

Caracterización preliminar de Auchenorrhyncha (Hemiptera) asociados a robledales en la Reserva ProAves Reinita Cielo Azul, Santander, Colombia

Preliminary characterization of Auchenorrhyncha (Hemiptera) associated with oak forest in the Reinita Cielo Azul ProAves Reserve, Santander, Colombia

Liliana Fonseca-Cipagauta¹ & Liliana Franco-Lara²

1 Estudiante de Biología Aplicada Universidad Militar Nueva Granada, Bogotá, Colombia.

2 Docente Universidad Militar Nueva Granada, Bogotá, Colombia.

est.liliana.fonseca@unimilitar.edu.co, liliana.franco@unimilitar.edu.co

Fecha de recepción: 17/10/2023

Fecha de aceptación: 22/11/2023

Resumen

Los robledales son ecosistemas clave que desempeñan funciones ecológicas indispensables en los Andes Colombianos. Asimismo, los insectos juegan un papel crucial en los ecosistemas forestales, influyendo en su funcionamiento y equilibrio. En estos ambientes, los fitófagos como los hemípteros son fundamentales tanto en el desarrollo de las especies vegetales que los hospedan, como en la dinámica de los microorganismos asociados a estos, tal como los fitoplasmas. El panorama fitosanitario del roble en zonas urbanas de Bogotá nos llevó a explorar la enfermedad asociada a los fitoplasmas en robles de un ecosistema natural. Mediante la captura de insectos auquenorrincos por medio de la técnica del paraguas japonés y zarandeo de ramas bajas en la vegetación presente en un área aproximada de 1 km² de robledal. Se caracterizó preliminarmente la entomofauna del suborden Auchenorrhyncha (Hemiptera), y se examinó la presencia de síntomas en la vegetación presente en tres zonas de bosques de roble en la Reserva ProAves Reinita Cielo Azul. Se encontró que en las tres zonas existe una homogeneidad en la comunidad de auquenorrincos, en donde la familia Cicadellidae fue una de las más abundantes y con mayor riqueza de morfoespecies. A pesar de no evidenciar síntomas en la vegetación del robledal que indicara la presencia de fitoplasmas, por medio de qPCR y PCR anidada, se detectó la presencia de fitoplasmas en dos insectos, lo que es un resultado novedoso, pues no se tiene información sobre la presencia de fitoplasmas en robledales, ni en ecosistemas silvestres de Colombia. La determinación de los insectos se limitó por la falta de trabajos taxonómicos para Colombia. Aun así, es un aporte significativo en el conocimiento de la entomofauna colombiana. En conclusión, este estudio es la primera aproximación a la caracterización de hemípteros en robledales en Colombia y es un avance en el área de la entomología forestal asociada a fitoplasmas.

Palabras clave: Entomología forestal, Fitoplasmas, Hemiptera, *Quercus humboldtii*.

Abstract

Oak forests are key ecosystems that perform essential ecological functions in the Colombian Andes. Likewise, insects play a crucial role in forest ecosystems, influencing their functioning and balance. In these environments, phytophages such as hemipterans are fundamental for development of plant species that host them, and for the dynamics of the microorganisms associated with them, such as phytoplasmas. The phytosanitary panorama of oak in urban areas of Bogotá led us to explore the disease associated with phytoplasmas in oaks in a natural ecosystem. Through capturing Auquenorrhyncha insects using the Japanese umbrella technique and shaking low branches in the vegetation present in approximately 1 km² of oak forest. The entomofauna of the suborder Auchenorrhyncha (Hemiptera) was preliminarily characterized, and the presence of symptoms in the vegetation present in three areas of oak forests in the Reinita Cielo Azul ProAves Reserve was examined. It was found that in the three areas there is homogeneity in the Auchenorrhyncha community, the Cicadellidae family was one of the most abundant and with the greatest richness of morphospecies. Despite not showing symptoms in the oak forest vegetation that would indicate the presence of phytoplasmas, through qPCR and nested PCR, the presence of phytoplasmas was detected in two insects, which is a novel result, since there is no information on the presence of phytoplasmas in oak forests, nor in wild ecosystems of Colombia. The determination of the insects was limited by the lack of taxonomic work for Colombia. Even so, it is a significant contribution to the knowledge of the Colombian entomofauna. In conclusion, this study is the first approach to the characterization of hemipterans in oak forests in Colombia and is an advance in the area of forest entomology associated with phytoplasmas.

Keywords: Forest entomology, Hemiptera, Phytoplasmas, *Quercus humboldtii*.

Introducción

Los robledales Andinos, son ecosistemas que se caracterizan por tener una composición y estructura florística específica, siendo dominante la especie *Quercus humboldtii* Bonpland (Fagaceae) (Avella-Muñoz *et al.* 2016). Estos bosques son reconocidos por su importancia como centros de diversidad y especiación, ya que brindan refugio a numerosas especies vegetales y animales (García *et al.* 2010). Además, desempeñan un papel ecológico crucial al actuar como especie sombrilla en los biomas donde se encuentran (Simijaca *et al.* 2018). Se distribuyen a lo largo de las tres cordilleras. Sin embargo, es en la Cordillera Oriental donde se encuentran los bosques de roble más destacados y representativos del país (Ávila *et al.* 2010). Estos bosques se desarrollan en altitudes desde los 750 hasta los 3500 m.s.n.m., con temperaturas promedio que varían entre los 14 a 20 °C, con una precipitación promedio anual de 1300 a 3000 mm (Cárdenas 2016). Su presencia se extiende a 18 de los 32 departamentos de Colombia (Avella & Camacho 2010), lo que demuestra su amplia distribución y relevancia en el país.

Los insectos desempeñan un papel crucial en los ecosistemas debido a su diversidad, abundancia y a las numerosas funciones ecológicas que cumplen (Weisser & Siemann 2013, Wermelinger 2021). Herbívoros como los Hemiptera juegan un rol importante en los ciclos de los nutrientes, afectando el almacenamiento de carbono, la composición de especies vegetales, la asignación de recursos en las plantas y las redes alimentarias (Weisser & Siemann 2013). Hemiptera es el quinto orden de insectos más diverso en ecosistemas forestales, se encuentran en todos los estratos del bosque, y exhiben un amplio rango de hábitos alimenticios que incluye plantas, animales y hongos (Moir & Brennan 2007). Dentro de los hemípteros, los Auchenorrhyncha son principalmente fitófagos, que se alimentan de los fluidos del xilema, floema y mesófilo de las plantas (Dietrich 2008; Beutel *et al.* 2014). Al tener una dieta específica centrada en los tejidos vasculares vegetales y un aparato bucal especializado, que perfora, secreta y succiona fluidos (Dietrich 2008), este grupo se convierte en una fuente de toxinas y/o microorganismos patógenos (Briceño & Hernández 2008). Muchos hemípteros, pero en especial, los Auchenorrhyncha, son potenciales vectores de virus y bacterias, representando así un riesgo para la salud y supervivencia de sus hospederos (Weintraub & Beanland 2006, Perilla-Henao & Casteel 2016).

El roble Andino ha sido una especie frecuentemente usada en el arbolado urbano de Bogotá (Infante-Betancour *et al.* 2008). En este ambiente, tanto el roble como otras especies de árboles urbanos y plantas ornamentales se encuentran afectados por una enfermedad asociada a fitoplasmas (Franco-Lara & Perilla-Henao 2014, Lamilla

et al. 2022). Los fitoplasmas son bacterias parásitas obligadas que habitan en el floema de las plantas y en la hemolinfa de sus insectos vectores, estas bacterias son principalmente transmitidas por los insectos durante el proceso de alimentación (Bertaccini *et al.* 2014). Los insectos vectores de fitoplasmas se encuentran dentro de dos subórdenes; Auchenorrhyncha y Sternorrhyncha (Weintraub & Beanland 2006). Cicadellidae y Membracidae son las familias con más vectores reportados, con unas 200 especies aproximadamente (Weintraub *et al.* 2019).

Los fitoplasmas provocan una variedad de síntomas característicos, causados por el desequilibrio de algunos reguladores de crecimiento, que generan el deterioro de los árboles y eventualmente conducen a la disminución de sus servicios ecosistémicos (Bertaccini *et al.* 2014, Bertaccini & Lee 2018). En robles urbanos en Bogotá, se ha observado que la prevalencia de infección por fitoplasmas es alta; aproximadamente el 80% de los árboles evaluados en un estudio, mostraron síntomas asociados a fitoplasmas y el 94% de los árboles se encontraban infectados con fitoplasmas de los grupos 16SrI ('*Candidatus* Phytoplasma asteris') y/o 16SrVII ('*Candidatus* Phytoplasma fraxini') (Lamilla *et al.* 2022). Estos datos enfatizan la preocupante situación de los robles en entornos urbanos y el riesgo que esto representa para robles de bosques naturales y para el ecosistema forestal en general.

El aspecto fitosanitario de los ecosistemas naturales es raramente estudiado. Actualmente, no se dispone de información sobre la presencia de fitoplasmas en otros ambientes, fuera de algunos estudios en zonas urbanas de Bogotá. Considerando la grave problemática fitosanitaria que afecta a los robles urbanos, y el riesgo que estas bacterias representan para las poblaciones naturales de robles y la vegetación en ecosistemas clave como los robledales. Surge el interés en realizar un primer acercamiento al tema en robledales silvestres en la Reserva ProAves Reinita Cielo Azul, con el objetivo de evaluar la existencia de posibles factores de riesgo de infección, dentro de los que se encuentran; la presencia de potenciales insectos vectores, (Auchenorrhyncha) y plantas sintomáticas. Adicionalmente la información sobre la entomofauna presente en la zona también aportará al limitado conocimiento de la biodiversidad del orden Hemiptera en el país.

Materiales y métodos

Área de estudio

El estudio se realizó en la Reserva ProAves Reinita Cielo Azul, ubicada en el municipio de San Vicente de Chucurí, Santander (Colombia) (6°52'06" N - 73°23'34" W altitud 1600- 2500 m.s.n.m) (figura 1). La reserva está situada junto al Parque Nacional Natural Serranía de los Yariguíes

(PNNSY), sobre la vertiente occidental de la Cordillera Oriental colombiana, y cuenta con 207,6 ha de bosque húmedo tropical y bosque húmedo Alto Andino.

