. El conteo de huevos se hizo cada cambio de hembra, a una nueva planta (cada cinco días) y terminó el día que la hembra murió (Figura 3-13). Se determinó la longevidad de las hembras y número de huevos por hembra.

Figura 3-13. A y B) Observación de huevos en la nervadura central de la hoja. C) Hembra muerta.



Fuente: Propia.

▪ Siembra de los reemplazos

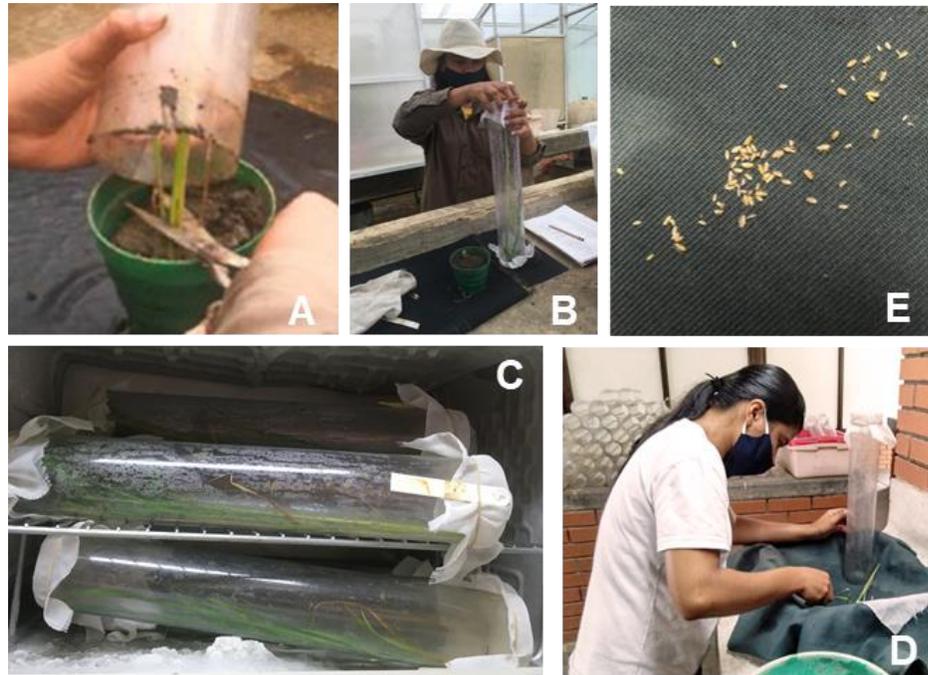
Las siembras se hicieron cada cinco días con el fin de tenerlas disponibles para cada cambio de hembra hecho con el mismo intervalo. Los huevos se contaron cada cinco días hasta que la hembra murió.

3.7.2 Emergencia ninfal

En el estudio de la emergencia ninfal se siguió un método similar al presentado en la oviposición, con algunas modificaciones. Donde, cada cinco días que hubo cambio de hembra a una nueva unidad experimental, la planta no se evaluaba, sino que se dejaba en reposo durante 15 días, con el fin de que los huevos puestos por la hembra durante cinco días emergieran en ese periodo de reposo.

El día de la evaluación, 15 días después de retirada la hembra, se cortaron las plantas en la base del tallo, estas se dejaron dentro de los tubos de acetato, los cuales se cubrieron por ambos lados; los tubos se pusieron en una nevera para aquietar las ninfas y poderlas contar sobre una tela negra (Figura 3-14). Se determinó la longevidad de la hembra y el número de ninfas por planta.

Figura 3-14. A) Corte de la planta en la base del tallo. B) Tubo cubierto por ambos lados. C) Tubos en la nevera. D y E) Conteo de ninfas por planta.

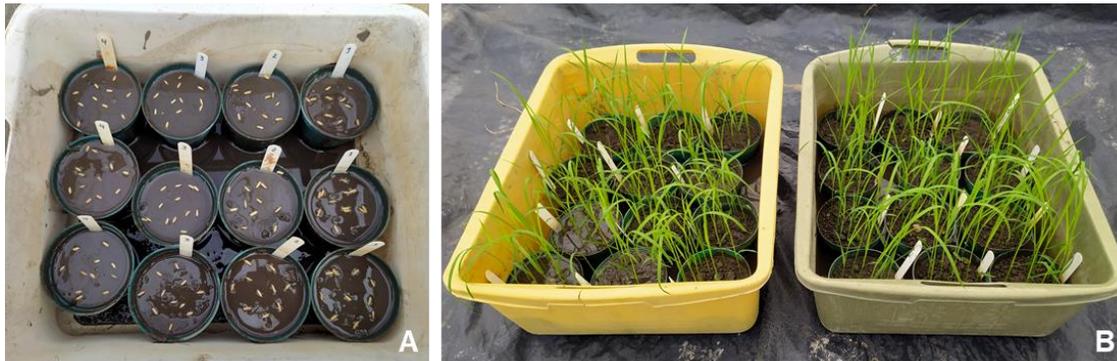


Fuente: Propia.

3.7.3 Ciclo ninfal de Sogata

Se inició con la siembra de los materiales, donde se pusieron de 10 a 15 semillas en potes llenos con barro esterilizado, para finalmente obtener seis plantas uniformes el día de la infestación, designando tres potes a cada material (Figura 3-15). Las colonias secuenciales para este estudio comenzaron a los 30 días antes de la infestación con la siembra de cuatro semillas de Bluebonnet 50 por pote; cuando las plantas alcanzaron 20 días de edad se infestaron con adultos de Sogata durante cinco horas, para que las hembras pusieran huevos, una vez que transcurrió el tiempo, las plantas se sacaban de la jaula sin insectos, lavándolas y entubándolas hasta que las posturas eclosionaran en ninfas el día de la infestación (Figura 3-16).

Figura 3-15. A y B) Siembra de los materiales para evaluación del ciclo ninfal.



Fuente: Propia.

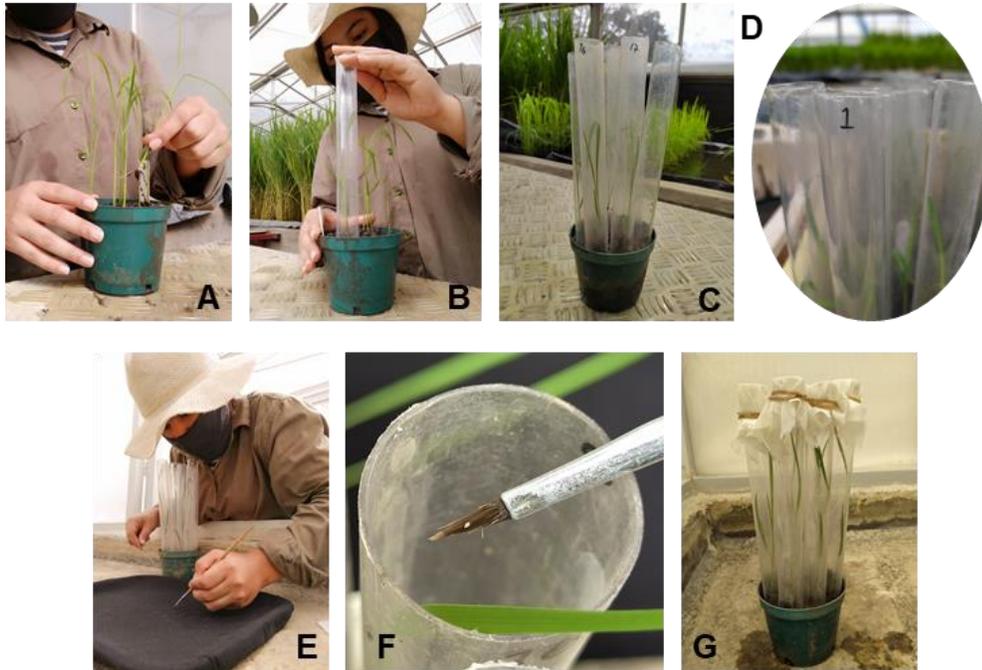
Figura 3-16. Colonias secuenciales. A) Siembra de cuatro semillas. B) Adultos de Sogata. C) Plantas con postura de huevos. D) Ninfas jóvenes del primer instar.



Fuente: Propia

A los 13 días después la siembra se individualizaron las plantas con tubos de acetato transparentes de 3 cm. de diámetro por 25 cm. de alto, luego con ayuda de un pincel se infestó con una ninfa del primer instar (recién emergida) cada planta, posterior a ello se cubrieron con una malla cada tubo, cada tubo estaba marcado con el número de repetición (Figura 3-17).

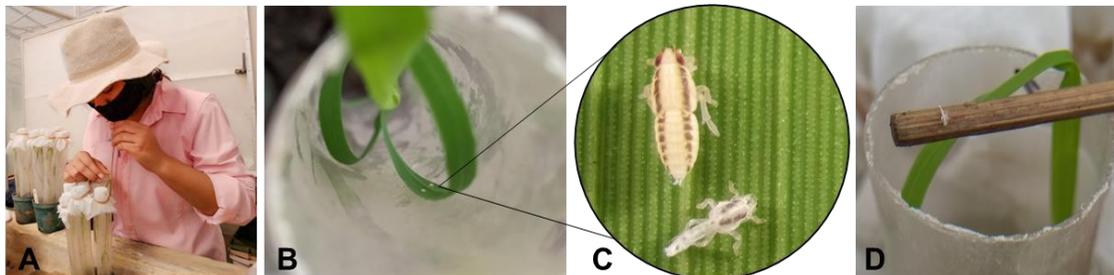
Figura 3-17. A) Raleo de las plantas. B y C) Cubrimiento de las plantas. D) Tubo marcado. E y F) Infestación con ninfas del primer instar. G) Tubos cubiertos con malla.



Fuente: Propia.

Las ninfas se observaron diariamente hasta que alcanzaron el estado adulto, durante ese tiempo se registró el número de días que tardó la ninfa en pasar por cada uno de sus instares, los cuales se pudieron diferenciar por el cambio de exuvia del insecto, esta se retiraba cada cambio de instar; de igual manera se determinó la mortalidad ninfal (Figura 3-18). Y una vez que alcanzaron su estado adulto se contabilizó el número de hembras y machos, para establecer la relación de sexo. Se usó un diseño experimental completamente al azar (CA), con 18 repeticiones por material. La prueba de evaluación se replicó dos veces en el tiempo.

Figura 3-18. Evaluación del ciclo ninfal de Sogata. A) Contabilizar la duración en días de cada instar ninfal de Sogata. B y C) Ninfa de Sogata con la exuvia. D) Con ayuda de un pincel retirar la exuvia en cada cambio de instar.



Fuente: Propia.

3.8 Evaluación de tolerancia

Las evaluaciones de tolerancia se hicieron con dos pruebas de alimentación: alimentación forzada (plantas individuales en potes) y alimentación de libre escogencia (en bandejas); en las cuales se evaluaron seis genotipos con tres testigos de reacción conocida.

3.8.1 Tolerancia usando la prueba de alimentación forzada

Para esta prueba se hicieron dos estudios, uno preliminar, en el que se tomaron en cuenta las observaciones en cuanto a aspectos del método y el segundo estudio para obtener datos del nivel de daño mecánico y del índice de pérdida funcional.

▪ Ensayo preliminar

El ensayo se realizó en un diseño completamente al azar (DCA), se estudiaron dos estados de desarrollo: ninfas del tercer instar y adultos de *Sogatona* no vectores y cuatro niveles de infestación: 10, 20, 30 y 40 insectos por planta para ambos estados de desarrollo. En la evaluación de tolerancia con adultos, las colonias secuenciales se iniciaron 30 días antes de la infestación, alimentadas con Bluebonnet 50; mientras que la evaluación de tolerancia con ninfas del tercer instar se iniciaron 24 días antes de la infestación.

La siembra de los materiales se realizó sobre potes llenos con barro esterilizado, en los cuales se pusieron tres semillas por pote (40 potes por material), para finalmente obtener

una planta el día de la infestación, en la Figura 3-19 se muestra la siembra de los materiales. A los 14 días después de la siembra (un día antes de la infestación), se raleó dejando una planta por pote como se muestra en la Figura 3-20.

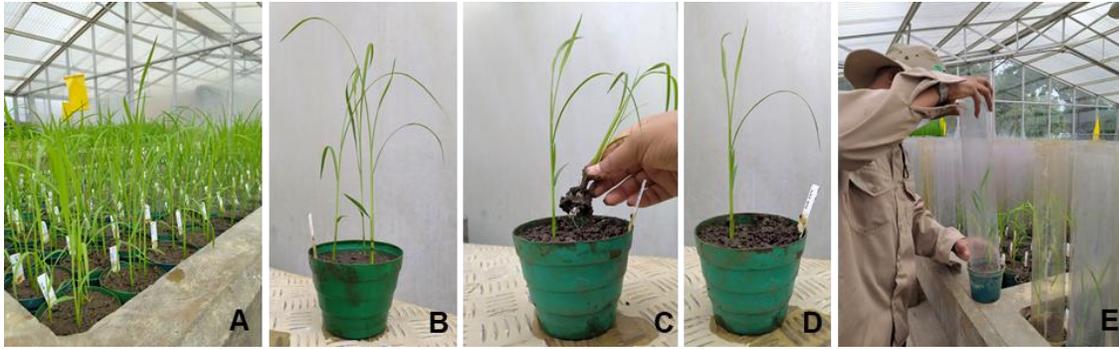
Figura 3-19. A) Llenado de potes con barro esterilizado. B y C) Se pusieron tres semillas por pote, cada pote rotulado con el consecutivo y el nivel de infestación. D) Con suelo seco se cubre la semilla.



