



Contenido

Editorial.....	3
Diversidad de Mecanismos de Polinización Entomofílica en dos Comunidades de Sabanas de la Guayana Venezolana. Diversity insect pollination mechanisms in disturbed and undisturbed savanna communities in the Venezuelan Guayana.	7
Carlos W. Varela R	
Aves Urbanas: Un Estudio Comparativo en dos Parques Tropicales con Diferente Grado de Intervención Humana (Valencia, Venezuela). Urban birds: A Comparative Study in Two Tropical Parks with Different Intensity of Human intervention (Valencia, Venezuela).	23
Sabina A. Caula Q., Sandra B. Giner F. y José R. De Nóbrega.	
Diversidad de Peces Criptobentónicos Arrecifales en las Isletas de Píritu, Edo. Anzoátegui, Venezuela. Cryptobenthic coral reef fishes diversity at Isletas de Píritu, Anzoátegui State, Venezuela.....	37
José G. Rodríguez Q.	
Especies de Nasutitermes (Isoptera: Termitidae) en la Cumaca, Municipio San Diego, Estado Carabobo, Venezuela. <i>Nasutitermes</i> sp. (Isoptera: Termitidae) of La Cumaca, San Diego – Carabobo State.....	44
Frank H. Malpica P., Carmen Andara D. y Carlos W. Varela R.	
Características e Importancia de los Hifomicetos Acuáticos y Registro de Especies en Venezuela. Features and Importance of Aquatic Hyphomycetes and Species Reports in Venezuela.....	56
Rafael Fernández Da Silva, Gunta Smits Briedis y Massiel Pinto.	
Diversidad Florística de Especies no Arbóreas de la Escalera, Estado Bolívar, Venezuela. Floristic diversity of No Tree Species in La Escalera, Bolívar State, Venezuela.....	74
Yuribia Vivas A., Omaira Hokche, Silvia Pérez C. y Alix Amaya W.	
Guía para los Autores.....	90
Guide for Authors.....	94

La búsqueda del conocimiento sobre la biodiversidad venezolana: breve recuento histórico

Venezuela es uno de los diez países con mayor biodiversidad en el planeta y el sexto en América. Esta riqueza biológica había sido ya advertida por los primeros cronistas, encargados a partir del siglo XVI por la Corona española de reseñar la naturaleza de las colonias y su potencial utilitario, quienes dejaron constancia de las novedades extraordinarias del Nuevo Mundo en sus relatos, a veces plagados de comentarios exagerados, pero importantes al fin por contener las primeras descripciones de muchas plantas y animales autóctonos. La exuberante naturaleza venezolana impresionó también a los misioneros evangelizadores y a los aventureros que, cada vez más asombrados, se internaban en regiones recónditas en busca de rarezas y curiosidades, muy solicitadas por museos y coleccionistas particulares. Varios de estos viajeros compilaron sus observaciones en narraciones que, aunque carecían del rigor científico requerido, aportaban datos interesantes sobre la fauna y la flora.

La investigación científica del mundo natural venezolano se inició en el siglo XVIII. España no organizó ninguna expedición especial a la Capitanía General de Venezuela con este criterio pero en algunos casos se permitió la venida de naturalistas de otros países, tal como ocurrió con la incorporación del discípulo de Carlos Linneo, Pehr Löfving, a la Expedición de Límites al Orinoco, enviada en 1754 para trazar los confines entre los dominios españoles y portugueses en América. Con Löfving y su equipo de asistentes se comenzaron a estudiar por primera vez con sentido científico los organismos presentes en nuestro territorio. El viaje de Humboldt y Bonpland -realizado 45 años después- y la posterior publicación de sus resultados, con descripciones de innumerables especies animales y vegetales nuevas para la ciencia, atrajeron a muchos otros naturalistas en una verdadera fiebre exploradora prolongada a lo largo del siglo XIX. Aunque estos exploradores científicos no formaron discípulos locales para proseguir su tarea, la labor de recolección y descripción de especímenes que realizaron constituyó el punto de partida para dar a conocer la diversidad biológica venezolana en el mundo académico de entonces. Nuestra flora y fauna comenzó así a ser catalogada y estudiada por reconocidos especialistas que colectaron personalmente las muestras o que laboraban en los museos y herbarios donde se depositaron las colecciones.

Fueron muy pocas las figuras nacionales que se ocuparon de analizar la naturaleza venezolana en aquellos tempranos tiempos. Destaca entre ellos José María Vargas a partir de 1825 por su contribución al conocimiento científico de las plantas autóctonas, en especial especies de la flora urbana caraqueña y sus alrededores, de las que tomó representativas muestras que se encuentran depositadas en importantes herbarios del mundo. Desde 1861, y durante más de 30 años, hubo una importante etapa de actividad en ciencias naturales en Venezuela bajo la conducción de Adolfo Ernst, naturalista alemán residente en el país, dedicado investigador de la flora y fauna nativas. Ernst fue también promotor de la creación de una cátedra universitaria de Historia Natural y de la fundación del Museo Nacional, iniciativas muy relevantes pero efímeras, lamentablemente.

En las primeras décadas del siglo XX la labor de reconocimiento de la biodiversidad venezolana continuaba siendo realizada casi exclusivamente por individuos o instituciones foráneas. Sólo aisladamente

intervenían personas del país, a veces aficionados, no por ello menos aptos pero quienes se dedicaban sólo parcialmente a la investigación. Por otra parte, no había acá instituciones educativas formadoras de científicos ni tampoco centros de investigación en ciencias naturales que pudieran recibir las colecciones hechas y estudiarlas.

Un avance muy importante para el conocimiento de nuestra flora se produjo en 1919 con la mudanza a Venezuela del botánico suizo Henri Pittier, contratado por el gobierno para realizar un inventario de las especies forestales y la búsqueda de productos vegetales apropiados para exportación. En 1921 Pittier comenzó a organizar un herbario para almacenar los numerosos especímenes colectados durante sus exploraciones, que finalmente se estableció como el Herbario Nacional de Venezuela, referente principal hasta el momento actual de la fitodiversidad venezolana.

Para mediados de los años treinta, en consonancia con muchas iniciativas surgidas a raíz de la finalización del régimen gomecista de 27 años, comenzó a despertar en las esferas del nuevo gobierno el interés por la conservación de los recursos y la toma de conciencia sobre la preservación de áreas naturales, factores que promovieron poco a poco su análisis científico. Hacia los años treinta y cuarenta existían varios núcleos que estaban haciendo estudios sobre flora y fauna, incluyendo trabajos de colección y catalogación de especies. Tal es el caso de algunas dependencias de índole biológica adscritas a ministerios, como las divisiones de fauna y el Herbario Nacional de Venezuela, ya mencionado, el Instituto Experimental de Agricultura y Zootecnia, el Museo de Ciencias Naturales. También investigaban activamente estos aspectos asociaciones privadas, como la Sociedad Venezolana de Ciencias Naturales y la Sociedad de Ciencias Naturales La Salle. Se habían diseñado y puesto en marcha, conjuntamente con contrapartes internacionales, programas de exploración biológica de la región guayanesa, especialmente de la flora de los tepuyes. Se contaba, además, con entusiastas personalidades en el país interesadas en el conocimiento de la naturaleza, como el empresario y ornitólogo norteamericano William H. Phelps, financista y organizador, junto con algunas instituciones científicas extranjeras, de numerosas expediciones a la Guayana, en las que se colectaron y describieron abundantes muestras de aves.

A partir de 1947 estos relevantes aportes fueron reforzados al crearse la Escuela de Ciencias en la Universidad Central de Venezuela, importante hito logrado por la iniciativa y el tesón del médico y botánico venezolano Tobías Lasser. Comenzó así la formación profesional de biólogos que se integrarían paulatinamente a estos núcleos existentes o a nuevas dependencias que se inauguraron posteriormente.