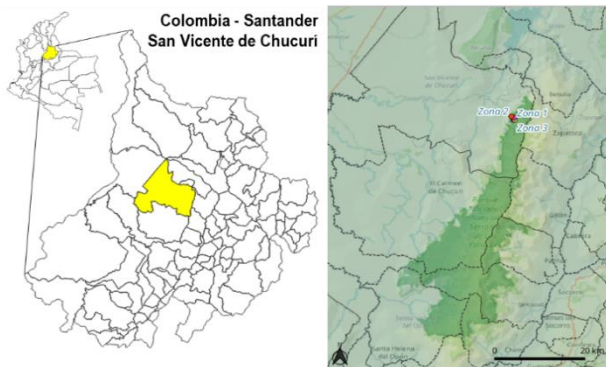


Figura 1. Ubicación de la Reserva ProAves Reinita Cielo Azul, en Colombia, Santander y en el Municipio de San Vicente de Chucurí.

A pesar de ser una zona actualmente protegida, la mayor parte de los bosques nativos originarios del área, fueron talados para la extracción de productos maderables y transformados para uso agrícola (cultivos, pastizales). En 1840 en la zona se construyó el sendero de piedra de Lengerke, que conecta el municipio de San Vicente de Chucurí con el municipio de Zapatoca. Desde el 2005 cuando se fundó la reserva, en el área se llevan a cabo actividades de protección y preservación, por lo cual el paisaje está dominado por especies vegetales producto de la regeneración a partir de relictos de bosque nativo.

Zonas de muestreo

Se visitaron tres zonas de robledal ubicadas dentro de la reserva y en límites al PNNSY (figura 2). **Zona 1:** situada a 1870 m.s.n.m. sobre el sendero de Lengerke, es un relicto de bosque nativo en el que domina el roble junto con especies de tunos, helechos y laureles. Es una zona de recuperación que es usada para ecoturismo y aviturismo. **Zona 2:** Ubicada a 1657 m.s.n.m. en un terreno escarpado de pendiente moderadamente alta dentro del bosque. Se encuentra alejada de cultivos y pastizales (más de 50 m), su acceso es restringido y apartada de caminos frecuentes, es la zona con la menor intervención humana. Además de robles en diferentes etapas fenológicas, la zona está dominada por palmas, tunos, ericáceas, entre otras. **Zona 3.** Localizada a 1790 m.s.n.m. sobre un estrecho camino informal conocido como el “Camino del oso” a unos 200 m aproximadamente del sendero de Lengerke. Está alejada de cultivos y pastizales y es usada para el monitoreo del oso andino y avistamiento de avifauna. Además del roble dominan especies de tunos, ericáceas y clusiáceas principalmente.



Figura 2. Mapa de localización de los sitios de muestreo. Los puntos señalan la ubicación de los cinco robles seleccionados para la colecta en cada zona, violeta (Zona 1), naranja (Zona 2), amarillo (Zona 3).

Colecta de insectos

Se seleccionaron cinco robles dentro de cada zona de acuerdo con criterios como; mayor visibilidad de la copa del árbol, separación de más de 10 metros entre estos y facilidad de acceso al terreno. Se colectaron insectos del orden Hemiptera (con especial atención a los Auchenorrhyncha) presentes sobre la vegetación aledaña a 5 m alrededor de cada roble. Lo anterior usando la técnica de paraguas japonés, para lo cual se ubicó una tela blanca de 1m² debajo de las ramas y se agitaron vigorosamente durante 1 min para promover la caída de los insectos (método modificado de Gómez & Jones 2002). La recolección de los insectos sobre la tela se realizó usando un aspirador bucal. Los especímenes colectados se preservaron en etanol al 70% y se identificaron en los laboratorios de la Universidad Militar Nueva Granada. Se usó la prueba de ANOVA usando el software R versión 4.1.3, para comparar las diferencias en la abundancia y riqueza de familias de insectos entre zonas. También se colectaron muestras vegetales con el fin de identificar las plantas hospederas. Estas se preservaron en etanol al 70% y posteriormente se secaron a 70°C durante 48h. Adicionalmente, se tomaron fotografías de la copa de los 15 robles seleccionados en total en las tres zonas, con el fin de registrar los posibles síntomas de infección por fitoplasmas.

Determinación Taxonómica

La determinación hasta el nivel más específico posible se realizó mediante observación al estereomicroscopio de los caracteres morfológicos externos y de la genitalia aclarada con KOH al 10% (Oman 1949). Las claves empleadas para la determinación taxonómica fueron; para Fulgoromorpha: [Metcalf 1938](#), [Fennah 1951](#), [Fennah 1950](#), [Emeljanov 1992](#), [Wilson 2005](#), [Zenner et al. 2005](#), [Da Silva 2006](#), [Wang et al. 2016](#), [Llano-Arias et al. 2022](#), para Cicadomorpha: [Linnavuori 1959](#), [Nielson 1983](#), [Hamilton 2001](#), [Dietrich 2005](#), [Zenner et al. 2005](#),

[Marques-Costa 2008](#), [Dietrich 2011](#), [Nielson 2011](#), [Dietrich 2013](#), [Catalano et al. 2014](#), [Nielson & Lozada 2015](#), [Defea & Paradell 2019](#); para Psylloidea: [Rendón-Mera et al. 2017](#). En el caso de plantas se utilizó la clave [Gentry & Vasquez 1993](#).

Extracción de ADN y detección de fitoplasmas

Se seleccionó un individuo de seis de las morfoespecies de adultos más abundantes y se les realizó la extracción de ADN con el kit Invisorb Spin Tissue Mini Kit®, siguiendo las indicaciones del fabricante. El ADN se resuspendió en 80 µL de buffer de elución y se almacenó a -20 °C. Se realizó una electroforesis en gel de agarosa al 1% en buffer TBE 0.5X con el fin de confirmar la extracción de ADN. La detección de fitoplasmas se realizó mediante qPCR absoluta, usando los cebadores AJ-16Sr-F (5' CATAGGGGGCGAGCGTTATC 3') y AJ-16Sr-R (5' CACATGGAATTCCGCTTGCC 3'). ([Lamilla et al. 2023](#)). Las amplificaciones se realizaron en un termociclador Linergene 9600 Thermocycler (Bioer®) y usando Master Mix Luna® Universal qPCR (New England Biolabs®) para la cuantificación con SYBR Green. La reacción contenía 1X de la mezcla Master Mix, 250 nM del par cebadores AJ-16Sr-F/AJ-16Sr-R ([Lamilla et al. 2023](#)) y 2µL de ADN. El perfil térmico utilizado fue desnaturalización inicial a 95°C por 1 min y 40 ciclos de desnaturalización a 95°C por 15 seg y extensión a 60°C, 30 seg. Como control positivo se usó DNA de clones con un inserto del 16SrRNA del fitoplasmas Maize bushy stunt (MBS), clonado con el pMiniT 2.0 plasmid (New England Biolabs®) y como blanco se usó Agua MiliQ. Adicionalmente se realizó PCR anidada con los cebadores P1A/P7A ([Lee et al. 2004](#)) y los cebadores R16F2n/R16R2 ([Gundersen & Lee 1996](#)) en las mismas condiciones descritas por [Lamilla et al. \(2022\)](#).

Resultados

En las tres zonas se capturaron un total de 170 insectos entre adultos (n=82) y ninfas (88), clasificados en 71 morfotipos (42 morfotipos de adultos y 29 morfotipos de ninfas) pertenecientes a cuatro superfamilias de Hemiptera; Cercopoidea, Fulgoroidea, Membracoidea y Psylloidea. A todos los adultos colectados se les realizó una determinación taxonómica preliminar (anexos 1 y 2). En el caso de las ninfas, la clasificación de la mayoría no fue posible hasta familia, debido a la falta de claves de identificación, por lo cual el estudio se centra en los adultos. La familia más abundante del muestreo fue Cicadellidae, representada por el 40% de los especímenes colectados (n=33), seguida por las familias de fulgoromorfos Achilidae (17%) (n=14), Cixiidae (15%) (n=13), Delphacidae (14%) (n=12) y Derbidae (7%) (n=6). Las familias menos representadas fueron Epyrigidae, Issidae, Tropiduchidae y Liviidae (1,2%), con un solo individuo capturado (figura 3, tabla 1). Cicadellidae, también fue la familia con mayor riqueza en

especies en el muestreo con 20 morfotipos (tabla 1, figura 5), dentro de los Fulgoroidea las familias Cixiidae, Derbidae y Achilidae fueron las familias con mayor riqueza, con ocho, cinco y cuatro morfotipos respectivamente (tabla 1, figura 6).

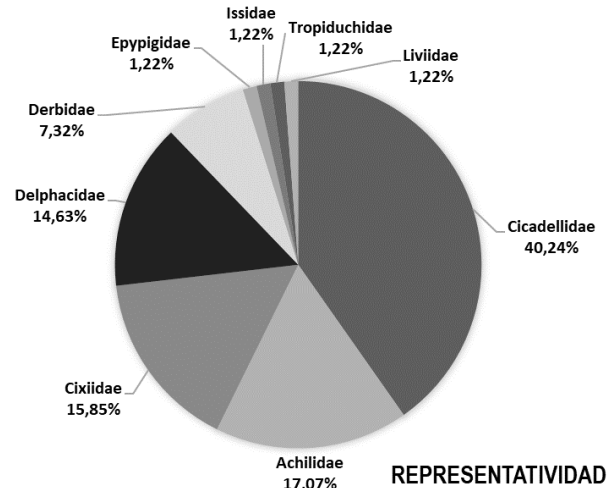


Figura 3. Familias de Hemiptera colectadas en tres zonas de robleal, en la Reserva ProAves Reinita Cielo Azul, San Vicente de Chucurí.

Tabla 1. Número de individuos por familias de hemipteros, capturados en tres zonas de robleal de la Reserva ProAves Reinita Cielo Azul, San Vicente de Chucurí. AT = Abundancia total, RE = Riqueza específica.

Suborden	Superfamilia	Familia	AT	RE
Auchenorrhyncha	Membracoidea	Cicadellidae	33	20
Auchenorrhyncha	Fulgoroidea	Achilidae	14	4
Auchenorrhyncha	Fulgoroidea	Cixiidae	13	8
Auchenorrhyncha	Fulgoroidea	Delphacidae	12	1
Auchenorrhyncha	Fulgoroidea	Derbidae	6	5
Auchenorrhyncha	Fulgoroidea	Issidae	1	1
Auchenorrhyncha	Fulgoroidea	Tropiduchidae	1	1
Auchenorrhyncha	Cercopoidea	Epyrigidae	1	1
Sternorrhyncha	Psylloidea	Liviidae	1	1

Dentro de la familia Cicadellidae, las subfamilias Cicadellinae (n=9) y Typhlocybinae (n=8), fueron las más abundantes en las tres zonas, seguido por las subfamilias Eurymelinae (n=8), Neocoelidiinae (n=4), Coelidiinae (n=3), Iassiniae y Mileewinae (n=1) (figura 4, anexo 2). Typhlocybinae fue la subfamilia con mayor riqueza específica, representada por ocho morfoespecies donde sobresalen los géneros *Empoasca* y *Joruma* (figura 5N-5U). Cicadellinae estuvo representada por cinco morfoespecies dentro de los géneros *Juliaca* sp., *Scopogonalia* sp., *Fusigonalia* sp. y *Soosilus* sp. (Tribu: Cicadellini) (figura 5B-5F, anexo 2). Iassiniae y Neocoelidiinae presentaron dos morfotipos de las tribus Neocoelidiini (figura 5L y 5M) (Neocoelidiinae) y Hyalojassini y Gyponini (figura 5J y 5K) (Iassiniae).