Fuente: Propia.

Cuando las plantas alcanzaron los 15 días de edad se cubrieron con un tubo de acetato de 50 cm. de alto por 10 cm. de diámetro y se trasladaron al invernadero de infestación (Figura 3-20 E). Se cubrió con una manta negra la jaula donde estaban los insectos para la infestación; con un succionador se capturaron los insectos y se infestó con insectos de dos estados de desarrollo (ninfas del tercer instar y adultos de Sogata) y cada estado, con cuatro niveles de infestación (10, 20, 30 y 40 insectos por planta), infestando 10 plantas por nivel de infestación, cada planta se cubrió con una malla y se llevaron al invernadero de reposo hasta el día de la evaluación (Figura 3-21).

Figura 3-20. A) Plantas a los 14 días después de la siembra. B, C y D) Se dejó una planta por pote. E) Con tubos de acetato se individualizo las plantas.



Fuente: Propia.

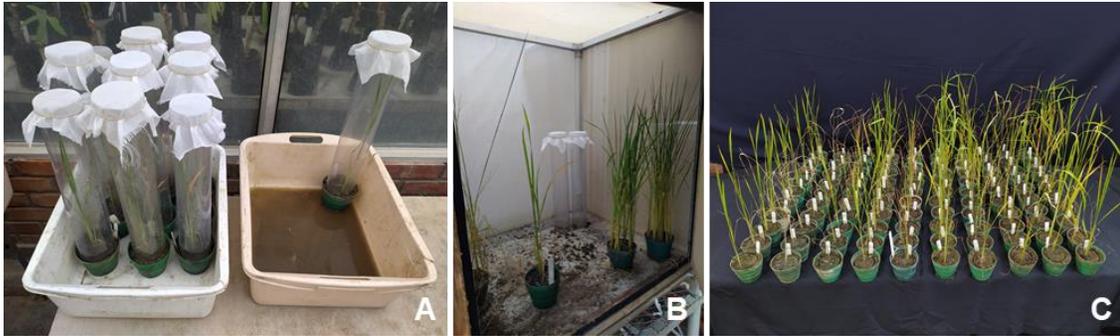
Figura 3-21. Infestación de las plantas. A) Colonia secuencial. B) Captura de los insectos con un succionador. C y D) Infestación de las plantas y cubrimientos de estas con una malla. E) Plantas en invernadero de reposo.



Fuente: Propia.

Un día antes de la evaluación se retiró el agua de las bandejas (Figura 3-22 A), una vez que el 100 % del testigo susceptible alcanzó el grado nueve de la escala visual de daño, se eliminaron los insectos y se evaluó usando la escala visual de daño del IRRI (2002) (Tabla 3-1.). En una jaula con plantas de Bluebonnet 50, cubierta con una manta negra, se fueron sacudiendo las plantas a evaluar, para limpiar las plantas de insectos, como se muestra en la Figura 2-22.

Figura 3-22. A) Las plantas se trasladaron a bandejas sin agua un día antes de la evaluación. B) Limpieza de insectos a las plantas a evaluar. C) De forma aleatoria se pusieron las plantas para la evaluación de daño mecánico.



Fuente: Propia.

El día de la evaluación se observaron dos aspectos del método, el primero la edad de las plantas, ya que las plantas al estar individuales en potes, su desarrollo es más vigoroso con mayor follaje, al no tener competencia por espacio con otras plantas; lo que conlleva a que el daño mecánico provocado por el insecto en el testigo susceptible tardará en alcanzar el grado nueve de la escala de daño (donde para el nivel de infestación de 10 insectos por planta, Bluebonnet 50 murió a los 28 y 30 días después de la infestación con adultos y ninfas respectivamente; el segundo aspecto es la edad de las ninfas, ya que ninfas del tercer instar son muy pequeñas y generan menos daño que instares más grandes. Se registraron, los aspectos que se observaron en este método, que no permitieron desarrollar completo el estudio; y se tomaron en cuenta en el siguiente estudio.

- **Estudios de tolerancia con la prueba de alimentación forzada**

Este estudio se hizo en un diseño completamente al azar (DCA), se evaluaron tres niveles de infestación (15, 30 y 45 insectos por planta), se evaluaron seis genotipos con tres testigos de reacción conocida.

Se implementó el mismo método del ensayo preliminar, con ajustes. Las colonias secuenciales se iniciaron 28 días antes de la infestación, alimentadas con Bluebonnet 50. La siembra se hizo igual como se describe en el ensayo preliminar, sembrándose 30 potes por material. A los 11 días después de la siembra se raleo las plantas, dejando una planta por pote; el día de la infestación (12 días después de la siembra), cada planta se cubrió con un tubo de acetato de 50 cm. de alto y 10 cm. de diámetro. Con un succionador se capturo los insectos, infestando cada planta con adultos y ninfas del quinto instar en relación 1:1, se cubrieron las plantas con una malla y se dejaron en el invernadero de

reposo hasta el día de la evaluación. Se hizo otro ensayo idéntico sin infestación de insectos (testigos negativos).

Para la evaluación de daño mecánico, se evaluaron solamente las plantas infestadas con insectos y se siguió el mismo método como se muestra en el ensayo preliminar. Para determinar la pérdida funcional, una vez que se termina de evaluar el daño mecánico, se cortan las plantas al ras del suelo (tanto las plantas con y sin infestación) e individualmente se pesaron en una balanza, tomando el peso fresco de cada planta, para posteriormente ser depositada dentro de una bolsa de papel, rotulada con el correlativo (Figura 3-23).

Las bolsas se llevaron a un horno a 70 °C durante 60 horas (Figura 3-23), luego de ese tiempo nuevamente se pesaron las plantas, para determinar el peso seco de cada planta. Se registro el peso seco de las plantas infestadas (DWIP) y no infestadas (DWUP), con lo cual se calculó el Índice de Pérdida Funcional (FPLI), utilizando la fórmula propuesta por Heinrich et al. (1985) (ver Ecuación (3.1)).

$$FPLI = \left[1 - \left(\frac{DWIP}{DWUP} \right) \left(1 - \frac{\text{daño directo}}{9} \right) \right] \times 100 \quad (3.1)$$

Donde: DWIP: peso seco de las plantas infestadas, DWUP: peso seco de las plantas no infestadas (testigos negativos).

Figura 3-23. A) se corta la planta. B) Se pesa la planta en la balanza. C) Dentro de una bolsa de papel se ponen las plantas. D y E) Plantas en horno.



Fuente: Propia.

3.8.2 Tolerancia usando la prueba de alimentación de libre escogencia

En el estudio de tolerancia con alimentación de libre escogencia se evaluaron dos estados de desarrollo (ninfas del quinto instar y adultos de *Sogata* no vectores) y cada estado de desarrollo con cuatro niveles de infestación (10, 20, 30 y 40 insectos por planta). Se evaluaron seis genotipos más tres testigos de reacción conocida.

Se inició con las colonias secuenciales 32 días antes de la infestación con adultos. Para la siembra, se llenaron ocho bandejas plásticas de 27 cm. x 27 cm x 7 cm. con barro esterilizado y se niveló el barro en las bandejas (Figura 3-24 A); posteriormente, se cubrieron con suelo seco y con un surcador se presionó sobre el sustrato para formar los surcos (Figura 3-24 B, C y D); para lo cual se tenían cuatro bandejas para cada estado de desarrollo (una bandeja por nivel de infestación) y dos bandejas de 27 cm. x 53 cm. x 7 cm. para los testigos negativos (siembra de los mismos materiales evaluados, pero sin infestación con insectos).

Figura 3-24. Preparación de las bandejas. A) Bandeja llena con barro esterilizado. B) Sobre el barro se agregó suelo seco a las bandejas. C) Con un surcador se forman los surcos. D) Bandeja surcada.



Fuente: Propia.

Por cada bandeja, se sembró un surco por material más dos surcos de borde (en los cuales se sembró Bluebonnet 50), en cada surco se sembraron 15 semillas para obtener 10 plantas el día de la infestación (Figura 3-25). Dos días antes de la infestación se capturaron los insectos, para lo cual, se trasplantaron dos plantas de Bluebonnet 50 a potes, estas se

cubrieron con tubos de acetato de 50 cm. de alto por 10 cm. de diámetro como se muestra en la Figura (3-26 A y B). Con un succionador se capturaron los insectos y fueron depositados en las plantas con tubos; cada tubo se marcó con el número de insectos y el estado de desarrollo (Figura 3-26 C y D).

Figura 3-25. Siembra de los materiales. A) Con infestación. B) Sin infestación (testigos negativos).

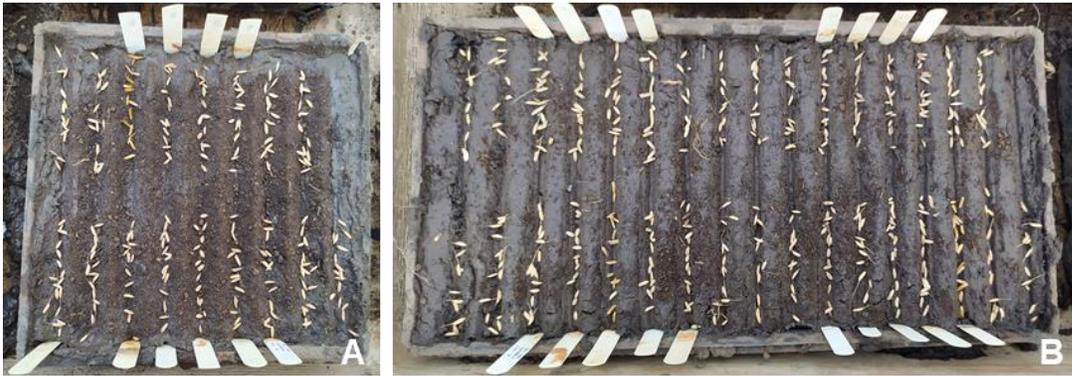
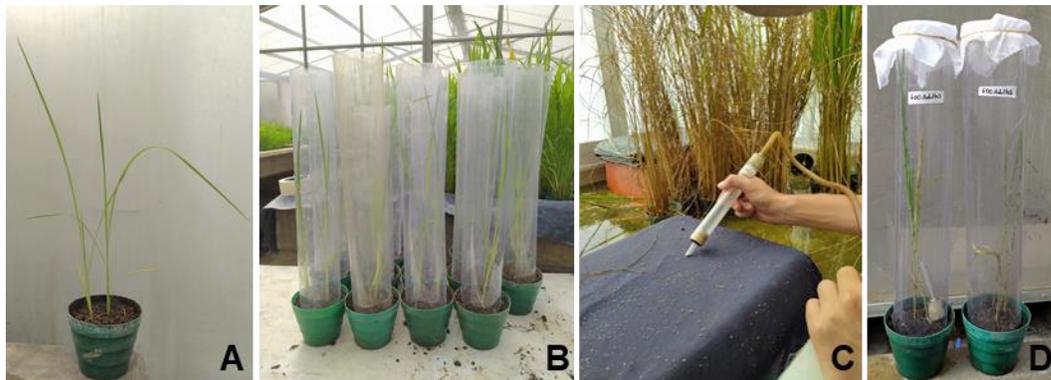


Figura 3-26. Captura de insectos para infestación. A) Plantas de Bluebonnet 50. B) Se entubaron las plantas. C) Colecta de insectos con succionador. D) Insectos contados y depositados en las plantas.



Fuente: Propia.

Un día antes de la infestación se raleó a 10 plantas por surco y los bordes fueron eliminados (Figura 3-27). El día de la infestación (12 días después de la siembra), las bandejas se trasladaron al invernadero de infestación, en donde cada bandeja se puso dentro de una jala y sobre una bandeja con lámina de agua (Figura 31- 28 A y B); las jaulas

se cubrieron con una manta negra y se infestó con insectos sanos (Figura 3-28 C y D) de dos estados de desarrollo y cuatro niveles de infestación como se muestra en la siguiente Tabla (3-2).

Tabla 3-2. Número de insectos por nivel de infestación para cada estado de desarrollo, con los que se infestó las bandejas para el estudio de tolerancia con libre alimentación.

Nivel de infestación (Insectos por planta)	Adultos	Ninfas (quinto instar)
10	900	900
20	1800	1800
30	2700	2700
40	3600	3600

Fuente: Propia

Figura 3-27. A) Raleo de plantas y eliminación de los bordes. B) Raleo de plantas (con insectos). C) Raleo de plantas (sin insectos).



Fuente: Propia.

Figura 3-28. Infestación de las plantas con insectos sanos. A) Bandeja con lámina de agua. B) Planta en jaula. C) Jaula cubierta con manta negra. D) Infestación.



Un día antes de la evaluación se retiró el agua a las plantas (tanto las plantas con y sin insectos). A las plantas infestadas con insectos, se les evaluó daño mecánico cuando el 100 % del testigo susceptible alcanzó el grado nueve de la escala visual de daño, se evaluó usando la escala visual de daño del IRRI (2002) ver Figura (3-29) (Tabla 3-1.).