El ideal de la Escuela de Ciencias era dar a conocer la flora y fauna venezolanas, y despertar el interés por su conservación, aplicando criterios científicos y racionales para su explotación. De allí que un aspecto fuerte de la investigación era la catalogación sistemática de la biodiversidad nacional, mediante la recolección periódica de especímenes botánicos y zoológicos de las diversas regiones del país. Los estudiantes participaban activamente en la colección de las muestras, que se almacenaban en un museo organizado tempranamente. Estas tareas se continuaron igualmente al darse la transformación en Facultad de Ciencias -en 1958- y han sido mantenidas durante más de cincuenta años. Con el tiempo fueron fundadas más facultades de Ciencias en otras universidades del país, que han tenido asimismo un papel destacado en la catalogación y estudio de la fauna y flora autóctonas, al igual que las facultades o dependencias universitarias y técnicas asociadas a carreras relacionadas con la biología -especialmente Agronomía, Veterinaria, Ciencias Forestales, Farmacia-, además de centros de investigación como el Instituto

Venezolano de Investigaciones Científicas.

En el último tercio del siglo XX fue cada vez más notoria la incorporación de las instituciones universitarias al estudio de la biodiversidad. Este período se caracterizó además por un notable incremento en las investigaciones de los territorios del sur de Venezuela, como consecuencia del gran potencial económico y la importancia geopolítica de la región. A tal fin se crearon oficinas estatales coordinadoras que comisionaron a botánicos y zoólogos para la realización de inventarios biológicos. La inauguración de estaciones experimentales y parques nacionales estimuló la realización de muchos estudios. Al mismo tiempo prosperó la cooperación entre entes científicos venezolanos y extranjeros para lograr llevar a cabo grandes expediciones multidisciplinarias con logística complicada, como las que se realizaron a las cumbres de varios tepuyes.

En 1992, en el marco de la Conferencia de las Naciones Unidas sobre el Medio Ambiente y Desarrollo, Venezuela suscribió el Convenio sobre la Diversidad Biológica, que establece que los países parte deben proceder a identificar los componentes de la diversidad biológica que sean importantes para su conservación y utilización sostenible.

Como producto de la actividad de diferentes personas e instituciones, la integración de especialistas, y el fomento de museos y herbarios regionales se ha incrementado paulatinamente el conocimiento acerca de la diversidad faunística y florística de Venezuela, sin embargo, no se han realizado grandes expediciones multidisciplinarias en igual medida que en épocas anteriores y se padecen cada vez más los negativos efectos de los recortes presupuestarios.

A lo largo de los más de 250 años transcurridos desde la visita del primer naturalista profesional a Venezuela, un importante porcentaje de la superficie del territorio ha sido recorrido y examinado por numerosos científicos nacionales y extranjeros, dando como resultado la colección, clasificación y descripción de una considerable cantidad de muestras de animales y vegetales. No es infrecuente el hallazgo de nuevas especies, incluso en exploraciones rutinarias, lo cual refleja la gran riqueza biológica del país pero, al mismo tiempo, que buena parte de ella es aún desconocida. Es evidente que todavía se requiere explorar y coleccionar de manera intensiva en muchas regiones para cubrir completamente el conocimiento de la rica y diversificada naturaleza venezolana.

Este volumen de *Faraute de Ciencia y Tecnología* es una muestra de lo que las nuevas generaciones de biólogos venezolanos están haciendo con su laborioso empeño en tal sentido. Sus aportes, referidos a diferentes grupos animales y vegetales presentes en nuestro país, dan cuenta, igualmente, de la variedad de ambientes donde se desarrollan y de la necesidad de que sean preservados. Estos artículos son interesantes exponentes, además, de los distintos aspectos que engloba el estudio de la biodiversidad.

Helga Lindorf
Instituto de Biología Experimental
Facultad de Ciencias
Universidad Central de Venezuela

ISSN 1698-7418
Depósito Legal PP200402CA1617

DIVERSIDAD DE MECANISMOS DE POLINIZACIÓN ENTOMOFÍLICA EN DOS COMUNIDADES DE SABANAS DE LA GUAYANA VENEZOLANA

Diversity insect pollination mechanisms in disturbed and undisturbed savanna communities in the Venezuelan Guayana

CARLOS W. VARELA R

Departamento de Biología, Facultad de Ciencia y Tecnología. Universidad de Carabobo.
cvarela2@uc.edu.ve

Fecha de Recepción: 16/04/2010, **Fecha de Revisión:** 10/11/2010, **Fecha de Aceptación:** 9/03/2011

Resumen

Se caracterizó la biología de polinización de plantas en áreas perturbadas y no perturbadas de sabanas en la Guayana venezolana y se comparó la diversidad de los modos de polinización utilizando el índice de Shannon-Wiener. Se encontraron 22 especies de plantas con polinización biótica que fueron visitadas por diferentes grupos de insectos, siendo las abejas, mariposas y avispas los grupos más frecuentes. La melitofilia fue el modo de polinización más importante a nivel comunitario, siendo más frecuente en áreas no perturbadas, mientras que los mecanismos mixtos de polinización (abejas-avispa-mariposas), fueron más abundantes en zonas perturbadas. No hubo diferencias significativas en la diversidad de mecanismos de polinización entre sabanas perturbadas y no perturbadas, por lo que la perturbación ambiental no parece ser un factor importante en la distribución y frecuencia de modos de polinización en estas comunidades.

Palabras claves: Diversidad, Guayana Venezolana, Insectos, Perturbación, Polinización, Sabanas.

Abstract

The biology and diversity pollination modes in disturbed and undisturbed areas of savannas of the Venezuelan Guayana were characterized, using the diversity index of Shannon-Wiener. 22 insect pollinated plant species were found. Plant species were visited by different insect groups, begin bees, wasps, and butterflies were the most frequent groups. Melittophily was the most important pollination mode at the community level, being more common in undisturbed areas, while mixed mechanisms of pollination (bees, wasps, butterflies) were more abundant in disturbed areas. There were no significant differences in pollination mechanisms diversity between disturbed and undisturbed savannah, thus, environmental disturbance does not appear to be an important factor in the distribution and frequency of pollination modes in these communities.

Keywords: Disturbance, Diversity, Insects, Pollination, Savannas, Venezuelan Guayana.

1. Introducción

La diversidad biológica representa un atributo de suma importancia para las comunidades, ya que hace referencia a las distintas formas de organización y relación de los conjuntos de especies que coexisten en el tiempo y en el espacio (Martínez, 2002). En este sentido, las interacciones planta-polinizador, pueden ser un buen ejemplo para el entendimiento de estas relaciones a nivel comunitario. Se considera que estas interacciones pueden ser una evidencia importante para determinar el nivel de especiación, la estructura y la diversidad en la comunidad (Eriksson & Bremer, 1992; Barrett *et al.*, 1996). La diversidad de los modos de polinización a nivel comunitario, representa uno de los aspectos más interesantes en los estudios de la biología reproductiva de plantas y puede ser entendida como el número de mecanismos de polinización que se presentan entre las especies que conforman una determinada comunidad de plantas (Ramírez, 2004). Se ha encontrado que este atributo puede variar entre 3 y 4 en comunidades vegetales poco estructuradas como las dunas costeras en Brasil (Gottsberger *et al.*, 1988) o algunas zonas templadas (Pojar, 1974), y hasta 12 o más en bosques húmedos tropicales de dipterocarpaceas en el sureste asiático (Kato, 1996; Momose *et al.*, 1998).