Mientras que las otras tres subfamilias de Cicadellidae correspondientes a Coelidiinae, Eurymelinae y Mileewinae estuvieron representadas por un único morfotipo (figura 4, figura 5G, 5H, 5I).

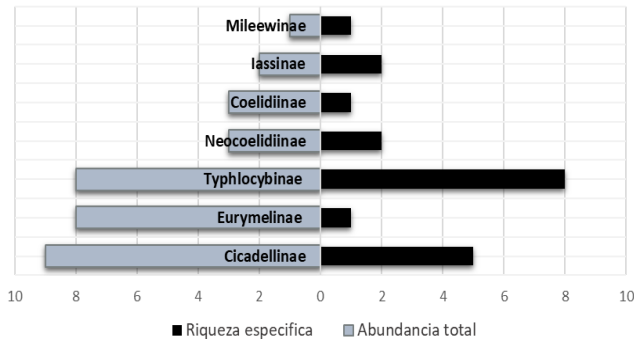


Figura 4. Subfamilias de Cicadellidae presentes en el muestreo de tres zonas de robleal de la Reserva ProAves Reinita Cielo Azul, San Vicente de Chucurí.

Dentro del infraorden Cicadomorpha, además de los Cicadellidae (Superfamilia: Membracoidea), se encontró un representante del género *Epipyga* sp., perteneciente a la superfamilia Cercopoidea (figura 5A). En el infraorden Fulgoromorpha, se encontraron ocho especies de Cixiinae (Familia: Cixiidae), cuatro Otiocerinae y un Derbinae (Familia: Derbidae), y cuatro morfoespecies de Plectoderini (Familia: Achilidae) (tabla 1, figura 6). Las familias Delphacidae, Issidae y Tropiduchidae fueron representados por tan solo un morfotipo (figura 6S, 6R, 6U), pero en el caso de Delphacidae, *Equasystatus breviceps* Muir, 1926, fue el morfotipo más abundante de todos los fulgoroideos con 12 individuos capturados. De la superfamilia Psylloidea (Suborden: Sternorrhyncha) solo se colectó un representante del género *Caradocia* sp. (Familia: Liviidae) (figura 6T).

El otro componente importante del muestreo fueron las ninfas, que fueron capturadas en una cantidad ligeramente mayor que los adultos y corresponden a 88 de los 170 individuos del total. La mayor cantidad de ninfas colectadas pertenecen a la superfamilia Fulgoroidea con 44 individuos y 11 morfoespecies, pero la falta de claves no permitió una determinación mayor a la de superfamilia (anexos 3 y 4). Membracoidea fue la segunda superfamilia con más representantes en el muestreo, con 34 especímenes capturados, y con la mayor riqueza específica de especies, con 15 morfotipos, distribuidos entre las familias Cicadellidae (n=31) y Membracidae (n=3) (anexo 4). Cercopoidea, tuvo una baja representación con dos morfotipos de la familia Aphrophoridae y seis individuos capturados. Psylloidea fue la menos representada, con solo un individuo capturado en una Melastomataceae (anexos 3 y 4). Las familias Melastomataceae, Ericaceae, Clusiaceae,

Primulaceae y Fagaceae parecen ser los hospederos favoritos de las ninfas en este ecosistema, en especies como *Miconia resima*, *M. velutina*, cf. *Graffenrieda* sp., *Cybianthus* sp.), *Tovomita* sp. y *Q. humboldtii*, y en menor medida en especies como cf. *Xylopia* sp. (Annonaceae), *Schefflera* sp. (Araliaceae), *Psychotria poeppigiana* (Rubiaceae), *Isertia* (Rubiaceae) y cf. *Persea* sp. (Lauraceae) (anexo 3).

Los insectos fueron capturados en 26 especies de plantas pertenecientes a 14 familias (figura 7). En las tres zonas se realizaron capturas en especies de Clusiaceae, Ericaceae, Fagaceae, Lauraceae, Melastomataceae, Solanaceae y Primulaceae (figura 7). Melastomataceae fue la familia en la se capturaron el mayor número de insectos en las tres zonas; 22 individuos en la zona 1, 16 en la zona 2 y 24 en la zona 3, para un total de 62. Estas plantas incluyeron *M. velutina*, *M. resima*, cf. *Graffenrieda* sp. y otras especies de melastomatáceas no caracterizadas. Otras familias en donde se registraron numerosas capturas de insectos fueron Primulaceae (30), Clusiaceae (24), Fagaceae (20) y Ericaceae (11); en especies como *Cybianthus* sp., *Tovomita* sp., *Q. humboldtii* y *Cavendishia* sp. En las nueve familias de plantas restantes, el número de capturas estuvo por debajo de los nueve individuos y en su mayoría fueron capturas únicas por familia y por zona (figura 7).

Tabla 2. Resultados de qPCR y PCR anidada de extractos de ADN de seis insectos capturados en robleales de la Reserva ProAves Reinita Cielo Azul. P) Control positivo (Extractos de ADN de clones de fitoplasma Maize bushy stunt (MBS); B) Agua MiliQ.

Muestra	Ct promedio	PCR anidada
<i>Kramerolidia</i> sp.	10,95 ± 1,36	+
<i>Chiasmodolini</i> sp.	31,42 ± 0,40	-
Cixiinae sp 4.	23,60 ± 0,09	+
<i>Equasystatus breviceps</i>	31,50 ± 0,74	-
Plectoderini sp 3.	31,10 ± 0,85	-
Cixiinae sp 6.	30,77 ± 1,44	-
P	5,11 ± 0,54	+
B	31,25 ± 0,29	-



Figura 5. Especies de Cicadomorpha colectadas en tres zonas de Robledal de la Reserva ProAves Reinita Cielo Azul. A) *Epipyga* sp. Hamilton, 2001 (Epypigidae), B) *Juliaca* sp. Melichar, 1926 (Cicadellinae), C) *Scopogonalia* sp. Young, 1977 (Cicadellinae), D) *Soosiulus* sp. Young, 1977 (Cicadellinae), E) *Fusigonalia* sp. Young, 1977 (Cicadellinae), F) Cicadellini sp. Latreille, 1802 (Cicadellinae), G) *Kramerolidia* sp. Nielson, 1982 (Coelidiinae), H) Chiasmodolini sp. (Eurymelinae), I) Tinteromini sp. Godoy & Webb, 1994 (Mileewinae), J) *Ana* sp. Defea & Paradell 2019 (Iassinae), K) Gyponini sp. Stål, 1870 (Iassinae), L) Neocoelidiini sp1. Oman, 1943 (Neocoelidiinae), M) *Coelidiana* sp. Oman, 1938 (Neocoelidiinae), N) *Empoasca* sp1. Walsh, 1862 (Typhlocybinae), O) Erythroneurini sp. Young, 1952 (Typhlocybinae), P) Dikraneurini sp. McAtee, 1926 (Typhlocybinae), Q) *Joruma* sp1. McAtee, 1924 (Typhlocybinae), S) *Joruma* sp2. McAtee, 1924 (Typhlocybinae), R) *Empoasca* sp2. Walsh, 1862 (Typhlocybinae), T) *Joruma* sp3. McAtee, 1924 (Typhlocybinae), U) *Empoasca* sp3. Walsh, 1862 (Typhlocybinae).



Figura 6. Especies de Fulgoromorpha y Psylloidea colectadas en tres zonas de Robledal de la Reserva ProAves Reinita Cielo Azul. A) Plectoderini sp1. Fennah, 1950 (Achilidae), B) Plectoderini sp2. Fennah, 1950 (Achilidae), C) Plectoderini sp3. Fennah, 1950 (Achilidae), D) Plectoderini sp4. Fennah, 1950 (Achilidae), E) Cixiinae sp1. Spinola, 1839 (Cixiidae), F) Cixiinae sp2. Spinola, 1839 (Cixiidae), G) Cixiinae sp3. Spinola, 1839 (Cixiidae), H) Cixiinae sp4. Spinola, 1839 (Cixiidae), I) Cixiinae sp5. Spinola, 1839 (Cixiidae), J) Cixiinae sp6. Spinola, 1839 (Cixiidae), K) Cixiinae sp7. Spinola, 1839 (Cixiidae), L) Cixiinae sp8. Spinola, 1839 (Cixiidae), M) Otiocerinae sp1. Muir, 1917 (Derbidae), N) Otiocerinae sp2. Muir, 1917 (Derbidae), O) *Otiocerus* sp Kirby, 1821 (Derbidae), P) Cenchreini sp. Muir, 1913 (Derbidae), Q) Otiocerinae sp3. Muir, 1917 (Derbidae), S) *Equasystatus breviceps* Muir, 1926 (Delphacidae), R) *Thionia* sp Stål, 1859 (Issidae), T) *Caradocia* sp. Laing, 1923 (Liviidae, Psylloidea), U) Tropiduchidae sp. Stål, 1866 (Fulgoroidea).