Para determinar el índice de pérdida funcional (FPLI), por surco se cortaron las plantas al ras del suelo y se pesaron en una balanza, para registrar el peso; luego se colocaron en una bolsa de papel y se llevaron a un horno a 70 ° C, al haber pasado 60 horas en el horno, se sacaron las plantas y se pesaron nuevamente. Se registro el peso seco de las plantas infestadas (DWIP) y no infestadas (DWUP), con lo cual se calculó el Índice de Pérdida Funcional (FPLI), utilizando la fórmula propuesta por Heinrich et al. (1985) (ver Ecuación (3.1)).

Figura 3-29. La imagen de la izquierda bandeja con los materiales para evaluar. A la derecha la escala visual de daño mecánico, donde los grados uno y tres son resistentes (R), el grado cinco es intermedio (I) y el grado siete y nueve son susceptibles (S).



Fuente: Propia.

Figura 3-30. Registro del peso de las plantas. A) Se cortaron las plantas al ras del suelo, por surco. B) Se pesaron las plantas. C) Dentro de una bolsa de papel se depositaron las plantas. D) Horno a 70 °C.



Fuente: Propia.

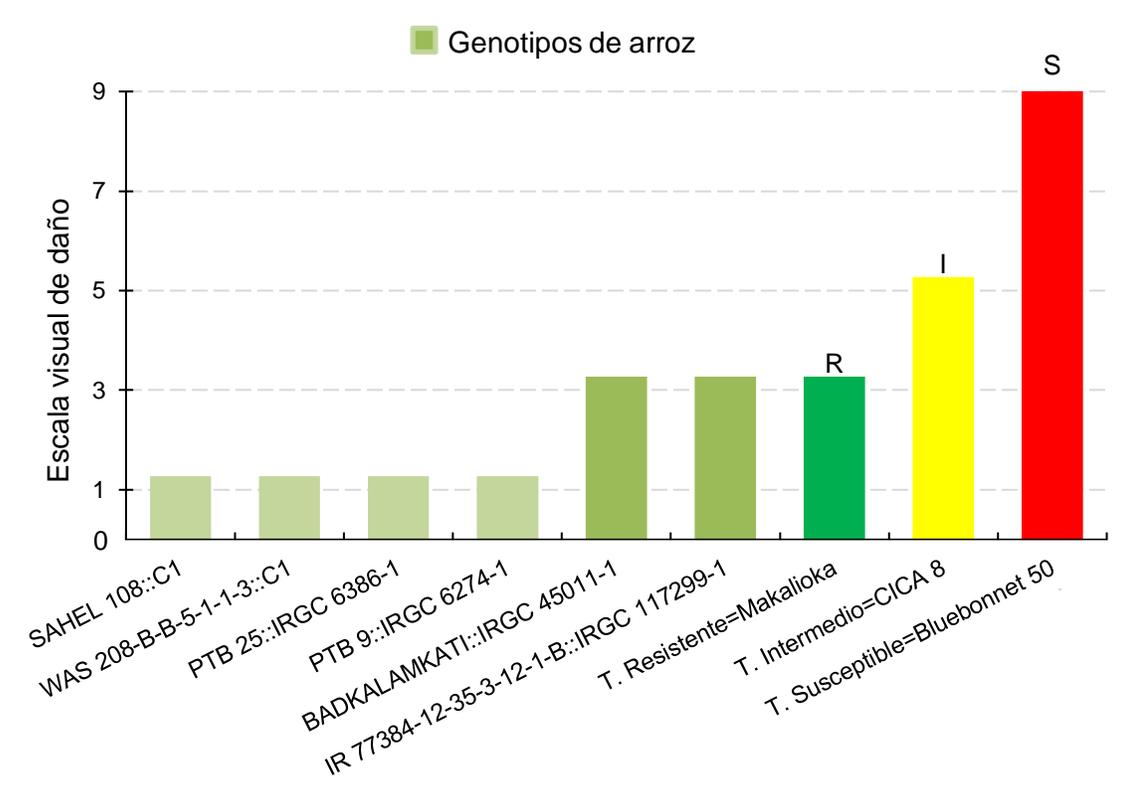
4. Resultados y discusión

4.1 Daño mecánico

En la clasificación de los materiales por su reacción al daño mecánico, en condiciones de invernadero, los seis genotipos evaluados se comportaron como resistentes, al obtener un valor ≤ 3 en la escala de daño visual IRRI (2002) como lo muestra la Figura (4-1). Datos similares fueron obtenidos por Cruz et al. en el año 2018 quienes mencionan, que por ser fuentes de tipo indica resistentes al RHBV y al daño mecánico causado por Sogata son una gran ventaja en los programas de fitomejoramiento en el Trópico, para evitar la ruptura de la resistencia a la enfermedad, ya que son genéticamente diferentes a Fedearroz 2000, Fedearroz 50 y Colombia 1, actuales fuentes de resistencia.

En la Figura 4-1 se observa que los genotipos SAHEL 108::C1; WAS 208-B-B-5-1-1-3::C1; PTB 25::IRGC 6386-1 y PTB 9::IRGC 6274-1 (en adelante se nombrarán como SAHEL, WAS 208, PTB 25 y PTB 9, respectivamente) obtuvieron un valor menor que Makalioka a pesar de que todos se comportaron como resistentes, estos genotipos podrían presentar algún carácter morfológico o químico diferente en el tejido foliar, que esté asociado con la resistencia (Velásquez et al., 2013). IR 77384-12-35-3-12-1-B::IRGC 117299-1 y BADKALAMKATI::IRGC 45011-1 (en adelante, IR 77384 y BADKA) obtuvieron el mismo valor que el testigo resistente Makalioka. Como era de esperarse CICA 8 se comportó como intermedio y Bluebonnet 50, como susceptible.

Figura 4-1. Escala visual de daño mecánico causado por *T. orizicolus* en seis genotipos resistentes al RHBV.



4.2 Antixenosis

4.2.1 Antixenosis para alimentación usando la prueba de libre escogencia

- Efecto de los genotipos en la preferencia por alimentación de Sogata

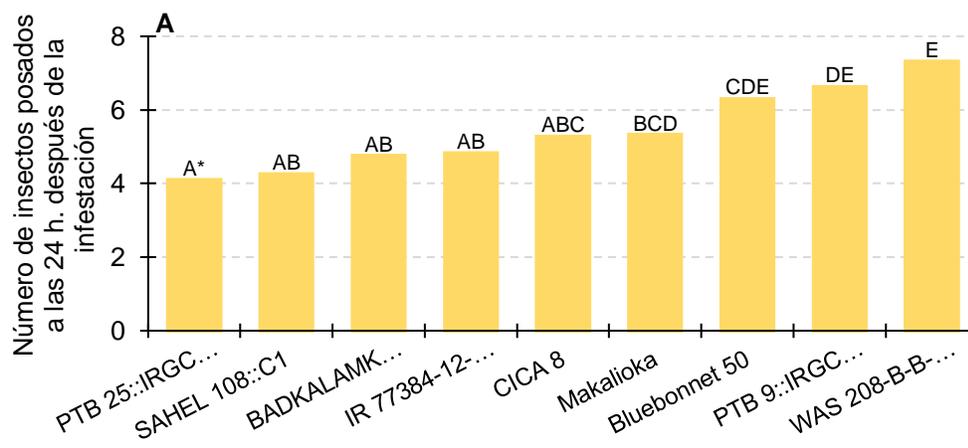
Con respecto al número de insectos posados sobre las plantas, el ANOVA mostró diferencias significativas entre los genotipos y los testigos, a las 24, 48, 72 y 96 horas después de la infestación (ddi); cada hora con una probabilidad de $p < 0,05$ como se muestra en la Figura 4-2. El genotipo WAS 208 se comportó estadísticamente similar al

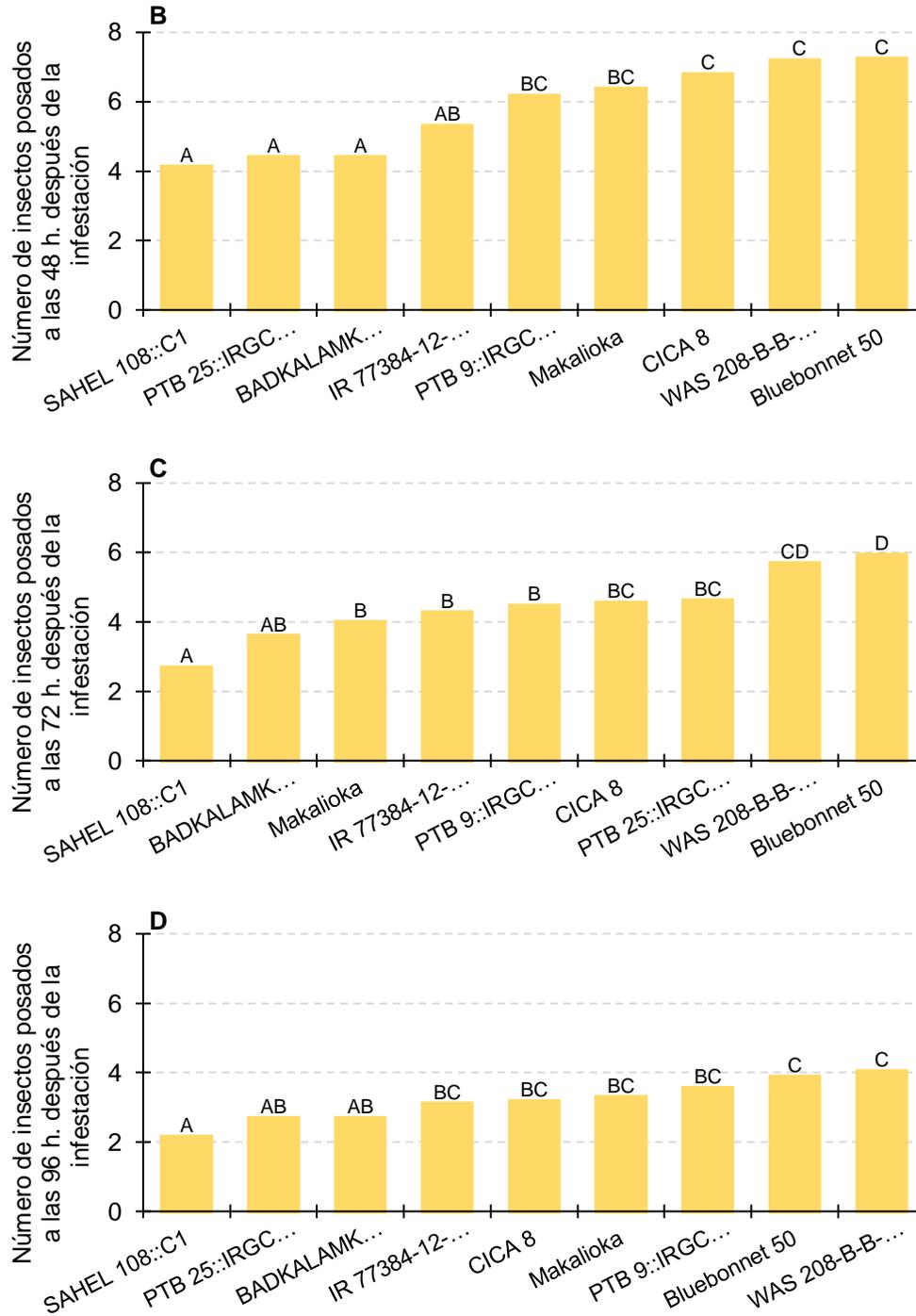
testigo susceptible Bluebonnet 50 en todas las horas (Figura 4-2); es decir, atractivos para los insectos para posarse y alimentarse del tejido foliar.

Hasta las 48 horas la Sogata prefirió a Makalioka, sin embargo a las 72 horas resultó ser menos atractivo para los insectos (Figura 4-2 B y C), este mismo comportamiento se observó en la investigación realizada por González et al. (2012). Sin embargo, Velásquez et al. en el año 2013 registraron que, la preferencia de Sogata hacia la alimentación y oviposición por Makalioka se extendía hasta las 72 horas ddi.

Los genotipos SAHEL; BADKA y PTB 25 resultaron ser los menos preferidos por los insectos, evidenciado con el menor número de insectos posados por planta, a las 24, 48 y 96 horas ddi. A las 72 horas ddi hubo un incremento significativo de insectos en PTB 25. La menor cantidad de insectos en las plantas podría estar asociada a algunas características físicas o químicas de los genotipos que impiden la alimentación y oviposición del insecto (Velásquez et al., 2013) o repelen los insectos por emisión de metabolitos secundarios. Los genotipos IR 77384 y PTB 9 presentaron una antixenosis intermedia.

Figura 4-2. Antixenosis de seis genotipos de arroz para alimentación de *T. orizicolus* en pruebas de libre escogencia. Insectos posados a las A) 24 horas después de la infestación (h ddi). B) 48 h ddi. C) 72 h ddi. D) 96 h ddi.