En general, se ha encontrado que los bosques tropicales tienden a presentar la mayor variedad de mecanismos de polinización (Bawa *et al.*, 1985; Momose *et al.*, 1998), respecto a otras comunidades estructuralmente menos complejas. La dinámica de polinización ha sido enfocada en dos aspectos fundamentales: relativo a las especies y comunidades de plantas, y en función de los vectores de polen y/o fauna antofílica que está asociada a dicha comunidad. Se han considerado, entre otros aspectos, los relacionados con la alta diversidad de los modos de polinización con diferentes niveles de

especificidad (Frankie *et al.*, 1983; Bawa *et al.*, 1985; Aizen *et al.*, 2002), la riqueza de especies polinizadoras y sus adaptaciones a la visita y la relación entre las especies de planta y los agentes visitantes (Dafni & O'Toole, 1994; Ramírez, 2004). No obstante, en comunidades herbáceas poco estructuradas y diversamente pobres, como las sabanas, es muy poco lo que se conoce sobre las interacciones planta-polinizador (Gottsberger, 1986; Varela, 2000).

Se ha reportado que la melitofilia o polinización por himenópteros, puede ser el modo de polinización más frecuente en comunidades tropicales (Bawa, 1990), mientras que la anemofilia o polinización por el viento, puede ser importante en ambientes estructuralmente abiertos como comunidades insulares o sabanas (McMullen & Close, 1993; Anderson *et al.*, 2001). Sin embargo, en estas comunidades coexisten grupos de plantas menos abundantes, adaptadas a la polinización biótica que pueden presentarse, en muchos casos, por la acción de perturbaciones o heterogeneidad ambiental. En este sentido, la frecuencia y distribución de los mecanismos de polinización de estos grupos junto con las especies anemófilas, pueden ayudar a caracterizar la diversidad de los modos de polinización en estas comunidades.

Por otro lado, es conocida la susceptibilidad que las interacciones planta-polinizador presentan ante las perturbaciones de origen antrópico (Aizen, 2007), que conllevan particularmente a la fragmentación y alteración estructural del hábitat, comprometiendo la dinámica ecológica de los organismos y en especial las interacciones mutualísticas (Aizen & Feinsinger, 1994; Aizen *et al.*, 2002; Galetto *et al.*, 2007). La respuesta que pueden tener la comunidad de plantas y particularmente, las interacciones planta-polinizador, a los distintos tipos de perturbaciones puede variar con una multitud de factores intrínsecos y extrínsecos

(Aizen, 2007), por lo que la caracterización y comparación de las interacciones mutualísticas (por ejemplo, diversidad en los mecanismos de polinización) en áreas perturbadas y no perturbadas pueden ayudar a comprender el grado de afectación que tiene la comunidad ante estos eventos.

Con el fin de caracterizar la biología de polinización a nivel comunitario, el presente trabajo se enfoca en evaluar la diversidad de los modos de polinización en comunidades de sabanas con diferentes grados de perturbación, ubicadas en el sector Gran Sabana, estado Bolívar, al sureste de Venezuela. Básicamente, se pretende responder las siguientes preguntas: ¿Cuáles son los mecanismos de polinización bióticos presentes en estas comunidades?, ¿Es la melitofilia el principal mecanismo de polinización biótico entre las especies de esta comunidad, como ocurre para la mayoría de los ambientes tropicales?, ¿Es la perturbación y/o heterogeneidad del ambiente un factor importante que condiciona la diversidad y distribución de los modos de polinización biótica en estas sabanas?

2. Materiales y Métodos

2.1. Área de estudio

El presente trabajo se realizó en el sector nororiental de la Gran Sabana, Parque Nacional Canaima, perteneciente a la Cuenca Alta del Río Caroní, al sureste del estado Bolívar, Venezuela (Fig. 1). Se escogieron cuatro parches de sabanas adyacentes a la estación científica Parupa de la Corporación Venezolana de Guayana (5°35' Lat. N., 61°43' Long. O.), a unos 1200 m snm, con temperaturas que oscilan entre los 19 y 21°C y una precipitación promedio anual mayor a los 2500 mm (Huber, 1990). Las sabanas presentaron diferentes tipos de sustrato (pedregoso o arenoso) y relieve (sobre colinas o superficies planas). Se consideraron perturbadas cuando presentaron

quemadas frecuentes, erosión del suelo y/o movimientos de tierra producto de la presencia de vías de penetración.



Fig. 1. Sabanas de la Alta Guayana Venezolana. A. Perturbada; B. No Perturbada. (Fotos cortesía de O. Hokche)

2.2. Observación y captura de polinizadores y visitantes florales

Se determinó el número de plantas adaptadas a la polinización biótica en estos ambientes. Las observaciones y capturas de los agentes visitantes de las flores de las especies con polinización biótica se realizaron en períodos de 5 a 15 minutos por especie de planta, durante horas de máxima actividad de visita y antesis de las flores. En algunos casos, por ausencia de agentes visitantes los períodos de observación fueron extendidos hasta 30 minutos. La frecuencia de observación fue de cinco a seis veces al día por especie, repetidos durante cinco días consecutivos o alternos en cada área de sabana. Los agentes visitantes de las flores fueron capturados con mallas de barrido, determinándose el orden al que pertenecían (se trato de identificarlos hasta especie, sin embargo en algunos casos no se contó con especialistas para la determinación), la planta visitada, el lugar y hora de captura. Posteriormente, fueron preparados para su análisis en el laboratorio, donde se determinó la longitud del cuerpo del animal y la cantidad y ubicación de las cargas de polen. La correspondencia entre las

cargas de polen encontradas sobre el cuerpo del vector y la especie de planta visitada, se estableció por comparaciones entre los granos de polen. Esta característica, junto con el comportamiento de forrajeo durante la visita y el contacto efectivo del cuerpo del vector con los órganos reproductivos de la flor, permitió designarlos como agentes polinizadores o visitantes florales (Ramírez, 1989).

2.3. Diversidad de mecanismos de polinización

Se designaron los siguientes modos de polinización biótica, según Faegri & van der Pijl (1979) y modificado por Varela (2000): - Cantarofilia o polinización por coleópteros (Ca); - Miofilia o polinización por moscas (Mi); - Falenofilia o polinización por polillas (Fa); - Psicofilia o polinización por mariposas diurnas (Ps); - Melitofilia o polinización por abejas (Me) y polinización por avispas (Av). Las avispas fueron consideradas como otro modo de polinización, en virtud de que éstas presentan una mayor variabilidad de hábitos alimenticios, comportamientos de forrajeo y que morfológicamente sus aparatos bucales difieren considerablemente del de sus parientes las abejas (Faegri & van der Pijl, 1979; Heithaus, 1979a). Se consideraron los sistemas mixtos de polinización cuando las plantas presentaron combinaciones de más de un modo de polinización específica.

Para el cálculo de la diversidad de los modos de polinización se utilizó el índice de diversidad de Shannon-Wiener (Begon *et al.*, 2006), cuya fórmula viene dada por (Ec. 1):

$$H = - \sum_{i=1}^S p_i \ln(p_i) \quad (1)$$

Donde S es la riqueza, la cual fue considerada como el número de modos de polinización y p_i es la proporción de las especies

de plantas pertenecientes al modo i de polinización. El índice de diversidad de Shannon-Wiener permite evaluar de manera uniforme la diversidad de modos de polinización, entre los diferentes ambientes considerados; además, la expresión logarítmica permite una distribución normal y hace comparables las diferentes muestras a estudiar (Ramírez, 2004).