CAPTURAS POR FAMILIAS DE HOSPEDEROS VEGETALES

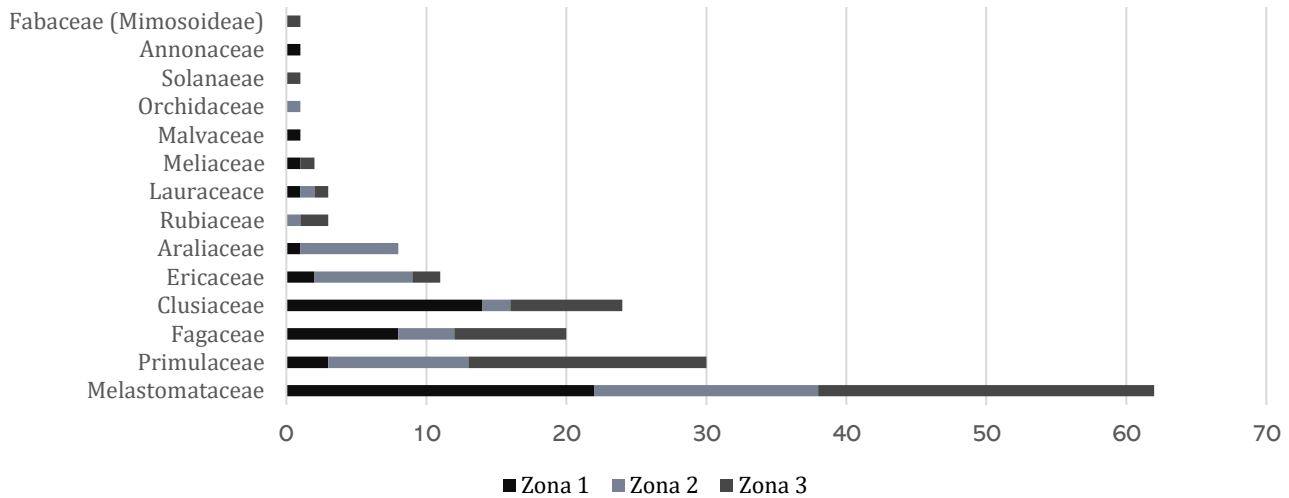
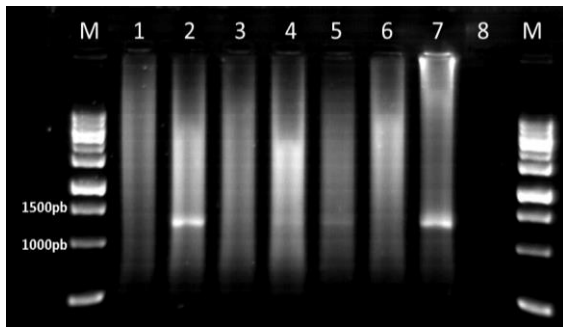


Figura 7. Número de insectos capturados por familias de especies vegetales y por zonas de robledales en la Reserva ProAves Reinita Cielo Azul, Municipio de San Vicente de Chucurí. En el registro fotográfico de los 15 robles seleccionados para el estudio, no se observó ningún síntoma característico de infección por fitoplasmas. En la vegetación aledaña tampoco se evidenciaron síntomas claros de infección por fitoplasmas. Sin embargo, mediante las pruebas de qPCR y PCR anidada se detectaron fitoplasmas en dos de los seis extractos de insectos evaluados; que correspondían a un espécimen del género *Kramerolidia* (Cicadellidae) y uno de la subfamilia Cixiinae (Cixiidae) (tabla 2) (figura 8).

Figura 8. Electroforesis en gel de agarosa al 1% con bromuro de etidio. M: marcador ZR 1 kb DNA Marker; 7: Control positivo PCR anidada de plásmidos del 16SrRNA del fitoplasma Maize bushy stunt (MBS), 8: Blanco; 1 y 2: PCR anidada de *Kramerolidia* sp., en diluciones 1:20 y 1:50 respectivamente; 3-6; PCR anidada de Cixiinae sp. 6, sin diluir (3) en diluciones 1:20(5), 1:50 (6) y 1:100 (5).



En las zonas 1 y 2 la familia de mayor abundancia fue Cicadellidae con un 50 y 62% respectivamente, seguido de Cixiidae con 16% en la zona 1 y 12% en la zona 2 (figura 9). Por el contrario, en la zona 3 Cicadellidae fue poco representada con un 12%, mientras que Delphacidae y Achilidae correspondieron respectivamente al 34% y 28% (figura 9). Achilidae, Cicadellidae, Cixiidae y Derbidae fueron comunes en las tres zonas, Delphacidae por su lado se presentó solo en las zonas 1 y 2, mientras Tropicuchidae, Epygidae, Issidae y Liviidae se

presentaron en solo una de las zonas (figura 9). A pesar de estas aparentes diferencias entre zonas, el número de familias en las zonas fue similar y las diferencias en el número de capturas por familias no fueron estadísticamente significativas (ANOVA, $p > 0.05$).

Discusión

Este estudio preliminar es el primer acercamiento a la caracterización de la entomofauna del suborden Auchenorrhyncha (Hemiptera), en robledales silvestres de Colombia. De acuerdo con otros estudios en los que se caracterizaron hemípteros en ecosistemas naturales (Casson & Hodkinson 1991, Novotný 1993, Briceño & Hernández 2008, Hidalgo-Gato *et al.* 2012), en nuestros resultados se destaca la abundancia de la familia Cicadellidae (Membracoidea) en el follaje que domina el sotobosque. Asimismo, el resultado coincide con lo observado en robles sembrados en Bogotá (Silva-Castaño 2021, Solano-Puerto 2021). Cicadellidae es una de las familias más diversas dentro del orden, con alrededor de 25,000 especies descritas en todo el mundo (Paradell & Cavichioli 2014) y su adaptación a un amplio rango de hospederos alimentarios (plantas vasculares) (Dietrich 2008), hace que el hecho de ser el principal componente de la fauna de auquenorrincos en este estudio no sea inusual.

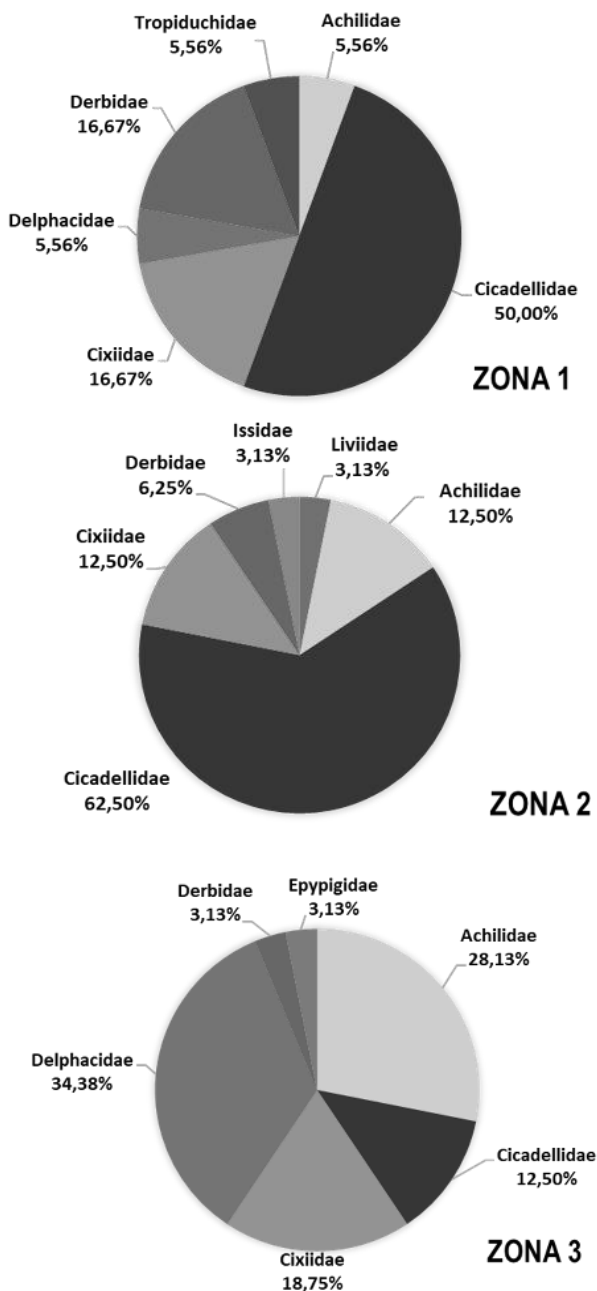


Figura 9. Abundancia por familias de hemípteros adultos capturados en cada zona del robleal dentro de la Reserva ProAves Reinita Cielo Azul, Municipio de San Vicente de Chucurí [zona 1 (n = 54), zona (n = 50), zona 3 (n = 66)].

Dentro de Cicadellidae, las subfamilias más abundantes y con mayor riqueza de especies del estudio fueron Typhlocybinæ y Cicadellinae. La alta representatividad de Cicadellinae, tanto en el número de especímenes como de especies coincide con lo encontrado por [Domínguez et al. \(2021\)](#), en ecosistemas de bosque húmedo tropical y bosque seco tropical en Panamá. Sin embargo, a diferencia de nuestro estudio, los Typhlocybinæ encontrados en

Panamá estuvieron pobremente representados, pues solo se encontraron dos especies y 15 individuos de los 118 colectados. Dentro de los Typhlocybinæ encontrados en nuestro estudio, los géneros *Empoasca* y *Joruma* fueron los más comunes. Hallazgo también observado por [Domínguez et al. \(2021\)](#), e [Hidalgo-Gato et al. \(2012\)](#) en Panamá y Cuba, respectivamente.

En robles de zonas urbanas de Bogotá se ha encontrado que la subfamilia más abundante es Typhlocybinæ, seguido por Deltocephalinae ([Solano-Puerto 2021](#)). En otro estudio Deltocephalinae fue la más abundante, siendo una especie de *Scaphytopius* sp., la especie predominante ([Silva-Castaño 2021](#)). Cicadellinae por su parte, a diferencia de lo encontrado en los robledales aquí estudiados, es un representante menor en los muestreos de robles urbanos en Bogotá.

Un hallazgo sorprendente fue encontrar un espécimen del género *Ana* (Iassinae), recientemente descrito en el norte de Argentina y con una sola especie descrita, *Ana doctrix*, colectada en *Citrus sinensis* (Rutaceae) ([Defea & Paradell 2019](#)). En nuestro estudio el único individuo capturado, fue una hembra colectada en cf. *Hampea* sp. (Malvaceae), por lo cual se desconoce el rango de hospederos en los que pueda habitar dentro del ecosistema. El nuevo reporte reafirma el hecho de la limitada información sobre la familia Cicadellidae en Colombia y en el Neotrópico en general ([Brambila & Hodges 2008](#)), lo que dificulta la comparación de resultados.