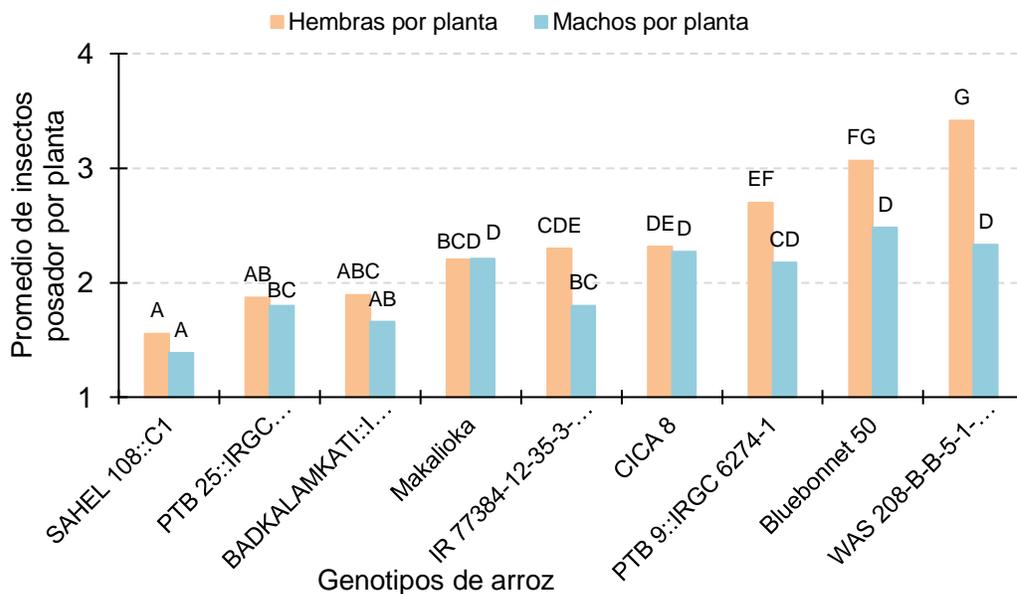


*Las barras con letras diferentes indican diferencias significativas entre medias ($p < 0,05$). Prueba de LSD (Diferencia mínima significativa) $p < 0,05$.

▪ **Efecto de los genotipos en la preferencia por alimentación de hembras y machos de *Sogatia***

El ANOVA mostró diferencias significativas en el número de insectos posados por planta, entre los genotipos y los testigos evaluados. Se observó mayor número de hembras que de machos por planta, en todos los genotipos y la separación de promedios formó una mayor cantidad de grupos. Tal vez esté asociado con que los machos solo requieren alimentarse, pero las hembras deben, además, asegurar, el hospedero adecuado para la oviposición y la supervivencia de su progenie; por lo tanto el proceso de selección es más crítico para estas. Para ambos sexos se observa un comportamiento similar al descrito en los gráficos anteriores. Las hembras posadas por planta variaron desde 3,4 hasta 1,6; la mayor cantidad se observó en WAS 208 y la menor en SAHEL. WAS 208 fue, ligeramente, más preferido que el testigo susceptible (Figura 4-3).

Figura 4-3. Número de hembras y machos posados en seis genotipos resistentes de arroz en pruebas de libre escogencia.



* Las barras con letras diferentes indican diferencias significativas entre medias ($p < 0,05$). Prueba de LSD (Diferencia mínima significativa) $p < 0,05$.

▪ **Efecto de los genotipos en la preferencia por oviposición de *Sogata* en pruebas de libre escogencia**

Se encontraron diferencias significativas entre los genotipos en cuanto al promedio de huevos por planta, ovipositados a las 96 horas ddi (Tabla 4-1). Cuando se contaron tanto las hembras como los machos posados por planta, no hubo diferencias entre WAS 208 y el testigo susceptible, como sí lo hubo con el resto (Figura 4-2). Esto no significó el mismo comportamiento en cuanto al número de huevos, que descendió, con diferencias significativas, desde la mayor cantidad en el testigo susceptible, seguido por el intermedio CICA 8, WAS 208 y el resistente, hasta SAHEL; con 34,1; 30,6; 25,5; 21,6 y 7,7; respectivamente. Siendo WAS 208 el genotipo más preferido por los insectos para posarse o alimentarse, pero no para ovipositar. Este efecto en el comportamiento del insecto infiere la antixenosis de los genotipos (Kogan & Ortman, 1978; Painter, 1951; C. Michael Smith, 2005).

SAHEL fue el genotipo con menor cantidad de huevos por planta (7,7 en promedio), diferenciándose, estadísticamente, al resto de los genotipos. Este genotipo fue el menos preferido tanto para ovipositar como para alimentarse. En el estudio de Pardey et al. (2000), se observó el mismo comportamiento donde la cantidad de huevos en los genotipos está relacionada con el número de insectos posados sobre las plantas. Es decir, que en los genotipos con mayor atracción por los insectos se encontró mayor cantidad de huevos. Es lógico pensar que la menor preferencia de alimentación de los insectos hacia estos materiales conlleva una baja oviposición.

Tabla 4-1. Oviposición de *Tagosodes orizicolus* en pruebas de libre escogencia en seis genotipos de arroz resistentes.

Genotipo	Promedio de hembras por genotipo	Huevos por planta
SAHEL 108::C1	1,55 A	7,7 A*
BADKALAMKATI::IRGC 45011-1	1,89 ABC	13,1 B
IR 77384-12-35-3-12-1-B::IRGC 117299-1	2,30 CDE	16,8 C
PTB 25::IRGC 6386-1	1,87 AB	17,0 CD
PTB 9::IRGC 6274-1	2,70 EF	19,0 D
T. Resistente-Makalioka	2,20 BCD	21,6 E

Genotipo	Promedio de hembras por genotipo	Huevos por planta
WAS 208-B-B-5-1-1-3::C1	3,4162 G	25,5 F
T. Intermedio-CICA 8	2,3153 DE	30,6 G
T. Susceptible-Bluebonnet 50	3,0660 FG	34,1 H

*Promedios con la misma letra, en cada columna, no difieren significativamente. Prueba LSD ($p < 0,05$).

Velásquez & Diamont en el año 2014, reportaron que la alta e intermedia antixenosis está relacionada con caracteres morfo-anatómicos del tejido foliar. Estos caracteres pueden ser el grosor de la cutícula, en ambas caras de la epidermis, que afecta el comportamiento de los insectos, en cuanto a su alimentación y oviposición. También, demostraron que los micropelos están relacionados con la no preferencia del insecto *Sogata* a posarse sobre las hojas de arroz, lo que reduce el daño mecánico. La longitud y número de macropelos pueden dificultar la alimentación y postura de huevos. Por lo tanto, la antixenosis puede ser producto de caracteres físicos presentes en el tejido foliar de las plantas resistentes (Cardoso et al., 2009). Además, la presencia de cuerpos silíceos en el tejido epidérmico de las plantas de arroz, es considerado como uno de los mecanismos de defensa de las plantas contra los insectos herbívoros, ya que reducen la digestibilidad por mayor dureza del tejido (Velásquez et al., 2013).

4.3 Antibiosis

4.3.1 Antibiosis para oviposición en pruebas de alimentación forzada

Hubo diferencias significativas ($p < 0,0001$) entre los genotipos y testigos evaluados para las variables longevidad de las hembras, número de huevos por planta e índice de fecundidad (Tablas 4-2 y 4-3). Esto indica presencia de un mecanismo de antibiosis en algún genotipo.

La mayor longevidad de las hembras se dio en IR 77384 con 6,3 días más que en el testigo susceptible (31 % de mayor duración) y 12,3 días más que en el genotipo PTB 9 donde la hembra sobrevivió hasta 14,2 días (Tabla 4-2). La longevidad de la hembra está

relacionada con la cantidad de huevos ovipositados. En los materiales donde la longevidad de la hembra fue mayor, hubo mayor postura de huevos como en el caso de Bluebonnet 50 e IRAT 124, que presentaron una longevidad de 20,2 y 23,7 días y posturas de 227,7 y 229,3, respectivamente. La longevidad de las hembras es una respuesta biológica directa hacia los genotipos, los cuales pueden ejercer efectos deletéreos sobre las hembras acortando su vida y reduciendo su capacidad de oviposición (Pardey et al., 2000).

Tabla 4-2. Longevidad de las hembras sobre seis genotipos de arroz resistentes en prueba de alimentación forzada.

Genotipo	Longevidad de la hembra
PTB 9::IRGC 6274-1	14,2 A
SAHEL 108::C1	17,2 B
PTB 25::IRGC 6386-1	17,6 B
WAS 208-B-B-5-1-1-3::C1	18,2 B
BADKALAMKATI::IRGC 45011-1	19,9 B
T. Susceptible- Bluebonnet 50	20,2 B
T. Antibiótico- IRAT 124	23,8 C
IR 77384-12-35-3-12-1-B::IRGC 117299-1	26,5 C

* Los promedios de la misma letra, en cada columna, no difieren significativamente. Prueba de LSD ($p < 0,05$).

El número de huevos por planta fue estadísticamente diferente entre los genotipos, excepto por IRAT 124 y Bluebonnet 50 con el mayor número (Tabla 4-3). La menor cantidad de huevos fue puesta en SAHEL con 10,3 huevos menos que PTB 9, el segundo genotipo con menor cantidad de huevos. A pesar de que la longevidad de la hembra fue mayor en IR 77384, la cantidad de huevos puesta en este genotipo fue 129 % menor que en IRAT 124. En el resto genotipos la oviposición fue reducida hasta en 531 % en SAHEL.

Tabla 4-3. Oviposición de *Tagosodes orizicolus* en alimentación forzada sobre seis genotipos de arroz resistentes.

Genotipo	Huevos por hembra	Índice de Fecundidad
SAHEL 108::C1	43,2 A	2,2 A*
PTB 9::IRGC 6274-1	53,5 B	2,3 A

Genotipo	Huevos por hembra	Índice de Fecundidad
BADKALAMKATI::IRGC 45011-1	63,6 C	2,7 AB
WAS 208-B-B-5-1-1-3::C1	65,0 C	2,8 AB
PTB 25::IRGC 6386-1	83,1 D	4,7 B
IR 77384-12-35-3-12-1-B::IRGC 117299-1	177,1 E	7,2 C
T. Antibiótico- IRAT 124	229,3 F	8,7 C
T. Susceptible- Bluebonnet 50	227,7 F	11,2 D

* Promedios con la misma letra, en cada columna, no difieren significativamente. Prueba LSD ($p < 0,05$).

El índice de fecundidad relaciona el número total de huevos ovipositados dividido por la longevidad de la hembra. El índice se reduce a medida que la resistencia por antibiosis aumenta (Cardona & Sotelo, 2005; Pardey et al., 2000). La fecundidad de la hembra fue mayor en Bluebonnet 50 con 11,2 huevos puestos por día y el menor en SAHEL y PTB 9 con 2,2 y 2,3, respectivamente. En IRAT 124 la fecundidad fue de 8,7 huevos por hembra. Es decir, que la longevidad, oviposición y la fecundidad de la hembra fue afectada por IRAT 124 al igual que por el susceptible (Tabla 4-3).

Los resultados indican que existe una relación inversa entre las variables evaluadas y el grado de antibiosis que presentan los genotipos. Es decir, que entre menor sea el número de huevos por planta y el índice de fecundidad, mayor es la antibiosis para la oviposición (Velásquez et al., 2013). Los genotipos antibióticos pueden alargar o acortar la duración de los ciclos de vida del insecto o de alguna de sus fases. Según Smith & Clement (2012) la antibiosis causa efectos adversos en la supervivencia, desarrollo o reproducción de un artrópodo y cuando es muy alta generalmente ocurre una disminución en el crecimiento de la población del insecto (Cardona & Mesa, 2011; Cardona & Sotelo, 2005; Smith, 2005).

4.3.2 Antibiosis para emergencia ninfal en pruebas de alimentación forzada

Se encontró diferencia significativa ($p < 0,0001$) entre los genotipos para las variables emergencia ninfal (expresado por el número de ninfas por planta), longevidad de la hembra

y el índice de emergencia. La antibiosis genera un efecto negativo en la biología del insecto (Cardona & Sotelo, 2005), como se observa en los resultados de este estudio (Tabla 4-4).

El comportamiento de la variable emergencia ninfal fue similar al de la variable oviposición. Bluebonnet 50 se comportó, como se esperaba, con alta emergencia ninfal 269,1 ninfas; seguido por IRAT 124 e IR 77384 pero significativamente diferentes: 154,1 y 187,9 ninfas, respectivamente, cuyos correspondientes índices de emergencia ninfal fueron 10,2; 6,3 y 6,5 (Tabla 4-3). 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 se reportaron con una antixenosis intermedia, ambos materiales presentan una baja antibiosis compara con PTB 9 que presento la menor cantidad de emergencia ninfal por hembra con 51,1 ninfas y un índice de emergencia ninfal de 2,4 estadísticamente igual al de WAS 208, PTB 25 y SAHEL.

Tabla 4-4. Emergencia ninfal de *Tagosodes orizicolus* en seis genotipos resistentes de arroz en pruebas de alimentación forzada.