2.4. Análisis estadístico

El análisis de los resultados consistió en calcular las proporciones de las especies que presentaban alguno de los modos de polinización previamente descritos. Se realizó un Análisis de Varianza (ANOVA) de una vía, para determinar si la condición de las sabanas (perturbadas y no perturbadas) afecta la distribución de frecuencia de los modos de polinización reportados. En este sentido, la hipótesis nula manejada era: “la perturbación del ambiente no afecta la distribución de los modos de polinización biótico”, mientras que la hipótesis alternativa indicaba: “la perturbación de las sabanas estudiadas afecta la distribución de los mecanismos bióticos de polinización”.

Una vez calculados los índices de diversidad de los mecanismos de polinización para cada tipo de sabana, se realizaron pruebas de independencia (X^2 de bondad de ajuste) para comprobar si existen asociaciones entre las variables consideradas.

3. Resultados

3.1. Visitantes florales

Se encontraron 68 morfotipos de insectos antófilos de diferentes órdenes que visitaron 22 especies de plantas con síndromes bióticos de polinización, en los diferentes ambientes de sabana (Tabla 1). De éstos, 39 morfotipos (57,35%) resultaron polinizadores efectivos,

presentando cargas de polen sobre alguna parte del cuerpo y haciendo contacto efectivo con las partes sexuales de las flores, mientras que el resto, 29 morfotipos (46,65%) resultaron ser sólo visitantes. Las cargas de polen fueron principalmente escasas (84,25%), más que abundantes (15,75%), lo que sugiere que los insectos polinizadores de estas comunidades son relativamente poco eficientes en el traslado y transferencia de polen.

Diferentes especies de abejas de las familias Anthophoridae, Apidae, Chalcididae y Halictidae fueron visitantes y polinizadores de 11 de las 22 especies de plantas de la comunidad (Tabla 1). La familia Halictidae estuvo representada por los géneros *Dialictus* y *Pseudogochloropsis*, que polinizaron el mayor número de plantas, ocho especies (Tabla 1). Anthophoridae estuvo representada principalmente por los géneros *Centris*, *Diadasa* y *Exomalopsis*, que polinizaron seis especies de plantas; mientras que las abejas de la familia Apidae, *Trigona* sp. y *Apis mellifera*, polinizaron sólo dos especies de plantas (Tabla 1). Las especies de la familia Chalcididae se comportaron sólo como visitantes (Tabla 1). Los lepidópteros estuvieron representados por cinco familias: Hesperidae, Lycaenidae, Nymphalidae, Pieridae y Sphingidae. En la Tabla 1 se muestran los géneros y especies de mariposas que fueron polinizadores y visitantes de las plantas de sabana. Se encontró que sólo las especies de plantas *Austroeupatorium iunaefolium* y *Cuphea* sp. fueron polinizadas exclusivamente por mariposas diurnas de las familias Hesperidae y Lycaenidae respectivamente (Tabla 1); mientras que la especie *Sipanea galioides* fue polinizada tanto por una especie de mariposa nocturna de la familia Sphingidae como por una mariposa diurna (Lycaenidae). El resto de las familias estuvieron asociadas a plantas visitadas por abejas y avispas (Tabla 1).

Las avispas estuvieron representadas por

cuatro grandes familias Pompilidae, Scoliidae, Sphecidae y Vespidae. Se observó que fueron polinizadores de plantas visitadas también por abejas y mariposas. Así, se encontró que *Vismia guianensis* fue visitada y polinizada por abejas y avispas, mientras que las flores de las especies *Bacharis laptocephala*, *Calea* sp., *Lepidoploa erhentifolia*, *Borreria capitata* y *Declieuxia fruticosa* fueron polinizadas por abejas-avispa-mariposas de diferentes familias (Tabla 1). Los dípteros y coleópteros fueron sólo visitantes y no polinizadores de las plantas presentes en estas sabanas (Tabla 1). Se observó que no presentaron cargas de polen sobre su cuerpo y no realizaron contacto efectivo con los órganos sexuales de las flores en las que fueron colectados.

Las proporciones de polinizadores entre ambos ambientes de sabanas fueron muy parecidas (no perturbada: 48,28%; perturbada: 51,72%) y no hubo diferencias significativas ($X^2 = 2,01$; g.l.: 1, $p < 1,291$). La Fig. 2 muestra que en general, las sabanas perturbadas presentaron mayor abundancia de insectos que las sabanas no perturbadas. Se encontró que las mariposas fueron los insectos polinizadores más frecuentes en las sabanas perturbadas (25,87%) y presentaron baja frecuencia en las no perturbadas (6,42%) (Fig. 2). Las avispas se presentaron sólo en las zonas perturbadas de sabanas, mientras que las abejas se presentaron en proporciones relativamente iguales tanto para los ambientes no perturbados como los perturbados, con un 15 y 17,14% respectivamente (Fig. 2). Moscas (5%) y coleópteros (6%) representaron los grupos con menor abundancia (Fig. 2).

3.2. Diversidad de mecanismos de polinización

La Tabla 2 muestra los porcentajes de los modos de polinización bióticos encontrados tanto en ambientes perturbados como no perturbados en sabanas de la Alta Guayana Venezolana. Se encontraron tres mecanismos de polinización:

Planta Familia Especie	Insecto Orden Familia Especie	# individuos	Longitud promedio cuerpo (cm)	Cargas de polen		Condición	Tipo de sabana
				Ubicación	Cantidad		
<i>Bacharis leptoccephala</i> DC.	Lepidóptera Hesperiidae n.i.	1	0,40	Pr	E	Polinizador	Perturbada
	Lycaenidae n.i.	3	0,37	-	-	Visitante	
	Himenóptera n.i. (abeja)	1	0,38	-	-	Visitante	
	Coleóptera n.i.	3	0,68	-	-	Visitante	
	Lepidóptera Lycaenidae n.i.	1	0,89	Pr	A	Polinizador	
	Himenóptera Anthophoridae n.i.	1	0,45	Tx(v)	R	Polinizador	Perturbada
	Chalcididae n.i.	1	0,52	-	-	Visitante	
	Halictidae n.i.	1	0,45	Tx(v), Ab(v)	A	Polinizador	
	Sphecidae <i>Cerceris</i> sp.	2	0,65	Tx(v)	E	Polinizador	
	Vespidae <i>Polibia</i> sp.	1	1,00	Ab(v)	E	Polinizador	
<i>Calea</i> sp.	Diptera Tachiniidae n.i.	1	0,48	-	-	Visitante	
	Lepidóptera Hesperiidae n.i.	1	0,48	Pr	E	Polinizador	
	Nymphalidae <i>Junonia evarete</i>	2	2,00	Pr	E	Polinizador	
	Himenóptera Anthophoridae n.i.	1	0,47	TC(v)	E	Polinizador	Perturbada
	Pompilidae <i>Pepsis</i> sp.	2	2,31	Tx(v), Ab(v)	E	Polinizador	
	Scoliidae <i>Campsomeris</i> sp.	1	1,28	Tx(v), Ab(v)	E	Polinizador	
	Vespidae <i>Polistes</i> sp.	3	1,94	Tx(v), Ab(v)	E	Polinizador	
	<i>Lepidaploa erhentiifolia</i> (Benth.) H. Rob.	Coleoptera Lampyridae n.i.	2	0,90	-	-	Visitante
		Lepidoptera Hesperiidae n.i.	3	1,65	Pr	E	Polinizador
		n.i.	4	1,44	Pr	E	Polinizador
Nymphalidae <i>Jonoma evarete</i>		1	2,09	Pr	E	Polinizador	
Himenóptera Anthophoridae <i>Diadasa</i> sp.		1	1,03	Ab(v)	E	Polinizador	
Apidae <i>Apis mellifera</i>		5	1,18	Tx(v), Ab(v)	R	Polinizador	
Halictidae <i>Dialictus</i> sp.		1	0,43	Tx(v), Ab(v)	E	Polinizador	
Pompilidae							