El segundo grupo dominante de hemípteros colectados fueron los Fulgoroidea. Dentro de esta superfamilia Derbidae, es la familia con más especies registradas en el neotrópico, seguida por las familias Cixiidae, Flatidae, Fulgoridae, Delphacidae y Achilidae ([Bartlett et al. 2018](#); [Barringer et al. 2019](#)). Nuestros hallazgos mostraron que las familias mejor representadas en términos de riqueza de especies fueron Cixiidae (8), Derbidae (5) y Achilidae (4), mientras que las más abundantes fueron Achilidae (n=14), Cixiidae (n=13), Delphacidae (n=12) y Derbidae (n=6). Estos resultados concuerdan, de manera general, con lo esperado para el neotrópico y con otros estudios hechos en; Cuba en bosques semidecíduos ([Hidalgo-Gato et al. 2012](#)); en bosques tropicales de la Amazonia ecuatoriana ([Barringer et al. 2019](#)) y en bosques húmedos premontanos en Colombia ([Quilaguy 2018](#)). Por el contrario, en los estudios hechos en robles urbanos de Bogotá no se reportó la presencia de Fulgoroidea ([Silva-Castaño 2021](#), [Solano-Puerto 2021](#)). En robledales naturales de Colombia, solo hay un estudio que caracteriza a los artrópodos en diferentes estratos y microhábitats ([Gasca & Higuera 2008](#)). En este estudio los hemípteros están poco representados, de forma que la comparación no es posible. Lo anterior podrían ser un indicador de la importancia de los Fulgoroidea dentro de los ecosistemas

naturales, tema que debería ser investigado, así como el de ser posibles indicadores ecológicos ([Moir & Brennan 2007](#)), al estar ausentes en entornos urbanos.

En Colombia no hay listados publicados de especies de Fulgoroidea, exceptuando algunos registros de especies de interés agrícola como *Haplaxius crudus* ([Cardona 2010](#), [Castillo-Villarraga et al. 2022](#)). La mayor aproximación a esta información (fuera de las colecciones), es a través de páginas web como Fulgoromorpha Lists On the Web (FLOW) (<https://flow.hemiptera-databases.org/flow/>) en la que se registran 77 taxa de Fulgoroidea para el país distribuidas en 11 familias; o a Global Biodiversity Information Facility (GBIF) (https://www.gbif.org/es/occurrence/search?occurrence_status=present&q=) y/o Sistema de Información sobre Biodiversidad de Colombia (SiB Colombia) (<https://biodiversidad.co/data/>). Tampoco hay claves que permitan la identificación de estos grupos, y muchas de estas especies no han sido descritas para la ciencia. En este estudio se registraron dos especies de la subfamilia Otiocerinae (Derbidae), una especie del género *Otiocerus* y una especie de la tribu Cencreini (Derbinae). En las bases de datos mencionadas, para familia Derbidae en Colombia solo se reportan ocho especies del género *Mysidia* ([FLOW 2023](#)), una del género *Apache* (SiB Colombia 2023) y otra de *Derbe* ([GBIF 2023](#)), ninguna de las cuales coincide con nuestra colecta. Entonces los registros de dérbidos de este estudio podrían ser de los primeros reportes de estas especies para Colombia. En el caso de la familia Cixiidae, encontramos ocho morfotipos de la subfamilia Cixiinae. Sin embargo, no fue posible llegar a un nivel más específico por la inexistencia de claves aplicables para Colombia. En el caso de la familia Achilidae ninguna de las tres bases de datos, registra la presencia de esta familia en el país, por lo que las cuatro especies de la tribu Plectoderini serían nuevos reportes en Colombia.

Como nuevos reportes para Colombia también se incluyen; el delfácido *Equasystatus breviceps* Muir, 1926, solo reportado en Ecuador ([Barringer & Bartlett 2011](#)) y *Epiyga* (Epygidae), uno de los pocos géneros reportados para la familia Cercopoidea en el mundo ([Hamilton 2001](#)). En cuanto a *Thionia* sp. (Issidae) y *Caradocia* (Liviidae), aunque no son reportes nuevos en el país ([Llano-Arias et al. 2022](#), [Rendón-Mera et al. 2017](#)), si lo son para el departamento de Santander.

Los individuos inmaduros fueron un componente importante del muestreo, lo que podría indicar que son integrantes notables de la comunidad de hemípteros del sotobosque. Las ninfas de la superfamilia Fulgoroidea fueron las más abundantes en el muestreo, colectándose en melastomátaceas, ericáceas, primuláceas y clusiáceas, incluso en roble (anexos 3 y 4). Este hecho es llamativo,

pues de acuerdo con la literatura las ninfas de muchos Cixiidae, Derbidae y Achilidae en su etapa ninfal son micófagos y tienden a vivir en la hojarasca del suelo o en la corteza y madera en descomposición ([Brambila & Hodges 2008](#)), lo que dista con lo observado. En el caso de la familia Cicadellidae, la abundancia y riqueza de morfotipos de ninfas refleja la representatividad de los adultos, siendo la familia con más morfotipos ninfales (15) (anexos 3 y 4). Estos se encontraron en melastomátaceas, ericáceas, primuláceas, clusiáceas, araliáceas, rubiáceas y lauráceas. Sin embargo, la falta de claves válidas para inmaduros no permitió validar la hipótesis de existencia de ninfas y adultos en el mismo estrato.

Las familias Aphrophoridae (Cercopoidea) y Membracidae (Membracoidea) estuvieron presentes en el muestreo solo en etapa de ninfa, lo que podría deberse a un muestreo insuficiente o a que los adultos de estos grupos habitan en otro estrato. Aphrophoridae se encontró en masas dentro de una secreción de espuma (spittle masses) sobre el envés de tunos, como cf. *Graffenrieda* sp., *M. velutina* y *M. resima* (figura 9) (anexo 3). Este grupo suele preferir dicotiledóneas herbáceas y coníferas, pero puede tener un amplio rango de hospederos ([Peck & Thompson 2008](#)). Un hallazgo notable de estos resultados preliminares es que las ninfas de Aphrophoridae, parecen estar limitadas a melastomátaceas, hecho que podría brindar información sobre el ciclo de vida de este grupo. En cuanto a las ninfas de Membracidae, hay varios reportes en el país, pero la identificación de inmaduros no fue posible, de manera que solo se reporta su presencia en *M. resima* y *Cybianthus* sp.

Las tres zonas de roble muestreadas tienen una composición vegetal similar, dominan especies como; *M. resima*, *M. velutina*, cf. *Graffenrieda* sp. (Melastomataceae), *Cybianthus* sp. (Primulaceae), *Tovomita* sp. (Clusiaceae), *Cavendishia* sp. (Ericaceae), *Schefflera* sp. (Araliaceae), además de *Q. humboldtii*. Esta composición florística concuerda con lo descrito para robledales del ecosistema Alto Andino colombiano ([Avella-Muñoz 2016](#)), con las conformaciones propias a las distintas zonas del país en donde existen robledales. Nuestros resultados no muestran una asociación específica de familias de insectos con especies o familias vegetales en particular, por lo que posiblemente su dieta sea polífaga, como se reporta en la literatura para varias familias de hemípteros ([Dietrich 2008](#), [Olivier et al. 2012](#)). Sin embargo, este aspecto en particular solo puede ser verificado con estudios adicionales.



Figura 9. Fotografía de ninfas de Aphrophoridae sobre *M. resima*, Reserva ProAves Reinita Cielo Azul.

La similitud en la abundancia y riqueza de las familias de hemípteros en las tres zonas parece sugerir que estas zonas conforman un área homogénea y que variables como la altitud, distancia, cercanía a áreas de cultivos y pastizales, no parecerían impactar la presencia de las especies encontradas, aunque se requieren más estudios para evaluar esta hipótesis, considerando que el número de individuos capturados fue bajo. La composición vegetal de las zonas en donde se capturaron los especímenes parece ser semejante, lo que justificaría la similitud de los taxa insectiles encontrados. Las comunidades de hemípteros también se pueden ver afectadas por eventos de intervención antropogénica (Leidinger et al. 2019), como la tala y los caminos forestales (Jung et al. 2013). En este caso las tres zonas muestreadas tienen un historial de explotación maderable semejante y al no haber diferencia significativa entre zonas, es posible que no exista un impacto diferencial en las tres zonas a causa de los caminos forestales.

A pesar de no identificar síntomas notables de infección por fitoplasmas en robles, ni en plantas aledañas en las zonas de muestreo, se detectó la presencia de fitoplasmas en dos de seis insectos evaluados, lo que indica la presencia de estas bacterias en el ecosistema. Este sería el primer reporte de fitoplasmas en robledales silvestres de la zona Andina. Los insectos en los que se detectaron fitoplasmas fueron *Kramerolidia* sp., (Hemiptera: Coelidiinae) y una especie de Cixiinae (Hemiptera: Cixiidae). En la subfamilia Coelidiinae se ha reportado que *Mgenia fuscovaria* es vector de fitoplasmas aster yellows (AY) en cultivos de vid (*Vitis vinifera*) en Sudáfrica (Krüger et al. 2011). Por otro lado, miembros de la familia Cixiidae son vectores reconocidos de fitoplasmas de grupo 16SrIV y Sr16rXII (Weintraub et al. 2019). En Colombia, *Myndus crudus* (Hemiptera: Cixiinae) se asocia a la transmisión del fitoplasma

asociado al Marchitamiento Letal (ML) en palmas de cera (Arango et al. 2011), ‘*Candidatus Phytoplasma asteris*’ (Alvarez et al. 2014). Los anteriores resultados sugieren que estas especies son potenciales vectores de fitoplasmas en el robledal. En consecuencia, es necesario evaluar muestras adicionales de insectos y de plantas presentes en el ecosistema.

Los hospederos vegetales en los que se encontraron los insectos positivos para fitoplasmas fueron *Cavendishia* sp. (Ericaceae), *Tovomita* sp. (Clusiaceae), cf. *Graffenrieda* sp., *M. resima* y *M. velutina* (Melastomataceae). De estas solo en una especie del género *Miconia* (*M. calvescens*), se ha reportado la presencia de fitoplasmas (Santos-Seixas et al. 2002). La migración de patógenos como los fitoplasmas desde y hacia ecosistemas aledaños como lo son los agrícolas y silvestres es un tema poco explorado. En India se estudiaron 32 especies de malezas, con el fin de identificar especies reservorio de fitoplasmas que afectan los cultivos de legumbres en la zona; en este se detectaron fitoplasmas en 19 especies demostrando así el movimiento de estas bacterias entre las especies vegetales del agroecosistema (Naik et al. 2018). En Suiza, se investigó y confirmó el rol de plantas de vid silvestres y de cultivos abandonados como hospederos del principal insecto vector (*Scaphoideus titanus*) y como inóculo de fitoplasmas que infectan a los cultivos en el sur de Suiza (Oggier et al. 2023). En otro caso reportado en Croacia, en las especies silvestres *Malus sylvestris* y *Pyrus pyraeaster* se detectaron fitoplasmas, lo que representa una amenaza para las peras y manzanas cultivadas comercialmente (Ježić et al. 2015). Como se ilustra anteriormente tanto las plantas silvestres como cultivadas pueden ser fuente de inóculo de fitoplasmas y esto puede estar sucediendo entre los robledales silvestres y los ecosistemas adyacentes.