Genotipo	Longevidad de la hembra (días)	Ninfas por hembra	Índice de emergencia
PTB 9::IRGC 6274-1	20,7 A	51,1 A	2,4 A*
WAS 208-B-B-5-1-1-3::C1	25,1 B	69,5 B	2,7 A
PTB 25::IRGC 6386-1	22,8 C	77,3 C	3,4 A
SAHEL 108::C1	22,7 D	86,2 D	3,4 A
BADKALAMKATI::IRGC 45011-1	22,3 E	107,9 E	4,4 AB
IRAT 124	25,6 F	154,1 F	6,3 B
IR 77384-12-35-3-12-1-B::IRGC 117299-1	31,3 G	187,9 G	6,5 B
Bluebonnet 50	28,7 H	269,1 H	10,2 C

* Promedios con la misma letra no difieren significativamente. Prueba LSD ($p < 0,05$).

Todos los genotipos, comparados con el testigo susceptible, afectaron la biología del insecto reduciendo la capacidad de emergencia ninfal y, a excepción de IR 77384, también acortaron la longevidad de la hembra (Tabla 4-4).

Se conoce que la antibiosis puede deberse a la presencia de sustancias metabólicas secundarias, especialmente aleloquímicos, que son sustancias que afectan poblaciones

de especies diferentes a las que la producen (Smith, 2005). La antibiosis se puede manifestar con la activación de mecanismos bioquímicos expresados constitutivamente como factores que mejoran la resistencia, los cuales pueden ser producto de una defensa inducida en presencia del insecto, es decir, que la activación de estos mecanismos se inducen una vez que ataca el insecto, como una respuesta de la planta a la alimentación o daño causado por el insecto (Howe & Jander, 2008; Vijaykumar et al., 2009).

4.3.3 Ciclo ninfal

No se encontraron diferencias significativas ($p=0,3453$) en cuanto a la duración de los instares ninfales entre los genotipos comparado con los testigos. Cada ínstar tuvo una duración entre 3,2 y 3,6 días. Las diferencias encontradas fueron entre el quinto y el tercer ínstar (4,7 y 2,9 días) (Tabla 4-5).

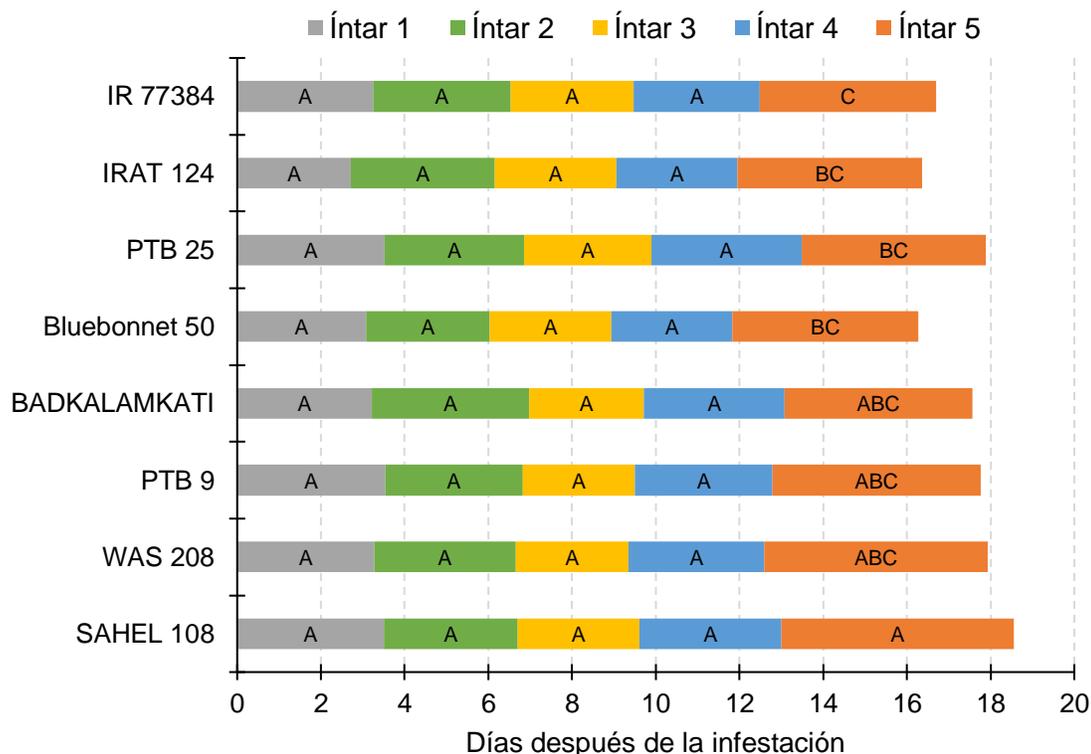
Tabla 4-5. Promedio general de la duración en días por cada ínstar ninfal de *Tagosodes orizicolus* criadas sobre ocho genotipos de arroz.

	Instar	Promedio (días)
	1	3,3 B*
	2	3,3 B
	3	2,9 C
	4	3,2 B
	5	4,7 A

* Los promedios con la misma letra no difieren significativamente. Error estándar: 0,1. Prueba LSD (0,05).

Al realizar una prueba de medias (LSD $p < 0,05$) para cada ínstar, se encontró que no hay diferencia significativa entre los genotipos evaluados con respecto al susceptible Bluebonnet 50; pero las ninfas del quinto ínstar que fueron criadas sobre el genotipo SAHEL duraron 1,3 días más, en ese estado, que las criadas en IR 77384 (Figura 4-4) y la duración del ciclo ninfal, desde la eclosión del huevo hasta la emergencia del adulto, duró 2,3 días más que en el testigo susceptible. La relación de sexo para todos los genotipos fue igual a la de los testigos de 1:1 (hembra:macho), al igual que el porcentaje de supervivencia de los estados ninfales (83,3 %).

Figura 4-4. Duración de los ínstaes de *Tagosodes orizicolus* criados en IRAT 124 (antibiótico); Bluebonnet 50 (susceptible) y seis genotipos de arroz resistentes al RHBV.



*Las letras indican diferencias significativas en la duración de cada ínstar ninfal. Prueba LSD ($p < 0,05$).

La antibiosis se puede determinar mediante la supervivencia de los estados inmaduros (ninfas) y la prolongación de cualquier etapa del ciclo de vida del insecto, que puede ser

inducida por una respuesta a estímulos provocados por el insecto (como el daño directo) y desencadena la activación de sustancias tóxicas para el insecto que matan una proporción importante de la población. En casos de alta antibiosis, la población puede colapsar y desaparecer; por lo que se puede creer erróneamente que la planta es inmune y no que hubo ausencia de infestación. Lo natural es que un insecto oviposite en materiales resistentes y que los huevos eclosionen; la importancia de los factores antibióticos está en que reduzcan la población de inmaduros a niveles bajos, que no ocasionen daño económico (Cardona & Sotelo, 2005).

Romero en 2012 y Romero et al. en 2014, identificaron algunos QTLs (Loci de caracteres cuantitativos) en los cromosomas 5 y 7 para la resistencia a *T. orizicolus* en los cruzamientos entre Fedearroz 2000 con WC366 y Fedearroz 50 con WC366, respectivamente y que la resistencia está determinada por algunos genes mayores.

Morales & Jennings (2010), menciona que los fitomejoradores descartan tanto los genotipos que expresan extrema antibiosis (asintomáticos) como los altamente susceptibles y seleccionan preferiblemente solo materiales con expresiones de resistencia moderada, para evitar la ruptura de la resistencia por presión del insectos y generación de nuevos biotipos, causado por la liberación de materiales altamente antibióticos.

4.4 Tolerancia

4.4.1 Tolerancia en prueba de alimentación forzada

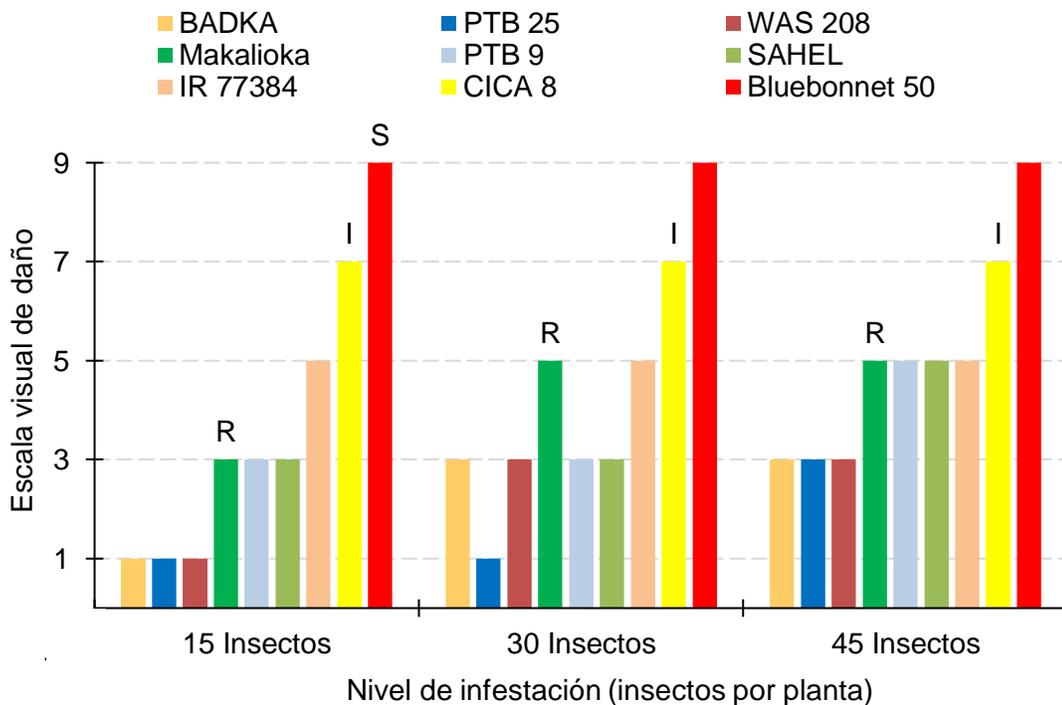
- **Daño mecánico en pruebas de alimentación forzada**

Se encontraron diferencias significativas ($p < 0,0001$) en la reacción al daño mecánico causado por el insecto, en pruebas de alimentación forzada, entre los genotipos y los niveles de infestación. Al ser expuestos a 15 insectos por planta todos los genotipos se comportaron como resistentes con valores ≤ 3 en la escala de daño visual IRRI (2002), excepto IR 77384 que expresó una resistencia intermedia hasta con 30 y 45 insectos por

planta. Los genotipos BADKA, WAS 208 y PTB 25 obtuvieron una calificación de 1, menor que Makalioka y el resto de genotipos, como lo muestra la Figura (4-5).

Cuando las plantas fueron expuestas a 30 insectos por planta los genotipos se siguieron comportando como resistentes, donde BADKA y WAS 208 aumentaron su valor de 1 a 3 y el testigo Makalioka cambió de calificación a intermedio por obtener un valor de 5. En el nivel de infestación de 45 insectos por planta, los genotipos BADKA, WAS 208 y PTB 25 siguieron siendo resistentes con un valor de 3 a diferencia de PTB 9, SAHEL e IR 77384, que se comportaron como materiales intermedios al igual que Makalioka (Figura 4-5).

Figura 4-5. Daño mecánico causado por *Tagosodes orizicolus* en seis genotipos de arroz resistentes expuestos a tres niveles de infestación y evaluación hecha con escala visual.



Estos resultados indican que los genotipos evaluados mantienen su resistencia hasta un nivel de infestación de 30 insectos por planta y que, al ser expuestos a niveles mayores, algunos genotipos, pueden ser afectados en cuando al daño visual causado por el insecto, pero no, a tal punto, de expresan susceptibilidad. Como era de esperar, Bluebonnet 50 se comportó como susceptible en todos los niveles de infestación. CICA 8 obtuvo un valor de 7 en los tres niveles de infestación comportándose como susceptible, diferente al valor que

obtuvo en la evaluación de daño mecánico usando la prueba de libre escogencia (Figura 4-7), esto podría estar asociado a que los insectos al tener solo como alimento a CICA 8 fueron forzados a alimentarse de la planta, diferente a lo observado en la prueba de libre escogencia, donde los insectos al tener una variedad de alimento la cantidad de insectos, alimentándose de la planta, fue menor.

Índice de pérdida funcional

Se encontraron diferencias significativas para el índice de pérdida funcional (FPLI por sus siglas en inglés *Function Plant Loss Index*) entre los genotipos y niveles de infestación, como lo muestra la Figura 4-6. Todos los genotipos perdieron significativamente menor porcentaje de biomasa que el testigo susceptible.