Continuación Tabla 1

Planta Familia Especie	Insecto Orden Familia Especie	# individuos	Longitud promedio cuerpo (cm)	Cargas de polen		Condición	Tipo de sabana
				Ubicación	Cantidad		
	<i>Pepsis</i> sp. Vespidae	1	1,77	C, Tx(v)	E	Polinizador	
	n.i.	1	0,94	Tx(v), Ab(v)	E	Polinizador	
	n.i.	3	0,54	-	-	Visitante	
Clusiaceae <i>Vismia guianensis</i> (Aubl.) Choisy	Diptera Tachinidae n.i.	1	0,66	-	-	Visitante	Perturbada
	Himenóptera Anthophoridae n.i.	1	0,52	Tx(v)	A	Polinizador	
	Vespidae n.i.	1	0,70	Tx(v)	E	Polinizador	
Gentianaceae <i>Curtia tenuifolia</i> (Aubl.) Knobl.	Coleóptera Curculionidae n.i.	1	1,24	-	-	Visitante	
	Himenóptera Chalcididae n.i.	1	0,30	-	-	Visitante	No Perturbada
	Halictidae n.i.	1	0,40	TC(v)	E	Polinizador	
Lythraceae <i>Cuphea</i> sp.	Lepidoptera Hesperidae n.i.	1	1,24	-	-	Visitante	No Perturbada
	Lycaenidae n.i.	1	0,89	Pr	E	Polinizador	
Malpighiaceae <i>Byrsonima crassifolia</i> (L.) H.B.K.	Himenóptera Anthophoridae <i>Centris</i> sp. (Centrinii)	4	1,45	Tx(v)	A	Polinizador	No
	<i>Exomalopsis</i> sp.	1	0,74	TC(v)	E	Polinizador	Perturbada
<i>B. verbascifolia</i> (L.) DC.	Himenóptera Anthophoridae <i>Centris</i> sp. (Centrinii)	2	1,42	Tx(v)	A	Polinizador	
	Halictidae <i>Dialictus</i> sp.	1	0,43	-	-	Visitante	No Perturbada
Melastomataceae <i>Macairea lasiophylla</i> (Benth.) Wurdack	Himenóptera Halictidae <i>Dialictus</i> sp.	2	0,55	Tx(v), Ab(v)	E	Polinizador	No Perturbada
<i>Miconia rufescens</i> (Aubl.) DC.	Coleoptera n.i.	1	0,68	-	-	Visitante	
	Diptera n.i.	1	1,06	-	-	Visitante	
	Himenóptera Apidae <i>Trigona</i> sp.	1	0,51	TC(v)	E	Polinizador	Perturbada
	Chalcididae n.i.	1	0,50	-	-	Visitante	
	Halictidae n.i.	1	0,58	-	-	Visitante	
	Halictidae n.i.	1	0,58	-	-	Visitante	
	Vespidae	1	1,35	-	-	Visitante	

Continuación Tabla 1

Planta Familia Especie	Insecto Orden Familia Especie	# individuos	Longitud promedio cuerpo (cm)	Cargas de polen		Condición	Tipo de sabana
				Ubicación	Cantidad		
	<i>Pachodynerus</i> sp.	1	0,75	-	-	Visitante	
	<i>Polibia</i> sp.	2	2,25	-	-	Visitante	
	<i>Polistes</i> sp.	1	0,96	-	-	Visitante	
	n.i.						
<i>Siphantera cordifolia</i> (Benth.) Gleason	Himenóptera Halictidae <i>Dialictus</i> sp.	3	0,42	Ab(v)	A	Polinizador	No Perturbada
Melastomataceae sp. n.i.	Coleoptera Elateridae n.i.	2	0,43	-	-	Visitante	
	Himenóptera Anthophoridae n.i.	1	0,57	Tx(v), Ab(v)	A	Polinizador	No Perturbada
	Halictidae <i>Pseudogochloropsis</i> sp.	1	0,75	Tx(v), Ab(v)	A	Polinizador	
Orchidaceae <i>Cyrtopodium</i> <i>parviflorum</i> Lindl.	Himenóptera Anthophoridae <i>Centris</i> sp. (Centrinii)	1	1,46	Tx(d)	A	Polinizador	No Perturbada
Polygalaceae <i>Polygala adenophora</i> DC.	Coleoptera n.i.	1	0,34	-	-	Visitante	
	Diptera n.i.	1	0,33	-	-	Visitante	No Perturbada
	Himenóptera Halictidae <i>Dialictus</i> sp.	1	0,42	Ab(v)	A	Polinizador	
<i>P. longicaulis</i> H.B.K.	Diptera n.i.	1	0,24	-	-	Visitante	
	Lepidoptera Hesperidae n.i.	1	1,39	-	-	Visitante	
	Lycaenidae n.i.	1	0,81	Pr	E	Polinizador	No Perturbada
	Himenóptera Halictidae <i>Pseudogochloropsis</i> sp.	1	0,67	C	E	Polinizador	
Rubiaceae <i>Borreria capitata</i> DC.	Lepidoptera Lycaenidae n.i.	6	2,00	Pr	E	Polinizador	
	Himenóptera Halictidae <i>Pseudogochloropsis</i> sp.	1	0,63	TC(v)	A	Polinizador	
	n.i.	2	0,56	C, Ab(v)	E	Polinizador	Perturbada
	Sphecidae <i>Ammophila gracilis</i>	2	2,00	C, Tx(v)	E	Polinizador	
	<i>Cerceris</i> sp.	4	0,76	C, Ab(v)	E	Polinizador	
	Vespidae <i>Pachodynerus</i> sp.	2	1,05	C	E	Polinizador	
<i>Declieuxia fruticosa</i> (Rands.) Kuntze	Lepidoptera Hesperidae n.i.	2	1,20	Pr	E	Polinizador	
	Lycaenidae n.i.	4	1,90	Pr	E	Polinizador	Perturbada

Continuación Tabla 1

Planta Familia Especie	Insecto Orden Familia Especie	# individuos	Longitud promedio cuerpo (cm)	Cargas de polen		Condición	Tipo de sabana
				Ubicación	Cantidad		
Himenóptera							
Halictidae							
	<i>Dialictus</i> sp.	2	0,56	Ab(v)	A	Polinizador	Perturbada
Vespidae							
	<i>Zethus</i> sp.	1	1,65	Tx(v), Ab(v)	E	Polinizador	
<i>Perama galiodes</i> (H.B.K.) Poir.	Diptera n.i.	2	0,82	-	-	Visitante	No
	Himenóptera n.i. (abeja)	1	0,70	C	E	Polinizador	Perturbada
<i>Sabicea velutina</i> Benth.	Lepidoptera						
Hesperidae							
	n.i.	5	1,40	Pr	E	Polinizador	Perturbada
Pieridae							
	<i>Phoebis statira</i>	1	1,78	Pr	E	Polinizador	
Himenóptera							
Anthophoridae							
	<i>Epicharis umbraculata</i>	2	1,86	Tx(v)	R	Polinizador	
<i>Sipanea galioides</i> Wernh.	Diptera n.i.	1	0,89	-	-	Visitante	
	Lepidoptera						
Hesperidae							
	n.i.	3	1,78	-	-	Visitante	Perturbada
Lycaenidae							
	n.i.	1	0,70	Pr	E	Polinizador	No
Sphingidae							
	n.i.	1	2,00	Pr	E	Polinizador	Perturbada
Solanaceae	Himenóptera						
<i>Solanum campaniforme</i> Roem. et Schult.	Halictidae						
	<i>Pseudogochloropsis</i> sp.	1	1,15	TC(v)	A	Polinizador	Perturbada

Tabla 1. Visitantes florales y agentes polinizadores de plantas de sabanas de la Alta Guayana Venezolana.