Un problema muy común en este tipo de estudios, como lo reporta Kishimoto-Yamada et al. (2015) y Domínguez et al. (2021), es el bajo número de especímenes y alto porcentaje de muestras únicas. Por estas razones no fue posible evaluar individuos para detección de fitoplasmas en las subfamilias más abundantes del estudio (Cicadellinae y Typhlocybinae) en las cuales se han reportado especies vectoras de fitoplasmas (Chang et al. 2012, Abou-Jawdah et al. 2014, Weintraub et al. 2019). La detección es el primer paso para comprender la fitopatología de estas bacterias en ecosistemas naturales y queda un gran trabajo por hacer en este tópico de estudio, para generar la información suficiente que permita comprender la dinámica de estas bacterias y tal vez cambie el conocimiento que se tiene sobre la enfermedad.

Conclusiones

La familia de auquenorrhincos más abundante fue Cicadellidae, seguido de Achilidae, Cixiidae y Derbidae. Dentro de Cicadellidae los cicadelinos (Cicadellinae) y

tiflocibidos (Typhlocybinæ) fueron los más abundantes y con mayor riqueza de morfoespecies, lo que posiblemente este asociado a la gran diversidad que existe en el Neotrópico y a las buenas condiciones ecológicas que permiten su desarrollo, crecimiento y reproducción. La capacidad de identificación de los especímenes fue limitada por la falta de claves taxonómicas y debido a que muchas especies no están descritas aún. Esto fue particularmente notorio para Fulgoroidea y para las ninfas. Esta falta de conocimiento debería llamar la atención, para que los esfuerzos taxonómicos se dirijan a estos importantes grupos de insectos. La detección de fitoplasmas en algunos insectos evaluados presenta un hallazgo relevante, que hace evidente la importancia de aumentar el esfuerzo de investigación en ecosistemas naturales como los robledales.

Las familias Melastomataceae Primulaceae, Fagaceae y Clusiaceae son dominantes y al parecer son componentes fundamentales del ecosistema, que está alojando a la rica comunidad de hemípteros fitófagos. Los cuales aprovechan a algunas especies de tunos (*Miconia*), al roble y a *Cybianthus* sp entre otras, tanto para su alimentación, como para el desarrollo de ninfas, tal como se observa por la gran población de inmaduros capturados en el área. Las tres zonas de muestreo presentan homogeneidad en términos de composición vegetal e insectil (referido al grupo de insectos estudiados). Esto podría indicar que el proceso de restauración en diferentes puntos de la reserva es homogéneo, y que el área, en el sotobosque, por lo menos, no parece estar viéndose afectado por procesos antropogénicos como los caminos y senderos, que era en términos generales la mayor diferencia observada entre zonas.

Agradecimientos

Al Fondo para la Conservación de Especies Mohamed bin Zayed y la fundación ProAves por la financiación del proyecto bajo el CONVENIO No. 2023 – 02. A Martha Isabel Vallejo, por su apoyo en la identificación de los especímenes vegetales y especial agradecimiento a Carlos Julio Rojas guardabosques de la Reserva, por su colaboración en la etapa de Campo.

Referencias

Abou-Jawdah, Y., Abdel Sater, A., Jawhari, M., Sobh, H., Abdul-Nour, H., Bianco, P. A. & Alma, A. 2014. *Asymmetrasca decedens* (Cicadellidae, Typhlocybinæ), a natural vector of 'Candidatus Phytoplasma phoenicium'. *Annals of Applied Biology* 165: 395-403.

Alvarez, E., Mejía, J. F., Contaldo, N., Paltrinieri, S., Duduk, B. & Bertaccini, A. 2014. 'Candidatus Phytoplasma asteris' strains associated with oil palm lethal wilt in Colombia. *Plant Disease* 98: 311-318.

Gasca, A. H. J. & Higuera, D. 2008. Artrópodos asociados al dosel de un robledal de "*Quercus humboldtii*" Bonpl.

(Fagaceae) de la reserva Bosque Macanal (Bojacá, Colombia). *Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa* 43: 173-185.

Arango, M., Ospina, C., Sierra, J. & Martínez, G. 2011. *Myndus crudus*: vector del agente causante de la Marchitez letal en palma de aceite en Colombia. *Palmas* 32: 13-25.

Avella, M. A. & Camacho, L. M. C. 2010. Conservación y uso sostenible de los bosques de roble en el corredor de conservación Guantiva-La Rusia-Iguaque, departamentos de Santander y Boyacá, Colombia. *Colombia forestal* 13: 5-25.

Avella-Muñoz, A. 2016. Los bosques de robles (Fagáceas) en Colombia: Composición florística, estructura, diversidad y conservación. Tesis de doctorado. Universidad Nacional de Colombia. 1-388.

Ávila, A. F., Ángel, S. P. & López, R. 2010. Diversidad y estructura de un robledal en la Reserva Biológica Cachalú, Encino (Santander-Colombia). *Colombia forestal* 13: 87-116.

Barringer, L. E. & Bartlett, C. R. 2011. A review of New World Asiracinae (Hemiptera: Auchenorrhyncha: Delphacidae) with five new taxa. *Cicadina* 12: 7-40.

Barringer, L. E., Bartlett, C. R. & Erwin, T. L. 2019. Canopy assemblages and species richness of planthoppers (Hemiptera: Fulgoroidea) in the Ecuadorian Amazon. *Insecta Mundi* 726: 1-16.

Bartlett, C. R., Deitz, L. L., Dmitriev, D. A., Sanborn, A. F., Soulier-Perkins, A. & Wallace, M. S. 2018. The diversity of the true hoppers (Hemiptera: Auchenorrhyncha). *Insect biodiversity: science and society* 2: 501-590.

Bertaccini, A. & Lee, M. 2018. Phytoplasmas: An update. Pp. 1-29 en: Rao, G., Bertaccini, A., Fiore, N. & Liefting, L. (eds.) *Phytoplasmas: Plant pathogenic bacteria-I: Characterisation and Epidemiology of Phytoplasma - Associated Diseases*. Singapore.

Bertaccini, A., Duduk, B., Paltrinieri, S. & Contaldo, N. 2014. Phytoplasmas and phytoplasma diseases: A severe threat to agriculture. *American Journal of Plant Sciences* 5: 1763-1788.

Beutel, R. G., Friedrich, F., Yang, X. K. & Ge, S. Q. 2014. *Insect morphology and phylogeny: a textbook for students of entomology*. Walter de Gruyter.

Brambila, J. & Hodges G. S. 2008. Bugs (Hemiptera). Pp. 2160-2163 en: Capinera (ed.) *Encyclopedia of Entomology*. Springer.

Briceño, V. A. & Hernández, R. F. 2008. Insectos del orden hemiptera-homoptera de importancia forestal en Venezuela. *La Revista Forestal Venezolana* 52: 177-188.

Cárdenas, L. M. 2016. Aspectos ecológicos y silviculturales para el manejo de especies forestales. Revisión de información disponible para Colombia. Fundación Natura. Bogotá D. C.

Cardona, C. 2010. Insectos como vectores de enfermedades en palma de aceite. *Palmas* 31: 383-387.

Casson, D. S. & Hodkinson, I. D. 1991. The Hemiptera (Insecta) communities of tropical rain forest in Sulawesi. *Zoological Journal of the Linnean Society* 102: 253-275.

Castillo-Villarraga, N. J., Bustillo-Pardey, A. E. & Morales-Rodríguez, A. 2022. Distribución de *Haplaxius crudus* (van Duzee, 1907) (Hemiptera: Cixiidae), en las zonas de palma de aceite en Colombia. *Revista Colombiana de Entomología* 48: 1-8.