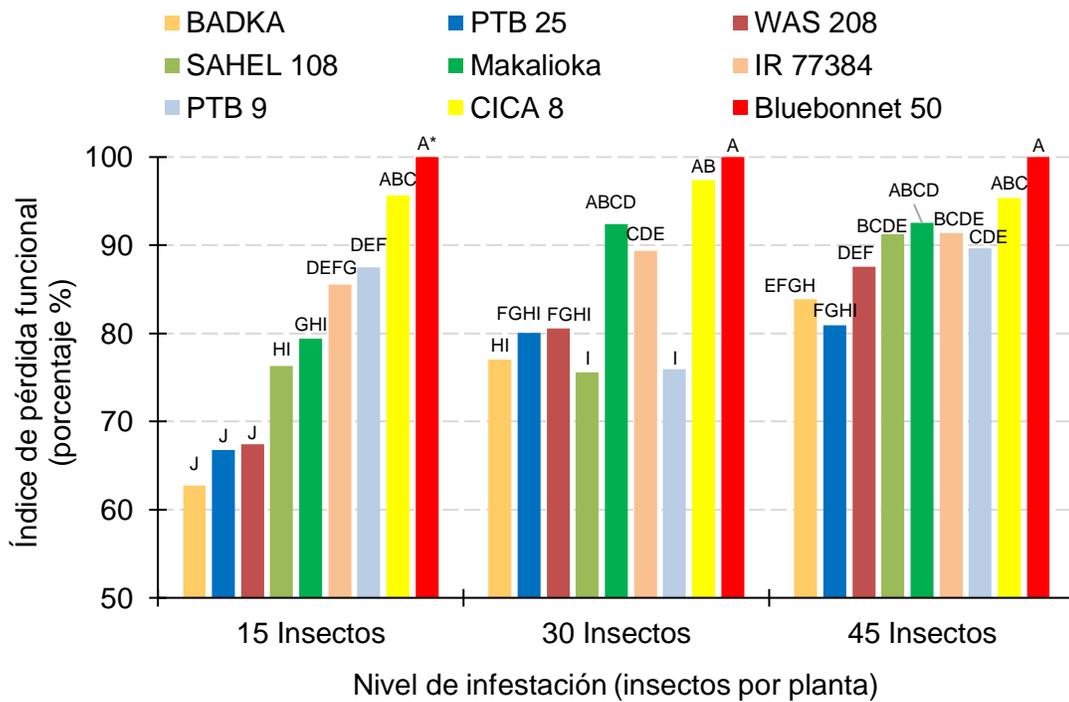
Cuando los genotipos y testigos fueron expuestos a 15 insectos por planta BADKA, PTB 25 y WAS 208 obtuvieron menores pérdidas de biomasa que el resto de los genotipos con 62,74; 66,75 y 67,39 %, respectivamente comportándose como tolerantes al resistir el daño de los insectos, a pesar de que las pérdidas de biomasa aumentaron al exponerlos a niveles de 30 y 45 insectos por planta, las pérdidas fueron menores que el resto de los genotipos expuestos a los mismos niveles de infestación (Figura 4-6).

No hubo diferencia significativa entre SAHEL y Makalioka con 76,30 y 79,41 % de pérdida de biomasa, respectivamente. SAHEL perdió significativamente el mismo porcentaje de biomasa cuando fue expuesto a 30 insectos por planta, pero a niveles de 45 insectos por planta alcanzó pérdidas mayores a 90 % y Makalioka alcanzó esta pérdida de biomasa a partir de los 30 insectos por planta. IR 77384 obtuvo pérdidas similares en los tres niveles de infestación (15, 30 y 45 insectos por planta) mayores de 85 % al igual que PTB 9. Bluebonnet 50 y CICA 8 presentaron pérdidas entre 95 % y 100% de biomasa.

Cardona & Sotelo (2005) mencionan que el FPLI combina la calificación de daño visual causado por el insecto con la pérdida de biomasa que sufren los genotipos como consecuencia del daño. En este estudio, los genotipos BADKA, PTB 25 y WAS 208 obtuvieron valores de 1 en la escala visual de daño y unas pérdidas de biomasa menores de 68 %, estadísticamente diferentes al resto de los genotipos, diferente comportamiento

para CICA 8 y Bluebonnet 50 con valores de 7 y 9 en la escala visual y pérdidas de biomasa mayores de 95 %. Eickhoff et al. (2008) mencionan que los niveles de infestación afectan los índices de daño. Adicionalmente, en este estudio se evidencia que niveles excesivos de insectos dificultan encontrar genotipos resistentes. Hasta los 15 insectos por planta, se nota una gradación diferencial de la respuesta de los genotipos, pero con 30 y 45 insectos por planta pierden tanta biomasa que hasta el genotipo resistente Makalioka llega a más del 90 % de FPLI (Figura 4-6)

Figura 4-6. Índices de pérdida funcional ocasionadas por *Tagosodes orizicolus* en seis genotipos de arroz expuestos a tres niveles de infestación.



* Las letras sobre las barras indican diferencias significativas. Prueba de LSD ($p < 0,05$).

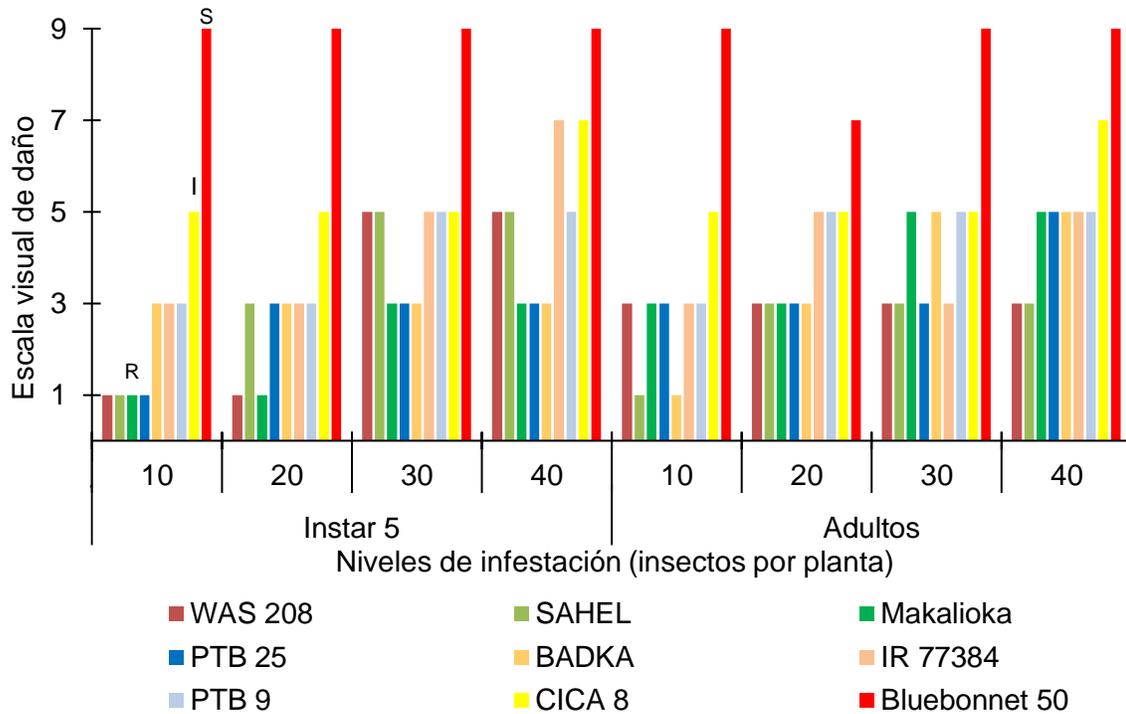
4.4.2 Tolerancia en prueba de libre alimentación

- Daño mecánico en pruebas de libre alimentación

Hubo diferencias significativas ($p < 0,0001$) en la reacción al daño mecánico causado por el insecto, en pruebas de libre alimentación, entre los genotipos y los niveles de infestación, mas no se encontró diferencia entre los estados de desarrollos. Todos los genotipos se comportaron como resistentes al obtener un valor ≤ 3 al someter las plantas a niveles de 10 y 20 insectos por plantas en dos estados de desarrollo (adultos y ninfas del quinto instar), al igual que Makalioka.

Los genotipos WAS 208, SAHEL, IR 77384 y PTB 9 expresaron una resistencia intermedia cuando se sometieron a 30 y 40 ninfas por planta, excepto IR 77384 que se comportó como susceptible al someterlo a 40 ninfas por planta. Makalioka mantuvo su resistencia en todos los niveles de infestación con ninfas, pero a partir de los 30 adultos por planta obtuvo un valor de 5, es decir, resistencia intermedia. CICA 8 se comportó como intermedio al someterse a los primeros tres niveles de infestación y a partir de los 40 insectos por planta se volvió susceptible. Como era de esperarse Bluebonnet 50 se comportó como susceptible.

Figura 4-7. Daño mecánico causado por *Tagosodes orizicolus* en seis genotipos de arroz resistentes expuestos a cuatro niveles de infestación y dos estados de desarrollo del insecto. Evaluación hecha con escala visual.



▪ Índice de pérdida funcional

Para el índice de pérdida funcional se encontró diferencias significativas entre los genotipos, niveles de infestación y los estados de desarrollo. WAS 208, Makalioka, SAHEL y PTB 25 obtuvieron menores pérdidas de biomasa que el resto de los genotipos al ser expuestos a 10 ninfas por planta, con 69,0; 69,6; 70,7 y 74,8 % de pérdida de biomasa (Tabla 4-6) como indicadores de tolerancia. WAS 208 perdió > 80 % cuando fue expuesto a 30 ninfas por planta, el resto de los genotipos, a 20 ninfas por planta.

BADKA, PTB9, CICA 8 e IR77384 presentaron pérdidas significativas de biomasa > 80 %, igual que el susceptible, al ser sometidos a todos los niveles de infestación con ninfas y adultos, pero BADKA al ser infestado con 10 y 20 adultos por planta perdió < 70 %. Al infestar con 40 insectos por planta (ninfas y adultos) todos los genotipos presentaron pérdidas significativas con respecto al testigo susceptible Bluebonnet 50.

Estos resultados muestran que las ninfas causan mayores pérdidas de biomasa en los genotipos que los adultos y al aumentar los niveles de infestación las pérdidas de biomasa

son mayores. Los genotipos WAS 208, SAHEL, PTB 25 y BADKA se comportaron como tolerantes en ambos estudios de tolerancia (libre alimentación y alimentación forzada) ya que lograron obtener los menores índices de pérdida funcional implicando que el porcentaje de pérdida fue menor comparado con el resto de los genotipos y el testigo susceptible al someterse a los mismos niveles de infestación.

Tabla 4-6. Pérdidas funcionales ocasionadas por *Tagosodes orizicolus* en seis genotipos de arroz sometidos a cuatro niveles de infestación en dos estados de desarrollo del insecto.

Genotipo	Ínstar 5				Adultos			
	10	20	30	40	10	20	30	40
WAS 208	69,0 C	66,5 B	82,8 ABC	86,2 A	71,3 BC	63,9 D	52,7 D	77,8 BC
Makalioka	69,6 C	83,5 AB	72,2 BC	84,5 A	77,2 B	81,4 ABCD	76,4 BC	89,3 AB
SAHEL	70,7 BC	82,0 AB	70,1 BC	85,0 A	44,7 D	71,0 BCD	61,6 CD	81,1 ABC
PTB 25	74,8 BC	85,5 AB	70,7 BC	83,5 A	78,5 AB	75,7 ABCD	62,0 CD	90,0 AB
BADKA	80,4 ABC	83,8 AB	67,6 C	60,2 B	55,9 CD	66,3 CD	82,2 AB	62,7 C
PTB 9	82,4 ABC	82,3 AB	84,9 ABC	87,5 A	80,9 AB	83,8 ABC	81,7 AB	91,7 AB
CICA 8	83,3 ABC	90,0 A	81,4 ABC	93,9 A	84,5 AB	87,8 AB	80,6 ABC	90,9 AB
IR 77384	91,0 AB	87,4 A	88,4 AB	96,2 A	87,3 AB	82,2 ABCD	76,0 BC	90,7 AB
Bluebonnet 50	100,0 A	100,0 A	100,0 A	100,0 A	100,0 A	94,6 A	100,0 A	100,0 A

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; las plantas tolerantes producen una mayor cantidad de biomasa que las plantas de los cultivares susceptibles (Arao & Entur, 2016; Smith, 2005). Desde la perspectiva del efecto de las plantas sobre los insectos, las plantas tolerantes requieren menos antixenosis o antibiosis. Panda & 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, luego de pasar en un horno 60 horas a 75 °C, las plantas 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. (2022) descubrieron un nuevo QTL qHBV11.1 asociado con la gravedad 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 tendrá un papel clave en la disminución del daño causado por el virus, por lo tanto, es una tolerancia.

En resumen, los genotipos SAHEL 108::C1 y PTB 25::IRGC 6386-1 tienen los tres mecanismos de resistencia: Antixenosis, Antibiosis y Tolerancia. PTB 9::IRGC 6274-1 es antixenótico y antibiótico. WAS 208-B-B-5-1-1-3::C1 es antibiótico y tiene tolerancia y BADKALAMKATI::IRGC 45011-1 es antixenótico y tolerante al insecto Sogata.

5. Conclusiones y recomendaciones

5.1 Conclusiones

Las seis fuentes de resistencia al virus de la hoja blanca (RHBV) también fueron resistentes al daño mecánico causado por el insecto *Tagosodes orizicolus*.

Dado el menor número de hembras y machos posados sobre cada planta y la menor cantidad de huevos ovipositados en ellas y comparados con el testigo susceptible, se concluye que uno de los mecanismos de resistencia de los genotipos SAHEL 108::C1, BADKALAMKATI::IRGC 45011-1 y PTB 25::IRGC 6386-1, IR 77384-12-35-3-12-1-B::IRGC 117299-1 y PTB 9::IRGC 6274-1 es Antixenosis.