C: cabeza; Ab: abdomen; Tx: tórax; Pr: prosbocide; TC: todo el cuerpo; (v): parte ventral; (d): parte dorsal; A: abundante; R: regular; E: escaso; n.i.: especie no identificada

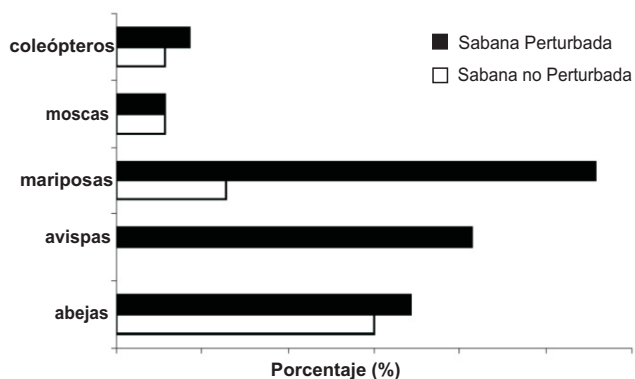


Fig. 2. Proporción de insectos visitantes de las flores en los tipos de sabanas estudiados

melitofilia, psicofilia y sistemas mixtos de polinización, este último representado por cuatro grupos (Tabla 2). La melitofilia fue el modo de polinización más importante a nivel comunitario, estando mejor representado en las sabanas no perturbadas, mientras que los mecanismos mixtos de polinización fueron más frecuentes en los ambientes perturbados, particularmente aquel compuesto por abejas-avispas-mariposas (Tabla 2). La psicofilia y la polinización por mariposas diurnas y nocturnas se presentaron en proporciones bajas e iguales en áreas perturbadas y no perturbadas de sabanas. Si bien no se encontró polinización realizada sólo por avispas,

éstas se presentaron principalmente asociadas a sistemas mixtos de polinización (Tabla 2). Los resultados del ANOVA (Tabla 3) indica que no hubo diferencias significativas en la distribución de las frecuencias de los modos de polinización en función de la perturbación en estas sabanas, es decir, la frecuencia y distribución de los

mecanismos de polinización fue independiente de las perturbaciones que pudieran existir en esta comunidad. Por otro lado, al comparar los índices de diversidad de Shannon-Wiener entre las sabanas perturbadas ($H_p = 1,429$) y no perturbadas ($H_{np} = 1,299$), se encontró que estos no fueron estadísticamente diferentes

Sabanas	Mecanismos de Polinización						
	Melitofilia N(%)	Avispas N(%)	Psicofilia N(%)	Sistemas Mixtos de Polinización N(%)			
				abejas-avispas	abejas-mariposas	abejas-avispas-mariposas	mariposas diurnas y nocturnas
no perturbada	9(31,03)	0(0)	1(3,45)	0(0)	1(3,45)	2(6,90)	1(3,45)
perturbada	5(17,24)	0(0)	1(3,45)	1(3,45)	2(6,90)	5(17,24)	1(3,45)

Tabla 2. Mecanismos de polinización bióticos presentes en las sabanas de la Guayana venezolana

($X^2 = 4,86$; g.l.: 3, $p < 0,175$). Al parecer la perturbación del área no representó un factor importante que aumenta la diversidad de los modos de polinización en estas comunidades. Sin embargo, los datos obtenidos en esta investigación parecen indicar que las sabanas perturbadas tienden a presentar una mayor proporción de mecanismos bióticos de polinización (Tabla 2).

4. Discusión

4.1. Polinizadores y visitantes florales

La biología de polinización constituye uno de los aspectos que analiza la importancia relativa de los modos de polinización y su expresión en la comunidad, pero que también abarca, la composición y diversidad de la fauna antófila y su

grado de especialización (Ramírez, 1998). En las sabanas analizadas en este estudio se encontró que los himenópteros (abejas y avispas) y lepidópteros representaron los polinizadores y visitantes florales con mayor actividad en las comunidades de sabanas de la Alta Guayana venezolana. De las 22 especies de plantas consideradas, 20 fueron polinizadas por una o varias especies de himenópteros (abejas). La polinización por abejas ha sido frecuentemente reportada para muchos ambientes tropicales (Frankie *et al.*, 1983; Bawa *et al.*, 1985; Ramírez, 1989) y templados (Pojar, 1974) donde representan el principal grupo de polinizadores y visitantes florales. Se ha señalado que los himenópteros, particularmente las abejas, son eficientes polinizadores porque: 1) presentan un comportamiento de forrajeo activo durante la visita, haciendo contacto efectivo con las partes sexuales de las flores (Ramírez, 1989); 2) las abejas

	g.l.	M.S efecto	M.S error	F	p-valor
Tipo de Sabana	1	0,245	0,245		
Modo de polinización	6	68,31	7,588	0,032	0,86125
Total	7	68,545			

Tabla 3. ANOVA de una sola vía para los modos de polinización entre tipos de sabanas

(grandes) pueden viajar a grandes distancias, manteniendo así el flujo de polen y la estructuración genética entre individuos con baja densidad poblacional o poblaciones alejadas (Frankie *et al.*, 1983).

Aunque las abejas son el principal grupo de polinizadores que visitan las plantas tanto en áreas perturbadas como no perturbadas de estas sabanas, se encontraron otros grupos de insectos taxonómicamente no relacionados que visitaron y polinizaron a las mismas especies de plantas en la comunidad. Esta condición puede sugerir que la mayoría de las interacciones especies de plantas-especies de polinizadores pueden ser considerados generalistas (Waser *et al.*, 1996; Gómez, 2002; Aizen, 2007). Polinizadores que adoptan una estrategia generalista se han encontrado en gran proporción en las floras de distintas comunidades vegetales tropicales y templadas (O'Brien, 1980; Frankie *et al.*, 1983; Kevan & Baker, 1983; Bawa *et al.*, 1985; Ramírez, 1989; McCall & Primak, 1992; Dafni & O'Toole, 1994; Ramírez & Brito, 1992; Lemus & Ramírez, 2003). Todos estos trabajos parecen indicar que los sistemas de polinización a nivel comunitario tienden a ser generalistas (Waser *et al.*, 1996; Gómez, 2002).

La generalización en los sistemas de polinización ha sido tradicionalmente considerada una consecuencia de factores ecológicos, genéticos o filogenéticos, que limitan el desarrollo de sistemas especializados (Waser *et al.*, 1996; Gómez, 2002). Ramírez (1989) reportó que la mayoría de las especies de plantas de un arbustal mesotérmico del mismo sector de la Guayana venezolana y cercano a las áreas de estudio presentó un comportamiento más bien generalista en su polinización. Bosh *et al.* (1997) encontraron que la fauna antófila de una comunidad herbácea mediterránea está dominada por grupos de insectos tradicionalmente poco especializados. Heithaus (1979a, b) reportó que la mayoría de las especies de abejas y avispas de sabanas estacionales neotropicales fueron extremadamente generalistas. Este mismo autor señala que la baja diversidad de las

comunidades de abejas y otros insectos polinizadores en las sabanas tropicales puede deberse a que muchas de estas áreas presentan un origen geomorfológico más bien reciente, como resultado de las perturbaciones humanas para su mantenimiento (Sarmiento, 1996). Esta condición puede limitar el establecimiento de ciertos grupos de plantas y en consecuencia de sus polinizadores. Sin embargo, otros factores pueden también, explicar la condición y baja diversidad de los polinizadores en estas áreas. En este sentido, periodos extensivos de floración, el estado sucesional, la morfología floral, entre otras, pueden ayudar al éxito y establecimiento de polinizadores generalistas (Parrish & Bazzaz, 1979; Jackson, 1982; Ramírez, 1989; Bosh *et al.*, 1997; Schemske & Bradshaw, 1999; Torres & Galetto, 2008).