- Catalano, M. I., Paradell, S. L. & Dietrich, C. H. 2014. Review of the genera *Paulomanus* Young, 1952 and *Beamerana* Young, 1952 (Hemiptera: Cicadellidae: Typhlocybinae: Empoascini) with description of a new species from Argentina. *Zootaxa* 3802: 285-291.
- Chang, C. J., Shih, H. T., Su, C. C. & Jan, F. J. 2012. Diseases of important crops, a review of the causal fastidious prokaryotes and their insect vectors. *Plant Pathology Bulletin* 21: 1-10.
- Da Silva, B. M. 2006. Taxonomia de fulgoroidea no Brasil (Insecta: Hemiptera: Auchenorrhyncha), com ênfase em dictyopharida. Tese doutorado. Universidade Federal de Viçosa. 1-286.
- Defea, B. S. & Paradell, S. L. 2019. New South American genus of Iassinae (Hemiptera: Cicadellidae) and additional morphological characters for two Neotropical species of Neobalinae and Nioniinae. *Austral entomology* 58: 729-738.
- Dietrich, C. H. 2008. Leafhoppers (Hemiptera: Cicadellidae). Pp. 2160-2163 en: Capinera (ed.) *Encyclopedia of Entomology*. Springer.
- Dietrich, C. H. 2005. Keys to the families of Cicadomorpha and subfamilies and tribes of Cicadellidae (Hemiptera: Auchenorrhyncha). *Florida Entomologist* 88: 502-517.
- Dietrich, C. H. 2011. Tungurahualini, a new tribe of Neotropical leafhoppers, with notes on the subfamily Mileewinae (Hemiptera, Cicadellidae). *ZooKeys* 124: 19-39.
- Dietrich, C. H. 2013. South American leafhoppers of the tribe Typhlocybini (Hemiptera: Cicadellidae: Typhlocybinae). *Zoologia* 30: 519-568.
- Domínguez, E., Murillo, V. & Orwat, J. 2021. Leafhopper food plants in a Neotropical forest in Panama (Hemiptera: Cicadellidae). *Annals of the Brazilian Academy of Sciences* 93: 1-12.
- Emeljanov, A. F. 1992. Toward the problem and limits and subdivisions of Achilidae (Homoptera, Cicadina). *Entomological Review* 71: 53-73 (Translation of *Entomologicheskoye Obozreniye* 1991, 70: 373-393, in Russian).
- Fennah, R. G. 1950. A generic revision of the Achilidae (Homoptera: Fulgoroidea) with descriptions of new species. *Bulletin of the British Museum (Natural History) Entomology* 1: 1-170.
- Fennah, R. G. 1951. On the generic classification of Derbidae (Homoptera: Fulgoroidea) with descriptions of new Neotropical species. *Transactions of the Royal Entomological Society of London* 103: 109-170.
- Franco-Lara, L. & Perilla-Henao, L. 2014. Phytoplasma diseases in trees of Bogotá, Colombia: a serious risk for urban trees and crops. Pp. 90-1009 en: Bertaccini, A. (eds.) *Phytoplasmas and Phytoplasma Disease Management: How to Reduce Their Economic Impact*. Bolonia.
- Fulgoromorpha lists on the web (FLOW). 2023. A knowledge and a taxonomy database dedicated to planthoppers (Insecta, Hemiptera, Fulgoromorpha, Fulgoroidea). Disponible online en: <https://flow.hemiptera-databases.org/flow/> (consultado 18 junio 2023)
- García, C., Suarez, C. & Daza, M. 2010. Estructura y diversidad florística de dos bosques naturales (Buenos Aires, Departamento Cauca, Colombia). *Facultad de Ciencias Agropecuarias*, 8: 74-82.
- Gentry, A. H. & Vasquez, R. 1993. A field guide to families and genera of woody plants of Northwest South America. Conservation International, Washington, DC Givnish, T.J. 1999. On the causes of gradients in tropical tree diversity. *Journal of Ecology*, 87: 193-210.
- Global Biodiversity Information Facility (GBIF). 2021. Mapa de distribución de Cicadellidae. Recuperado el 20 de mayo de 2021 de <https://www.gbif.org/occurrence/> (consultado 18 junio 2023).
- Gómez, B. & Jones, R. W. 2002. Manual de métodos de colecta, preservación y conservación de insectos. Chiapas: El Colegio de la Frontera Sur.
- Gundersen, D. E. & Lee, I. M. 1996. Ultrasensitive detection of phytoplasmas by nested-PCR assays using two universal primer pairs. *Phytopathologia Mediterranea* 35: 144-151.
- Hamilton, K. A. 2001. A new family of froghoppers from the American tropics (Hemiptera: Cercopoidea: Epipygidae). *Biodiversity* 2: 15-21.
- Hidalgo-Gato, M. M., Rodríguez-León, R. & Ricardo, N. 2012. Estimación de la riqueza de especies y abundancia de Auchenorrhyncha (Insecta: Hemiptera) presente en bosque semideciduo y vegetación sinantrópica de tres localidades de la Sierra del Rosario, Cuba. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, 50: 481-493.
- Infante-Betancour, J., Jara-Muñoz, A. & Rivera-Díaz, O. 2008. Árboles y Arbustos más frecuentes de la Universidad Nacional de Colombia sede Bogotá. Universidad Nacional de Bogotá.
- Ježić, M., Poljak, I., Idžojtić, M., Liber, Z. & Čurković-Perica, M. 2015. First report on phytoplasmas infecting wild apples and wild pears in Croatia. *Plant Disease*, 100: 207.
- Jung, S. J., Lee, C. M. & Kwon, T. S. 2013. Effects of forest roads on hemipteran diversity in Mt. Gariwang, Korea test of intermediate disturbance hypothesis. *Journal of Asia-Pacific Biodiversity* 6: 239-248.
- Kishimoto-Yamada, K., Ishikawa, T., Saito, M. U., Meleng, P., Tanaka, H. O. & Itioka, T. 2015. Canopy crane survey of the hemipteran assemblage structure in a Bornean forest. *Raffles Bulletin of Zoology* 63: 471-483.
- Krüger, K., De Klerk, A., Douglas-Smit, N., Joubert, J., Pietersen, G. & Stiller, M. 2011. Aster yellows phytoplasma in grapevines: identification of vectors in South Africa. *Bulletin of Insectology* 64: S137-S1387
- Lamilla, J., Galvéz, A. & Franco-Lara, L. 2023. Simultaneous detection and quantification by multiplex qPCR of 'Candidatus *Phytoplasma asteris*' and 'Candidatus *Phytoplasma fraxini*' in a plant host and insect vectors. *Tropical Plant Pathology*. <https://doi.org/10.1007/s40858-023-00597-2>
- Lamilla, J., Solano, C. J. & Franco-Lara, L. 2022. Epidemiological characterization of a disease associated with phytoplasmas in Andean oak, *Quercus humboldtii* Bonpland, in Bogotá—Colombia. *Forest Pathology*, 52: 11-12.
- Lee, I. M., Gundersen-Rindal, D. E., Davis, R. E., Bottner, K. D., Marccone, C. & Seemüller, E. 2004. 'Candidatus *Phytoplasma asteris*', a novel phytoplasma taxon associated with aster yellows and related diseases. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 54: 1037-1048.
- Leidinger, J., Seibold, S., Weisser, W. W., Lange, M., Schall, P., Türke, M. & Gossner, M. M. 2019. Effects of forest management on herbivorous insects in temperate Europe.

- Forest Ecology and Management, 437: 232–245.
- Linnavuori, R. 1959. Revision of the Neotropical Deltocephalinae and some related subfamilies (Homoptera). Societas Zoologica Botanica Fennica "Vanamo" 20: 1-370.
- Llano-Arias, C. A., Guevara, G. & Bartlett, C. R. 2022. The Genus *Thionia* Stål, 1859 (Hemiptera: Auchenorrhyncha: Issidae) in Colombia: Highlighting the Value of Entomological Collections. *Neotropical Entomology* 52: 81-91.
- Marques-Costa, A. P. 2008. Revisão e análise filogenética de Neocoelidiinae (Hemiptera, Cicadellidae). Tese de doutorado, Universidade Federal do Paraná. 1-288.
- Metcalf, Z. P. 1938. The Fulgorina of Barro Colorado and other parts of Panama. *Bulletin of the Museum of Comparative Zoology, Harvard Coll.* 82: 277-423.
- Moir, M. L. & Brennan, K. E. C. 2007. Chapter 4 – Using Bugs (Hemiptera) as ecological and environmental indicators in forest ecosystems. En S.I. Muñoz (Ed.), *Ecology Research Progress* (pp. 79–115).
- Naik, D. V. K., Reddy, B. B., Rani, J. S., Jayalakshmi, R. S. & Prasad, K. H. 2018. Molecular characterization of phytoplasma associated with crops, weeds and forest trees in Andhra Pradesh, India. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences* 7: 781-791.
- Nielson, M. W. 1983. A revision of the subfamily Coelidiinae (Homoptera: Cicadellidae). V. New tribes Hikangiini, Youngolidiini, and Gabritini. *Pacific Insects Monograph* 40: 1–78.
- Nielson, M. W. 2011. Tribe Coelidiini: new genera and new species of Neotropical leafhoppers with revised key to genera and species, taxonomic fragmentation and new distribution records (Hemiptera: Cicadellidae: Coelidiinae). *Zootaxa* 2953: 1-85.
- Nielson, M. W. & Lozada, P. W. 2015. Leafhoppers of the subfamily Coelidiinae of Perú with descriptions of new genus, new species, new records, checklist and distribution (Hemiptera: Cicadellidae). *Acta Musei Moraviae, Scientiae biologicae (Brno)* 100: 159-216.
- Novotný, V. 1993. Spatial and temporal components of species diversity in Auchenorrhyncha (Insecta: Hemiptera) communities of Indochinese montane rain forest. *Journal of Tropical Ecology* 9: 93-100.
- Oggier, A., Conedera, M., Jermini, M., Debonville, C., Schumpp, O. & Rizzoli, A. 2023. Gone-wild grapevines in forests may act as a potential habitat for 'Flavescence dorée' phytoplasma vectors and inoculum. *Journal of Applied Entomology*. 00: 1-13.
- Olivier, C., Vincent, C., Saguez, J., Galka, B., Weintraub, P. G. & Maixner, M. 2012. Leafhoppers and Planthoppers: Their Bionomics, Pathogen Transmission and Management in Vineyards. Pp. 253-270 en: Bostanian, N. J., Vincent, C. & Isaacs, R. (Eds.) *Arthropod management in vineyards: Pests, approaches and future directions*.
- Oman, P. W. 1949. The Nearctic leafhoppers (Homoptera: Cicadellidae) a generic classification and check list. *The Nearctic Leafhoppers (Homoptera: Cicadellidae) a generic Classification and Check List*.
- Paradell, S. & Cavixhioli, R. R. 2014. Cicadellidae. Pp. 319-334 en: Roig-Juñent, S., Claps, L. & Morrone, J. (eds.) *Biodiversidad de Artrópodos Argentinos*. INSUE-UNT.
- Peck, D. C. & Thompson, V. 2008. Spittlebugs (Hemiptera: Cercopoidea). Pp. 2160-2163 en Capinera (ed.) *Encyclopedia of Entomology* Springer.
- Perilla-Henao, L. M. & Casteel, C. L. 2016. Vector-borne bacterial plant pathogens: interactions with hemipteran insects and plants. *Frontiers in Plant Science*, 7: 2-15.
- Quilaguy, J. C. 2018. Estudio de Hemipteros (Insecta: Hemiptera) presentes en la Reserva Natural las Palmeras, Cubarral, Meta. (Tesis - Universidad Distrital Francisco José de Caldas)
- Rendón-Mera, D. I., Serna, F. & Burckhardt, D. 2017. Generic synopsis of the jumping plant-lice (Hemiptera: Sternorrhyncha: Psylloidea) from Colombia. *Zootaxa* 4350: 436-468.
- Santos-Seixas, C. D., Barreto, R. W. & Matsuoaka, K. 2002. First report of a phytoplasma-associated witches' broom disease of *Miconia calvescens* in Brazil. *Plant pathology* 51: 801.
- Silva-Castaño, A. 2021. Estudios sobre Cicadellidae y Psylloidea (Hemiptera) potenciales transmisores de fitoplasmas a *Quercus humboldtii* Bonpl. (Fagaceae) en Bogotá, Colombia. Tesis de Maestría Universidad Militar Nueva Granada. 1-119.
- Simijaca, D., Moncada, B. & Lücking, R. 2018. Bosque de roble o plantación de coníferas, ¿Qué prefieren los líquenes epifitos?. *Colombia forestal* 21:123-141.
- Sistema de Información sobre Biodiversidad de Colombia (SiB Colombia). 2023. Disponible online en: <https://biodiversidad.co/data/> (consultado 18 junio 2023).
- Solano-Puerto, C. 2021. Hemiptera: Cicadellidae asociada a *Quercus humboldtii* de Bogotá y sus implicaciones en la transmisión de fitoplasmas. Tesis de Maestría Universidad Militar Nueva Granada. 1-88.
- Wang, M., Zhang, Y. & Bourgoin, T. 2016. Planthopper family Issidae (Insecta: Hemiptera: Fulgoromorpha): linking molecular phylogeny with classification. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 105: 224-234.
- Weintraub, P. G., Trivellone, V. & Krüger, K. 2019. The biology and ecology of leafhopper transmission of phytoplasmas. Pp. 27-51 en: Bertaccini, A., Weintraub, P., Rao, G. P. & Mori, N. (eds.) *Phytoplasmas: plant pathogenic bacteria-II, transmission and management of phytoplasma associated diseases*. Singapore.
- Weintraub, P. G. & Beanland, L. 2006. Insect vectors of phytoplasmas. *Annual Review of Entomology* 51: 91–111.
- Weisser, W. W. & Siemann, E. 2004. *Insects and ecosystem function*. Berlin.
- Wermelinger, B. 2021. Forest insects in Europe: diversity, functions and importance.
- Wilson, S. W. 2005. Keys to the families of Fulgoromorpha with emphasis on planthoppers of potential economic importance in the Southeastern United States (Hemiptera: Auchenorrhyncha). *Florida Entomologist* 88: 464–481.
- Zenner, G., Stöckmann, M. & Niedringhaus, R. 2005. Preliminary key to the nymphs of the families and subfamilies of the German Auchenorrhyncha fauna: (Hemiptera, Fulgoromorpha et Cicadomorpha). *Cicadina*, 8: 59-78.