Según el menor número de ninfas eclosionadas, el menor índice de emergencia ninfal, la disminución de la longevidad de las hembras y el alargamiento de la duración del quinto instar ninfal, comparados con el testigo susceptible, los genotipos PTB 9::IRGC 6274-1, WAS 208-B-B-5-1-1-3::C1, PTB 25::IRGC 6386-1 y SAHEL 108::C1 presentaron resistencia del tipo antibiótica.

Basados en la menor pérdida de biomasa (FPLI) de los genotipos BADKALAMKATI::IRGC 45011-1, PTB 25::IRGC 6386-1, SAHEL 108::C1 y WAS 208-B-B-5-1-1-3::C1 comparados con el testigo susceptible, tanto en alimentación forzada como en libre escogencia y con los mismos niveles de infestación de insectos, se concluye que son tolerantes al daño causado por *Tagosodes orizicolus*.

Los genotipos SAHEL 108::C1 y PTB 25::IRGC 6386-1 tienen los tres mecanismos de resistencia: Antixenosis, Antibiosis y Tolerancia.

5.2 Recomendaciones

Realizar estudios morfológicos, como grosor de la cutícula, número de micro y macro pelos y presencia de cuerpos silicios en el tejido foliar, y estudios químicos en los genotipos evaluados para determinar la causa de la antibiosis y antixenosis.

Realizar estudios de efectos subletales, sobre los genotipos antibióticos, para observar si pueden causar efectos deletéreos sobre la progenie de *Tagosodes orizicolus* o si son capaces de adaptarse a estos genotipos.

En próximos estudios de antixenosis y tolerancia, en genotipos de arroz, tomar en cuenta varios factores, al tiempo, como la edad de las plantas al momento de la evaluación, la sincronización entre las colonias secuenciales con el día de la evaluación. Y para estudios de tolerancia, es necesario infestar con los ínstaes mayores (cuarto o quinto) ya que ínstaes menores generan menos daño.

Los seis genotipos pueden usarse como fuentes de resistencia en los cruzamientos dirigidos a combatir el insecto Sogata. Se debe tener cuidado al usar las fuentes con mayor antibiosis para no forzar al insecto a producir biotipos.

6. Anexos

A. Anexo: Tablas de resultados estadísticos para estudios de mecanismos de resistencia al daño mecánico de *Tagosodes orizicolus*.

Tabla 6-1. Modelo lineal mixto (GLIMIX) para los efectos fijos y aleatorios del ensayo de daño mecánico.

Test de tipo III de efectos fijos				
Efecto	Grados de libertad del numerador	Grados de libertad del denominador	F Valor	Pr > F
Genotipo	8	70	24,45	<.0001

Estimaciones del parámetro de covarianza		
Parámetro de covarianza	Varianza	Error estándar
Bandeja	0,017	0,026

Tabla 6-2. Modelo lineal mixto para número de insectos de *T. orizicolus* posados a las 24, 48, 72 y 96 horas después de la infestación.

Test de tipo III de efectos fijos											
Efecto	GL Num	GL Den	24		48		72		96		
			F Valor	Pr > F							
Genotipo	8	200	5,75	<.0001	6,78	<.0001	5,87	<.0001	3,34	0,001	

Estimaciones del parámetro de covarianza									
Parámetro de covarianza	24		48		72		96		
	Varianza	Error estándar							
Rept (Fecha)	0,063	0,038	0,043	0,026	0,136	0,080	0,270	0,155	

Tabla 6-3. Modelo lineal mixto para el número de hembras, machos y total de insectos de *T. orizicolus* por planta posados en seis genotipos de arroz resistentes.

Test de tipo III de efectos fijos									
Efecto	GL Num	GL Den	Hembras por planta		Machos por planta		Total de insectos por planta		
			F Valor	Pr > F	F Valor	Pr > F	F Valor	Pr > F	
Genotipo	8	821	14,07	<.0001	6,11	<.0001	18,24	<.0001	
Hora	3	821	23,96	<.0001	28,33	<.0001	50,79	<.0001	
Genotipo*Hora	24	821	0,68	0,872	0,55	0,962	1,02	0,433	

Estimaciones del parámetro de covarianza						
Parámetro de covarianza	Hembras por planta		Machos por planta		Total insectos por planta	
	Varianza	Error estándar	Varianza	Error estándar	Varianza	Error estándar
Rep (Fecha)	0,043	0,025	0,034	0,020	0,033	0,018

Tabla 6-4. Modelo lineal mixto para el número de huevos a las 96 horas después de la infestación en pruebas de libre escogencia.

Test de tipo III de efectos fijos				
Efecto	GL Num	GL Den	F Valor	Pr > F
Genotipo	8	200	101,3	<.0001

Estimaciones del parámetro de covarianza		
Parámetro de covarianza	Varianza	Error estándar
Rep (Fecha)	0,770	0,414

Tabla 6-5. Modelo lineal mixto para los efectos fijos y aleatorios del total de huevos, longevidad de la hembra y fecundidad de *Tagosodes orizicolus*.

Test de tipo III de efectos fijos								
Efecto	GL Num.	GL Den.	Total de huevos		Longevidad de las hembras		Fecundidad	
			F Valor	Pr > F	F Valor	Pr > F	F Valor	Pr > F
Genotipo	7	98	742	<.0001	11,48	<.0001	17,13	<.0001

Estimaciones del parámetro de covarianza						
Parámetro de covarianza	Total de huevos		Longevidad de las hembras		Fecundidad	
	Varianza	Error estándar	Varianza	Error estándar	Varianza	Error estándar
Repetición	0,124	0,048	0,019	0,010	0,060	0,539

Tabla 6-6. Modelo lineal mixto para los efectos fijos y aleatorios del total de ninfas, longevidad de la hembra e índice de emergencia ninfal de *T. orizicolus*.

Test de tipo III de efectos fijos								
Efecto	GL Num	GL Den	Total de ninfas		Longevidad de las hembras		Índice de emergencia	
			F Valor	Pr > F	F Valor	Pr > F	F Valor	Pr > F
Genotipo	7	98	599,5	<.0001	6,76	<.0001	11,47	<.0001

Estimaciones del parámetro de covarianza						
Parámetro de covarianza	Total de huevos		Longevidad de las hembras		Fecundidad	
	Varianza	Error estándar	Varianza	Error estándar	Varianza	Error estándar
Repetición	0,061	0,023	0,176	0,082	0,000	
Residual					9,000	1,203

Tabla 6-7. Modelo lineal mixto para efectos fijos del estudio de ciclo ninfal de *T. orizicolus* en seis genotipos de arroz resistentes.

Test de tipo III de efectos fijos				
Efecto	GL Num	GL Den	F Valor	Pr > F
Genotipo	7	1277	1,12	0,345
instar	4	1277	37,77	<.0001
Genotipo*instar	28	1277	0,64	0,928

Tabla 6-8. Modelo lineal mixto para los efectos fijos del índice de pérdida funcional ocasionadas por *T. orizicolus* en seis genotipos de arroz expuestos a tres niveles de infestación.

Test de tipo III de efectos fijos				
Efecto	GL Num	GL Den	F Valor	Pr > F
Genotipo	8	232	29,01	<.0001
Nivel de infestación	2	232	28,7	<.0001
Genotipo*Nivel de infestación	16	232	3,93	<.0001

Tabla 6-9. Modelo lineal mixto para los efectos fijos del índice de pérdida funcional ocasionadas por *T. orizicolus* en seis genotipos de arroz sometidos a cuatro niveles de infestación en dos estados de desarrollo del insecto.

Test de tipo III de efectos fijos				
Efecto	GL Num	GL Den	F Valor	Pr > F
Genotipo	8	103	18,61	<.0001
Nivel de infestación	3	103	8,53	<.0001
Genotipo*Nivel de infestación	24	103	1,79	0,024
Estado de desarrollo	1	103	5,04	0,027

Bibliografía

- Alfonso, R., Suárez, E., Hernández, A., Pérez, R., Ávila, J., Ginarte, A., Hernández, J. L., & Orellana, P. (2000). La resistencia genética de las variedades como elemento básico en el manejo integrado de plagas y preservación del medio ambiente en el cultivo del arroz. *Fitosanidad*, 4(1–2), 95–99.
<https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=209118236020>
- Alvarez, R. M., & Olívio, I. (2009). *Melhoramento genético de arroz para resistênciã à sogata [Tagosodes orizicolus (Muir)] e ao vírus da folha branca (RHBV)*. Universidad de São Paulo.
- Andrewartha, H. G., & Birch, L. C. (1954). *The distribution and abundance of animals*. University of Chicago press, Chicago.
- Arias, M., Vivas, M., & Pantoja, A. (1993). Parasitismo de *Tagosodes orizicolus* y *T. cubanus* en arrozales del noreste de Colombia. *RyoCmiFyomilres. Yonortet. RyoCmi Rmis. Nortemiwsl.*, 18(2), 32.
https://www.researchgate.net/publication/301624470_Parasitism_of_Tagosodes_orizicolus_and_T_cubanus_in_northeastern_Colombian_rice_fields
- Asche, M., & Wilson, M. R. (1990). The delphacid genus *Sogatella* and related groups: a revision with special reference to rice-associated species (Homoptera: Fulgoroidea). *Systematic Entomology*, 15(1), 1–42. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3113.1990.tb00301.x>
- CABI. (2021). *Datasheet report for Tagosodes orizicolus (rice delphacid)*. Wallingford, Reino Unido: CAB International. <https://www.cabi.org/isc/datasheetreport/52647>
- Calvert, L. (2004). Avances en la búsqueda de mecanismos de resistencia a *Tagosodes orizicolus* (Muir) plaga del arroz en América Latina.. *Revista de Protección Vegetal.*, 19(3), 183. <http://www.sidalc.net/cgi-bin/wxis.exe/?IsisScript=pubs.xis&method=post&formato=2&cantidad=1&expresion=mfn=002093>

- Calvert, L., & Reyes, L. (1999). Manejo del complejo sogata-virus de la hoja blanca en el cultivo del arroz. In *Colección histórica CIAT*. International Center for Tropical Agriculture. <https://cgspace.cgiar.org/handle/10568/69603>
- Cardona, C., & Mesa, N. C. (2011). *Resistencia varietal a insectos*. Universidad Nacional de Colombia Sede Palmira.
- Cardona, C., & Sotelo, G. (2005). Mecanismos de resistencia a insectos: naturaleza e importancia en la formulación de estrategias de mejoramiento para incorporar resistencia a salivazo en Brachiaria. *Pasturas Tropicales*, 27(2), 2–11.
- Cardoso, D. C., Cristiano, M. P., Cristina, L., Vilela, M., De, T., & Martins, A. (2009). Does Trichomes on the Plant Epidermic Surface Disturb Ants Locomotion? *American Journal of Agricultural and Biological Sciences*, 4(1), 1–6.
- CIAT, (Centro Internacional para Agricultura Tropical). (1997). *Project IP-4: Improved rice germplasm for Latin America and the Caribbean. For interna! circulation and discussion only*.
- Crawford, D. L. (1914). A contribution toward a monograph of the homopterous insects of the Family Delphacidae of North and South America. *Proceedings of the United States National Museum*, 46(2041), 44–49.
- Cruz-Gallego, M., Rebolledo, C., Cuasquer, J., Cruz, D., Peña-Fernández, A. L., Quintero, C., Silva-Córdoba, E. A., Alvarez, M. F., Jojoa-Cruz, S., Lorieux, M., Stuart, J. J., & Correa, F. (2018). Identification of new sources of resistance to RHBV- rice hoja blanca virus. *Acta Agronomica*, 67(2), 368–374. <https://doi.org/10.15446/acag.v67n2.61334>
- DANE (Departamento Administrativo Nacional de Estadística), & FEDEARROZ (Federación Nacional de Arroceros). (2021). Boletín Técnico: Encuesta Nacional de arroz mecanizado. *Fedearroz*, 1–23. http://fedearroz.com.co/new/documentos/2019/encuesta_arroz_mecanizado.pdf
- Dhillon, M. K., & Sharma, H. C. (2012). Paradigm Shifts in Research on Host Plant Resistance to Insect Pests. In *Indian Journal of Plant Protection Indian Journal of Plant Protection Indian Journal of Plant Protection Indian Journal of Plant Protection Year*. [http://oar.icrisat.org/6093/7/HPR Paradigm Shift IJPP_2012.pdf](http://oar.icrisat.org/6093/7/HPR%20Paradigm%20Shift%20IJPP_2012.pdf)
- Distant, W. L. (1912). Descriptions of new genera and species of oriental Homoptera. *Annals and Magazine of Natural History*, 9(181–194), 459–471.
- Ebert, A., Astorga, C., Rivas, G., & Javier, S. (2009). Evaluación de la resistencia de