A diferencia de las abejas, avispas y mariposas, los dípteros y coleópteros de diferentes familias fueron exclusivamente visitantes. Los resultados presentados por Bawa *et al.* (1985), Kato (1996), Momose *et al.* (1998) indican que abejas eusociales, avispas, mariposas y dípteros son comunes en áreas abiertas y perturbadas de un bosque lluvioso neotropical en Malasia; Ramírez & Brito (1992) encuentran para un morichal que la mayoría de los agentes polinizadores son insectos de pequeños tamaños representantes de estos grupos, contrario a lo encontrado en otros ambientes (Seres & Ramírez, 1995; Percival, 1974; Bawa, 1990). Así, los resultados de esta investigación sugieren que muchos de los insectos que visitan las flores presentes en estas sabanas, utilizan una gran variedad de plantas como recursos para su subsistencia, mientras que las especies de plantas parecen emplear diferentes agentes para el transporte de polen.

Los polinizadores con características poco especializadas para la polinización generalmente tienden a visitar flores con morfologías poco restrictivas o no complicadas y transportan pocas cargas de polen (Ramírez, 1992). En este sentido,

se ha determinado que la posición de las cargas de polen, la cantidad y la deposición diferencial sobre el cuerpo del vector, son factores considerados determinantes en el proceso de polinización a nivel comunitario (Ramírez, 1989). Algunos autores han encontrado que la deposición diferencial de las cargas de polen sobre el cuerpo del animal puede contribuir a la transferencia y flujo interespecífico de polen y reducir el malgasto por parte de agentes poco eficientes (Mori *et al.*, 1980; Ramírez, 1992).

En estas sabanas, las cargas de polen sobre el cuerpo de los agentes fueron predominantemente ventrales y escasas, situación que ha sido caracterizada para agentes poco eficientes y casuales en el transporte de polen (Faegri & van der Pijl, 1979; Ramírez, 1989). Sin embargo, en algunas especies, como en *Byrsonima crassifolia* y *B. verbasifolia*, la deposición de polen sobre el cuerpo del animal fue bien sectorizada, como en el caso de la abeja *Centris* sp. que porta el polen en la zona ventral de tórax, específicamente entre el 1er y 2do par de patas.

En estas sabanas el riesgo de tener polinizadores pobremente adaptados y más bien generalistas es compensado por la escasa interdependencia que las plantas pueden tener hacia un solo agente polinizador para reproducirse. En este sentido, las plantas que producen pocas flores, de morfología poco especializada y altamente longevas pueden presentar polinizadores poco especializados que pueden ser eficientes (O'Brien, 1980; Gottsberger *et al.*, 1980). En las comunidades estudiadas parece razonable pensar que las plantas podrían presentar combinaciones de atributos que permiten atraer grupos diversos de insectos (Torres & Galetto, 2008), reforzando el aspecto generalista de su polinización en estas sabanas.

4.2. Diversidad de mecanismos de polinización

La diversidad de los modos de polinización puede ser considerada como un atributo funcional de

la comunidad. Si bien, la anemofilia puede ser el mecanismo de polinización más importante en comunidades de sabana (Ramírez, 1998), con estos grupos coexisten una serie de plantas que presentan sistemas mediados por animales para la remoción, traslado y deposición de polen. A nivel comunitario los modos bióticos de polinización en las áreas de estudio están representados por tres mecanismos, de los cuales la melitofilia y los sistemas mixtos de polinización son los más importantes.

Los resultados obtenidos en este estudio coinciden con lo reportado en muchos trabajos, donde la melitofilia es considerada como el principal mecanismo de polinización biótica en la comunidad. En los bosques secos y lluviosos del sureste asiático, de Centro y Suramérica, la melitofilia fue el principal sistema de polinización a nivel comunitario, presentando una proporción entre 20 y 50% (Bawa *et al.*, 1985; van Dulmen, 2001; Momose *et al.*, 1998; Kato, 1996). En comunidades con condiciones ambientales y ecológicas muy particulares como las que se presentaron en un morichal (Ramírez & Brito, 1992) y la mata llanera (Ramírez, 2004) en los Altos Llanos Centrales de Venezuela, una comunidad vegetal de vega de río (Xena *et al.*, 1988) y un arbustal mesotérmico en la Guayana venezolana (Ramírez, 1989), la proporción de melitofilia puede llegar a ser superior al 50%. Sin embargo, se ha reportado que su importancia tiende a decrecer en bosques nublados (Seres & Ramírez, 1995) y en un gradiente altitudinal de los Andes chilenos (Arroyo *et al.*, 1982), hasta ser completamente desplazada en comunidades insulares (Anderson *et al.*, 2001).

La importancia relativa de la diversidad y frecuencia de los modos de polinización a nivel comunitario, pueden verse afectadas por una serie de condiciones y factores como la estructura y composición de la comunidad vegetal, las formas de vida, las condiciones medioambientales, las características florales, entre otras (Bawa, 1990; McCall & Primack, 1992; Ramírez, 1993; Schemske & Bradshaw, 1999; Torres & Galetto, 2008). En este

sentido, aunque en las sabanas de la alta Guayana Venezolana estudiadas, no se encontraron diferencias significativas en la diversidad de los modos de polinización por efecto de la perturbación ambiental, ciertas tendencias fueron observadas:

Primero, la polinización biótica parece incrementar por efecto de la perturbación. Esto parece favorecer la riqueza y variedad de especies de plantas que pueden establecerse y en consecuencia, la diversidad de los mecanismos bióticos de polinización. Aunque los resultados obtenidos no fueron concluyentes en este aspecto, en otras comunidades si detectaron diferencias. En comunidades herbáceas de zonas templadas, Parrish & Bazzaz (1979) encontraron que las especies herbáceas anuales de estado sucesional temprano presentaron sistemas de polinización poco diversos y especializados, mientras que en comunidades de estado sucesional más tardío presentaron mayor diversidad de modos de polinización. Por otro lado, Ramírez (2004) encontró que los hábitats boscosos y ecotonos fueron más diversos que las áreas perturbadas, en cuanto a los mecanismos de polinización. Esto sugiere que la estabilidad ambiental parece estar asociada con una alta diversidad de especies (Zaret, 1982; Begon *et al.*, 2006) y se esperaría, en consecuencia, mayor diversidad en las interacciones mutualísticas (polinización) (Vogel & Westerkamp, 1991).

Segundo, los sistemas mixtos de polinización parecen ser de mayor importancia en áreas perturbadas que en las áreas no perturbadas de sabanas. En muchas especies de plantas se puede encontrar una mezcla de características comúnmente consideradas de diferentes modos de polinización. Estas características hacen que los gremios de polinizadores no estén siempre claramente separados unos de otros (Faegri & van der Pijl, 1979; Momose *et al.*, 1998), reforzando probablemente el carácter generalista de las interacciones planta-polinizador (Gómez & Zamora, 1999; Gómez, 2002) y, por tanto, el establecimiento de sistemas mixtos de

polinización en estas sabanas. Ramírez (2004) reporta que junto con la melitofilia y la psicofilia, los sistemas mixtos de polinización (que incluyen avispas), se observaron en sabanas de los Altos Llanos Centrales; lo que concuerda con lo obtenido en este estudio. No se encontraron plantas polinizadas sólo por avispas. Heithaus (1979a, b) plantea que las avispas tienden a ser fuertemente atraídas por flores de morfologías tipo oportunistas, no necesariamente melitofílicas, lo que indica que este grupo puede ser considerado como un gremio poco especializado en la polinización (O'Brien, 1980).