LilianaFonseca-Cipagauta
 Universidad Militar Nueva Granada
 ORCID:0000-0002-1583-1224

Liliana Franco-Lara

Universidad Militar Nueva Granada
 ORCID: 0000-0001-6098-9656

Caracterización preliminar de Auchenorrhyncha (Hemiptera) asociados a robledales en la Reserva ProAves Reinita Cielo Azul, Santander, Colombia.

Citación del artículo: Fonseca-Cipagauta, L. & Franco-Lara, L. 2024. Caracterización preliminar de Auchenorrhyncha (Hemiptera) asociados a robledales en la Reserva ProAves Reinita Cielo Azul, Santander, Colombia. *Conservación Colombiana*, 29(1), 31-47pp. <https://doi.org/10.54588/cc.2024v29n1a4>

Anexo 1. Listado de taxones colectados a nivel de sotobosque en tres zonas de bosque de roble en la Reserva ProAves Reinita Cielo Azul Santander, indicando número de capturas por morfotipo y los hospederos vegetales (plantas en los que fueron capturados).

Taxon	Morfoespecie	N° de individuos	Hospederos vegetales
Cicadomorpha - Cercopoidea			
Epypigidae	<i>Epipyga</i> sp.	1	<i>Cybianthus</i> sp. (Primulaceae).
Fulgoromorpha - Fulgoroidea			
Achilidae	Plectoderini sp 1.	9	<i>Tovomita</i> sp. (Clusiaceae), <i>Cybianthus</i> sp. (Primulaceae), <i>Miconia velutina</i> (Melastomataceae), <i>Miconia resima</i> (Melastomataceae).
	Plectoderini sp 2.	1	Orchidaceae.
	Plectoderini sp 3.	3	<i>Cestrum</i> sp. (Solanaceae).
	Plectoderini sp 4.	1	Melastomataceae.
Cixiidae	Cixiinae sp 1.	1	cf. <i>Trichilia</i> sp. (Meliaceae).
	Cixiinae sp 2.	1	<i>Schefflera</i> sp. (Araliaceae).
	Cixiinae sp 3.	1	cf. <i>Graffenrieda</i> sp. (Melastomataceae).
	Cixiinae sp 4.	3	<i>Miconia velutina</i> (Melastomataceae), <i>Cavendishia</i> sp. (Ericaceae).
	Cixiinae sp 5.	1	<i>Miconia velutina</i> (Melastomataceae)
	Cixiinae sp 6.	3	cf. <i>Trichilia</i> (Meliaceae), <i>Cybianthus</i> sp. (Primulaceae) <i>Quercus humboldtii</i> (Fagaceae).
	Cixiinae sp 7.	2	<i>Cybianthus</i> sp. (Primulaceae), <i>Miconia resima</i> (Melastomataceae).
	Cixiinae sp 8.	1	<i>Cavendishia</i> cf. <i>bracteata</i> , (Ericaceae)
Delphacidae	<i>Equasystatus breviceps</i> .	12	<i>Quercus humboldtii</i> (Fagaceae), <i>Miconia velutina</i> (Melastomataceae), <i>Tovomita</i> sp. (Clusiaceae), <i>Cybianthus</i> sp. (Primulaceae), Melastomataceae, <i>Psychotria poeppigiana</i> (Rubiaceae), cf. <i>Graffenrieda</i> sp. (Melastomataceae).
Derbidae	Otiocerinae sp 1.	2	<i>Cybianthus</i> sp. (Primulaceae), <i>Miconia resima</i> (Melastomataceae).
	Otiocerinae sp 2.	1	<i>Tovomita</i> sp. (Clusiaceae).
	Otiocerinae sp 3.	1	<i>Quercus humboldtii</i> (Fagaceae)
	<i>Otiocerus</i> sp.	1	<i>Miconia velutina</i> (Melastomataceae).
	Cenchreini sp.	1	cf. <i>Persea</i> sp. (Lauraceae)
Issidae	<i>Thionia</i> sp.	1	<i>Quercus humboldtii</i> (Fagaceae).
Tropiduchidae	Tropiduchidae sp.	1	Ericaceae
Sternorrhyncha - Psylloidea			
Liviidae	<i>Caradocia</i> sp.	1	<i>Miconia velutina</i> (Melastomataceae)

Anexo 2. Listado de Cicadellidae presentes en el sotobosque de tres zonas de robleal en la Reserva ProAves Reinita Cielo Azul Santander, indicando Subfamilia, tribu, género o especie, número de individuos capturados y hospederos vegetales (plantas en las que fueron capturados).

Subfamilia	Tribu	Género o especie	N° de individuos	Hospederos vegetales
Cicadellinae	Cicadellini	<i>Juliaca</i> sp.	2	cf. <i>Graffenrieda</i> sp. (Melastomataceae), <i>Quercus humboldtii</i> (Fagaceae).
Cicadellinae	Cicadellini	<i>Scopogonalia</i> sp.	1	cf. <i>Graffenrieda</i> sp. (Melastomataceae)
Cicadellinae	Cicadellini sp.	-	1	<i>Schefflera</i> sp. (Araliaceae).
Cicadellinae	Cicadellini	<i>Fusigonalia</i> sp.	4	<i>Cybianthus</i> sp. (Primulaceae), cf. <i>Graffenrieda</i> sp. (Melastomataceae).
Cicadellinae	Cicadellini	<i>Soosiulus</i> sp.	1	<i>Quercus humboldtii</i> (Fagaceae).
Coelidiinae	Coelidiini	<i>Kramerolidia</i> sp.	3	<i>Tovomita</i> sp. (Clusiaceae), cf. <i>Graffenrieda</i> sp. (Melastomataceae), <i>Miconia resima</i> (Melastomataceae).
Eurymelinae	Chiasmopolini sp.	-	8	<i>Schefflera</i> sp. (Araliaceae), cf. <i>Cavendishia</i> sp. (Ericaceae), cf. <i>Graffenrieda</i> sp. (Melastomataceae), <i>Tovomita</i> sp. (Clusiaceae).
Iassininae	Hyalojassini	<i>Ana</i> sp.	1	cf. <i>Hampea</i> sp. (Malvaceae).
Iassininae	Gyponini	-	1	<i>Miconia velutina</i> (Melastomataceae).
Mileewinae	Tinteromini sp.	-	1	<i>Miconia velutina</i> (Melastomataceae).
Neocoelidiinae	Neocoelidiini	<i>Coelidiana</i> sp.	2	<i>Tovomita</i> sp. (Clusiaceae), <i>Cybianthus</i> sp. (Primulaceae).
Neocoelidiinae	Neocoelidiini sp1.	-	1	<i>Tovomita</i> sp. (Clusiaceae).
Typhlocybininae	Empoascini	<i>Empoasca</i> sp.	1	<i>Quercus humboldtii</i> (Fagaceae).
Typhlocybininae	Erythroniini	-	1	cf. <i>Persea</i> sp. (Lauraceae).
Typhlocybininae	Dikraneurini	-	1	<i>Miconia velutina</i> (Melastomataceae).
Typhlocybininae	Empoascini	<i>Joruma</i> sp.	1	<i>Cybianthus</i> sp. (Primulaceae).
Typhlocybininae	Empoascini	<i>Empoasca</i> sp.	1	<i>Schefflera</i> sp. (Araliaceae).
Typhlocybininae	Empoascini	<i>Joruma</i> sp.	1	<i>Cybianthus</i> sp. (Primulaceae).
Typhlocybininae	Empoascini	<i>Joruma</i> sp.	1	<i>Cybianthus</i> sp. (Primulaceae).
Typhlocybininae	Empoascini	<i>Empoasca</i> sp.	1	cf. <i>Inga</i> sp. (Fabaceae).

Anexo 3. Número de ninfas de hemípteros presentes en el sotobosque de tres zonas de robleal en la Reserva ProAves Reinita Cielo Azul Santander, indicando número de morfoespecies y vegetación de captura.

Taxon	N° de individuos	N° de morfoespecies	Vegetación de captura
Cercopoidea (Aphrophoridae)	6	2	cf. <i>Graffenrieda</i> sp. (Melastomataceae), <i>Miconia velutina</i> (Melastomataceae), <i>Miconia resima</i> (Melastomataceae).
Fulgoroidea	44	11	Primulaceae, <i>Quercus humboldtii</i> (Fagaceae), <i>Miconia resima</i> (Melastomataceae), <i>Tovomita</i> sp. (Clusiaceae), cf. <i>Xylopia</i> sp. (Annonaceae), <i>Cybianthus</i> sp. (Primulaceae), <i>Schefflera</i> sp. (Araliaceae), cf. <i>Graffenrieda</i> sp. (Melastomataceae), <i>Miconia velutina</i> (Melastomataceae), Ericaceae, Melastomataceae, <i>Psychotria poeppigiana</i> (Rubiaceae).
Membracoidea (Cicadellidae)	34	15	<i>Miconia resima</i> (Melastomataceae), cf. <i>Graffenrieda</i> sp. (Melastomataceae), <i>Tovomita</i> sp. (Clusiaceae), <i>Cybianthus</i> sp. (Primulaceae), Ericaceae, <i>Quercus humboldtii</i> (Fagaceae), <i>Schefflera</i> sp. (Araliaceae) cf. <i>Iseria</i> (Rubiaceae), cf. <i>Persea</i> sp. (Lauraceae).
Sternorrhyncha (Psylloidea)	1	1	<i>Miconia resima</i> (Melastomataceae)

Anexo 4. Registro fotográfico de las ninfas capturadas en tres zonas de bosque de roble en la Reserva ProAves Reinita Cielo Azul Santander. A-M) Morfotipos Cicadellidae, N-O) Morfotipos Membracidae, P-Q) Morfotipos Aphrophoridae, S-AB) Morfotipos Fulgoroidea, AC) Psyllidae sp.