- cultivares de arroz venezolanos ante el virus de la hoja blanca y su asociación con marcadores microsátélites. *Fitopatol. Venez*, 22(1), 13–18.
https://www.researchgate.net/publication/235343668_Evaluacion_de_la_resistencia_de_cultivares_de_arroz_venezolanos_ante_el_virus_de_la_hoja_blanca_y_su_asociacion_con_marcadores_microsatelites
- Eickhoff, T. E., Heng-moss, T. M., Baxendale, F. P., & Foster, J. E. (2008). *Levels of Tolerance , Antibiosis , and Antixenosis Among Resistant Buffalograsses and Zoysiagrasses*. 0–7.
- FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación). (2018). *Seguimiento del mercado del arroz de la FAO (Abril)*. Organización de Las Naciones Unidas Para La Alimentación y La Agricultura.
<http://www.fao.org/economic/est/publicaciones/publicaciones-sobre-el-arroz/seguimiento-del-mercado-del-arroz-sma/es/>
- FAO, (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación). (2021). *Nota informativa de la FAO sobre la oferta y la demanda de cereales | Situación Alimentaria Mundial | Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura*. <https://www.fao.org/worldfoodsituation/csdb/es/>
- Fennah, R. G. (1963). The Delphacid species-complex known as *Sogata Furcifera* (Horváth) (Homoptera: Fulgoroidea). *Bulletin of Entomological Research*, 54(1), 45–79. <https://doi.org/10.1017/S0007485300048604>
- Galvez, E. (1967). Frecuencia de *Sogata orizicola* Muir, y *Sogata cubana* Crawford en arroz y liendre puerco en Colombia. *Agricultura Tropical (Colombia)*, 23(6), 384–389.
- González, A., Labrín, N., Álvarez, R. M., Jayaro, Y., Gamboa, C., Reyes, E., & Barrientos, V. (2012). Mechanisms of *Oryza sativa* (Poaceae) resistance to *Tagosodes orizicolus* (Homoptera: Delphacidae) under greenhouse condition in Venezuela. *Revista de Biología Tropical*, 60(1), 105–117. <https://doi.org/10.15517/rbt.v60i1.2638>
- Heinrich, E. A., Medrano, E. G., & Rapusas, H. R. (1985). *Genetic Evaluation for Insect Resistance in Rice*. 356.
- Heinrichs, E. A. (1994). Impact of insecticides on the resistance and resurgence of rice planthopper. In: Planthoppers: Their Ecology and Management (RF Denno & TJ Perfect Eds.). *Chapman & Hall, New York, NY, USA.*, 571–614.
- Howe, G. A., & Jander, G. (2008). Plant Immunity to Insect Herbivores. <https://doi.org/10.1146/Annurev.Arplant.59.032607.092825>, 59, 41–66.

- <https://doi.org/10.1146/ANNUREV.ARPLANT.59.032607.092825>
- Jennings, P. R., & Alicia, P. T. (1970). Screening Rice for Resistance to the Planthopper, *Sogatodes oryzicola* (Muir) 1. *Crop Science*, 10(6), 687–689.
<https://doi.org/10.2135/cropsci1970.0011183x001000060026x>
- Kogan, M., & Ortman, E. F. (1978). Antixenosis-A New Term Proposed to Define Painter's "Nonpreference" Modality of Resistance. *Bulletin of the Entomological Society of America*, 24(2), 175–176. <https://doi.org/10.1093/besa/24.2.175>
- Mariani, R., & de Remes Lenicov, A. (2000). "Tagodes orizicolus" (Muir, 1926), vector del ¿virus de la hoja blanca del arroz" (HBV) en la República Argentina (Homoptera-Delphacidae). *Tagosodes Orizicolus (Muir, 1926), Vector Del "Virus de La Hoja Blanca Del Arroz" (HBV) En La República Argentina (Homoptera-Delphacidae)*, 104(104), 151–156.
- Martin, J. E., Bernal Jimenez, E. K., Cruz, M. G., Zhu-Salzman, K., Way, M. O., & Badillo-Vargas, I. E. (2020). Assessing the Potential Infection of *Tagosodes orizicolus* (Hemiptera: Delphacidae) by Rice Hoja Blanca Virus in Texas. *Journal of Economic Entomology*, 113(2), 1018–1022. <https://doi.org/10.1093/jee/toz321>
- Meneses, R., Gutiérrez, A., Antigua, G., García, A., Gómez, J., Correa, F., & Calvert, L. (2001). *Guía para el trabajo de campo en el manejo integrado de plagas del arroz* (4th ed.).
[https://books.google.com.co/books?hl=es&lr=&id=_3meJCzC7A0C&oi=fnd&pg=PR3&dq=umbrales+de+daño+de+Tagosodes+orizicolus+en+arroz&ots=V8wXThQVKH&sig=jfVcpy8srKMfLiQOpcZBiou6lDQ&redir_esc=y#v=onepage&q=umbrales de daño de Tagosodes orizicolus en arroz&f=false](https://books.google.com.co/books?hl=es&lr=&id=_3meJCzC7A0C&oi=fnd&pg=PR3&dq=umbrales+de+daño+de+Tagosodes+orizicolus+en+arroz&ots=V8wXThQVKH&sig=jfVcpy8srKMfLiQOpcZBiou6lDQ&redir_esc=y#v=onepage&q=umbrales+de+daño+de+Tagosodes+orizicolus+en+arroz&f=false)
- Meneses, R., Reyes, L., Calvert, L., Triana, M., Cuervo, M., & Duque, M. C. (2005). Identificación de posibles biotipos de *Tagosodes orizicolus* en diferentes zonas arroceras de Colombia. *Manejo Integrado de Plagas y Agroecología (Costa Rica)*, 74, 52–58.
- Mora-Kepfer, F., & Espinoza, A. M. (2009). Parasitism and predation of the planthopper *Tagosodes orizicolus* (Homoptera: Delphacidae) by a dryinid parasitoid in Costa Rica. In *Rev. Biol. Trop. (Int. J. Trop. Biol. ISSN (Vol. 57))*.
- Mora, R., Retana, A., & Espinoza, A. M. (2001). External morphology of *Tagosodes Orizicolus* (Homoptera: Delphacidae) revealed by scanning electron microscopy. *Annals of the Entomological Society of America*, 94(3), 438–448.

- [https://doi.org/10.1603/0013-8746\(2001\)094\[0438:EMOTOH\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1603/0013-8746(2001)094[0438:EMOTOH]2.0.CO;2)
- Morales, F. J., & Jennings, P. R. (2010). Rice hoja blanca: A complex plant-virus-vector pathosystem. *CAB Reviews: Perspectives in Agriculture, Veterinary Science, Nutrition and Natural Resources*, 5(043).
<https://doi.org/10.1079/PAVSNNR20105043>
- Morales, F. J., & Niessen, A. (1983). Association of Spiral Filamentous Viruslike Particles with Rice Hoja Blanca. *Phytopathology*, 73(7), 971. <https://doi.org/10.1094/phyto-73-971>
- Müir, F. (1926). Contribution to our knowledge of South American Fulgoroidea (Homoptera) Part I. The Family Delphacidae. *Bulletin of the Hawaiian Sugar Planters Association (Entomological Series)*, 18, 1–51.
- OCDE (Organización para la Cooperación y el Desarrollo Económicos); FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación). (2020). *OCDE-FAO Perspectivas Agrícolas 2020-2029*. OECD.
<https://doi.org/10.1787/a0848ac0-es>
- Odum, E. P. (1959). *Fundamentals of ecology*. 2nd Edition. W.B. Saunders Company, London.
- Painter, R. H. (1951). *Insect resistance in crop plants*. LWW.
- Panda, N., & Heinrichs, E. A. (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.
<https://academic.oup.com/ee/article/12/4/1204/513104>
- Panda, N., & Khush, G. S. (1995). *Techniques for determining mechanisms of resistance in host plant resistance to insects*.
- Pantoja, A., Fisher, A., Correo -Victoria, F., Sanint, L. R., & Ramírez, A. (1997). Manejo Integrado de Plagas en Arroz: Artrópodos, enfermedades y malezas. *CIAT, Cali, Colombia*, 141.
- Pardey, C., Agrarias, C., de Fitomejoramiento, A., Calvert Biólogo, L., & Palmira, S. (2000). *Caracterización del Mecanismo de Resistencia a Tagosodes orizicolus (Muir) [Homoptera: Delphacidae] en Cultivares de Arroz (Oryza sativa)*.
- Peñaranda, V., Higuera, O., Bastidas, H., Hernández, P., & Reyes, L. (1999). *Manejo integrado de sogata (Tagosodes orizicolus) Muir en el cultivo de arroz en los llanos orientales*.

- Perez, O. P. ., Glinarte, L. A. ., & Hernandez, A. (1977). Resistencia a Sogatodes orizicola (Muir) y a las enfermedades Hoja blanca y Piricularia oryzae (Cav.) de las variedades en estudios regionales durante 1975. *Agrotécnica de Cuba*, 9(1), 89–101.
- Rentería M., O. J. (1960). Biología del Sogata orizicola muir vector de la hoja blanca del arroz. *Acta Agronómica*, 10(1), 71–100.
- Ricepedia. (2016). *Rice as a food: The global staple. Ricepedia The online authority on Rice*. <http://ricepedia.org/rice-as-food/the-global-staple-rice-consumers>
- Romero, L. E. (2012). *Introgresion de qtls de resistencia al virus de la hoja blanca en materiales elite de arroz en Colombia Universidad Nacional de Colombia facultad de Ciencias Agropecuarias coordinacion general de Postgrados Palmira 2012*.
- Romero, L. E., Lozano, I., Garavito, A., Carabali, S. J., Triana, M., Villareal, N., Reyes, L., Duque, M. C., Martínez, C. P., Calvert, L., & Lorieux, M. (2014). Major QTLs control resistance to rice hoja blanca virus and its vector tagosodes orizicolus. *G3: Genes, Genomes, Genetics*, 4(1), 133–142. <https://doi.org/10.1534/g3.113.009373>
- Smith, C. M. (2005). Plant resistance to arthropods. In *Plant Resistance to Arthropods*. https://doi.org/10.1007/1-4020-3702-3_3
- Smith, C. M. ., & Clement, S. L. (2012). Molecular bases of plant resistance to arthropods. *Annu. Rev. Entomol.*, 57, 309–328.
- Troncoso-Sepúlveda, R. (2019). Transmisión de los precios del arroz en Colombia y el mundo. *Lecturas de Economía*, 91, 151–179. <https://doi.org/10.17533/udea.le.n91a05>
- Velásquez-Salazar, R., & Diamont, D. (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. (Int. J. Trop. Biol. ISSN, 62(2)*, 819–827.
- Velásquez, R., Delgado, N., & Urdaneta, L. (2013). Resistencia a sogata (Tagosodes orizicolus Muir) por antibiosis y antixenosis en cultivares de arroz venezolanos. *Revista de La Facultad de Agronomía*, 39(3), 144–150.
- Vijaykumar, L., Chakravarthy, A. K., Patil, S. U., & Rajanna, D. (2009). Resistance Mechanism in Rice to the Midge Orseolia oryzae (Diptera: Cecidomyiidae). *Journal of Economic Entomology*, 102(4), 1628–1639. <https://doi.org/10.1603/029.102.0430>
- Vivas-Carmona, L. E., Astudillo-García, D. H., & Monasterio-Piñero, P. P. (2017). Fluctuación poblacional del insecto sogata, Tagosodes orizicolus empleando una

- trampa de luz y su relación con variables climáticas en Calabozo Estado Guárico, Venezuela. *Journal of the Selva Andina Biosphere*, 5(2), 70–79.
<https://doi.org/10.36610/j.jsab.2017.050200070>
- Vivas, L. E. (1997). Dinámica poblacional de la sogata del arroz *Tagosodes orizicolus* (Homoptera: Delphacidae) en el Guárico Occidental. In (*Doctoral dissertation, Tesis de maestría. Facultad de agronomía. UCV Maracay, Aragua*).
https://www.researchgate.net/publication/48220674_Dinamica_poblacional_de_la_sogata_del_arroz_Tagosodes_orizicolus_Homoptera_Delphacidae_en_el_Guarico_Occidental
- Vivas, L. E., Astudillo, D., & Poleo, J. (2009). Monitoring of sogata *Tagosodes orizicolus* M. and incidence of white leaf virus “WLV” in rice in calabozo, guárico, venezuela. *Agronomía Tropical*, 59(4), 457–467. http://sian.inia.gob.ve/revistas_ci/AgronomiaTropical/at5904/pdf/5904vivas_l.pdf
- Vivas, L. E., Notz, A., & Astudillo, D. (2010). *Fluctuación poblacional del Chinche Vaneadora en parcelas de arroz, Calabozo, Estado Guárico, Venezuela*.
- Yu, Y. H., Li, G., Fan, Y. Y., Zhang, K. Q., Min, J., Zhu, Z. W., & Zhuang, J. Y. (2009). Genetic relationship between grain yield and the contents of protein and fat in a recombinant inbred population of rice. *Journal of Cereal Science*, 50(1), 121–125.
<https://doi.org/10.1016/j.jcs.2009.03.008>
- Zachrisson, B. (2014). Manejo de la población de *Tagosodes orizicolus* (MUIR) (Homoptera : Delphacidae), vectora del virus de la hoja blanca del arroz “VHBA”, por medio de productos de origen orgínico y alomonas. *Tecnociencia*, 7(2), 57–68.
https://www.researchgate.net/publication/237569889_MANEJO_DE_LA_POBLACION_DE_Tagosodes_orizicolus_MUIR_HOMOPTERA_DELPACIDAE_VECTORA_DEL_VIRUS_DE_LA_HOJA_BLANCA_DEL_ARROZVHBA_POR_MEDIO_DE_PRODUCTOS_DE_ORIGEN_ORGANICO_Y_ALOMONAS