El análisis a nivel comunitario de la diversidad de los modos de polinización, además de proveer información sobre las estrategias que median en la transferencia de polen, puede proveer datos significativos para entender la organización y estructura de los ecosistemas estudiados (Bawa *et al.*, 1985; Ramírez, 1998). En este sentido, las sabanas resultaron comunidades con baja diversidad de modos de polinización. Sin embargo, aunque la perturbación parece aumentar la proporción y diversidad de los modos de polinización, no representó un factor importante en la diversidad de los mutualismos planta-polinizador. Es probable que otras variables, que no fueron consideradas directamente en este estudio, puedan estar contribuyendo al mantenimiento de estos sistemas mutualísticos en estas comunidades.

5. Bibliografía.

- Aizen, M. & P. Feinsinger. (1994). Habitat fragmentation, pollination, and plant reproduction in a chaco dry forest, Argentina. *Ecology*. 75(2): 330-351.
- Aizen, M., L. Ashworth & L. Galetto. (2002). Reproductive success in fragmented habitats: do compatibility systems and pollination specialization matter?. *J. Veg. Sci.* 13(6): 885-892.

- Aizen, M. (2007). Enfoque en el estudio de la reproducción sexual de las plantas en ambientes alterados: limitaciones y perspectivas. *Ecol. Austral.* 17(1): 7-19.
- Anderson, G., G. Bernardello, T. Stuessy & D. Crawford. (2001). Breeding system and pollination of selected plants endemic to Juan Fernández Islands. *Amer. J. Bot.* 88(2): 220-233.
- Arroyo, M., R. Primack & J. Armesto. (1982). Community studies in pollination ecology in the high temperate Andes of central Chile. I. Pollination mechanisms and altitudinal variation. *Amer. J. Bot.* 69(1): 82-97.
- Barrett, S., L. Hader & A. Worley. (1996). The comparative biology of pollination and mating in flowering plants. *Philos. Trans. R. Soc. Lond. B.* 351(1338): 1272-1280.
- Bawa, K., D. Perry, S. Bullock, R. Coville & R. Grayum. (1985). Reproductive biology of tropical lowland rain forest trees. II. Pollinations mechanisms. *Amer. J. Bot.* 72(3): 346-356.
- Bawa, K. (1990). Plant-pollinator interactions in tropical in tropical rain forest. *Annual Rev. Ecol. Syst.* 21(1): 399-422.
- Begon, M., C. Townsend & J. Harper. (2006). *Ecology: from individuals to ecosystems*. 4^a Ed. Blackwell Publishing Ltd. Malden. USA.
- Bosh, J., J. Retana & X. Cerdá. (1997). Flowering phenology, floral traits and pollinator composition in herbaceous mediterranean plant community. *Oecologia*. 109(4): 583-591.
- Dafni, A. & C. O'Toole. (1994). Pollination syndromes in Mediterranean: generalizations and peculiarities. In: *Plant-animal interactions in Mediterranean-type ecosystems* (M. Arianoutsou & R. Groves, Eds.), 125-135. Kluwer Academic Publishers. Dordrecht. Netherlands.
- Eriksson, O. & B. Bremer. (1992). Pollination systems, dispersal modes, life forms, and diversification rates in angiosperm families. *Evolution*. 46(1): 258-266.
- Faegri, K. & L. van der Pijl. (1979). *Principles of pollination ecology*. Pergamon Press. New York. USA.
- Frankie, G., A. Haber, P. Opler & K. Bawa. (1983). Characteristics and organization of the large bee pollination system in Costa Rican dry forest. In: *Handbook of Experimental Pollination Biology* (C.E. Jones & R.S. Little, Eds.), 411-417. Van Nostrand Reinhold Inc. New York. USA.
- Galetto, L., R. Aguilar, M. Musicante, J. Astegiano, A. Ferreras, M. Jausoro, C. Torres, L. Ashworth & C. Eynard. (2007). Fragmentación de hábitat, riqueza de polinizadores, polinización y reproducción de plantas nativas en el bosque chaqueño de Córdoba, Argentina. *Ecol. Austral.* 17(1): 67-80.
- Gómez, J. & R. Zamora. (1999). Generalization vs. specialization in the pollination systems of *Hormathophylla spinosa* (Cruciferae). *Ecology*. 80(3): 796-805.
- Gómez, J. (2002). Generalización en las interacciones entre plantas y polinizadores. *Revista Chilena Hist. Nat.* 75(1): 105-116.
- Gottsberger, G., I. Silberbauer-Gottsberger & F. Ehrendorfe. (1980). Reproductive biology in the primitive relic angiosperm *Drimys brasiliensis* (Winteraceae). *Pl. Syst. Evol.* 135(1): 11-39.
- Gottsberger, G. (1986). Some pollination strategies in neotropical savannas and forests. *Pl. Syst. Evol.* 152(1): 29-45.
- Gottsberger, G., M. Camargo & I. Silberbauer-Gottsberger. (1988). A bee pollinated tropical

community the beach dune vegetation of Ilha de São Luis, Maranhão, Brazil. *Bot. Jahrd. Syst.* 109(4): 469-500.

Heithaus, E. (1979a). Flower-feeding specialization in wild bees and wasps communities in seasonal neotropical habitats. *Oecologia*. 42(2): 179-194.

Heithaus, E. (1979b). Community structure of neotropical flower visiting bees and wasps: diversity and phenology. *Ecology*. 60(1): 190-202.

Huber, O. (1990). Savannas and related vegetation types of the Guayana shield region in Venezuela. In: *Las sabanas americanas. Aspectos de su biogeografía, ecología y utilización* (G. Sarmiento, ed.), 57-99. Fondo Editorial Acta Ci. Venez. Mérida, Venezuela.

Jackson, L. (1982). Comparison of phenological patterns in prairie and subalpine meadow communities northwest. *Science*. 56(4): 316-328.

Kato, M. (1996). Plant-pollinator interactions in the understory of a lowland mixed dipterocarp forest in Sarawak. *Amer. J. Bot.* 83(6): 732-743.

Kevan, P. & H. Baker. (1983). Insects as flower visitors and pollinators. *Annual Rev. Entomol.* 28(1): 407-453.

Lemus, J. & N. Ramírez. (2003). Polinización y polinizadores en la vegetación de la planicie costera de la Península de Paraguaná, estado Falcón, Venezuela. *Acta Ci. Venez.* 54(2): 97-114.

Martínez, J. (2002). La Evolución y la conservación de la biodiversidad. In: *Evolución: la base de la Biología* (M. Soler, Ed.), 407-416. Crítica Proyecto Sur de Ediciones S. L. Granada. España.

Mc Call, C. & R. Primack. (1992). Influence of flower characteristics weather, time of day, and season on insect visitation rates in three plant communities. *Amer. J. Bot.* 79(4): 434-442.

McMullen, C. & D. Close. (1993). Wind pollination in

the Galapagos islands. *Not. Galápagos*. 52(1): 12-17.

Momose, K., T. Yumoto, T. Nagamitsu, M. Kato, H. Nagamasu, S. Sakai, R. Harrison, T. Itioka, A. Hamid & T. Inoue. (1998). Pollination biology in lowland dipterocarp forest in Sarawak, Malaysia. I. Characteristics of the plant-pollinator community in lowland dipterocarp forest. *Amer. J. Bot.* 85(10): 1447-1501.

Mori, S., J. Orchard & G. Prance. (1980). Intrafloral pollen differentiation in the new world Lecythidaceae, subfamily Lecythidoideae. *Science*. 209(4454): 400-403.

O'Brien, M. (1980). The pollination biology of a pavement plain: pollinator visitation patterns. *Oecologia*. 47(2): 213-218.

Parrish, J. & F. Bazzaz. (1979). Difference in pollination niche relationship in early and late successional plant communities. *Ecology*. 60(3): 597-610.

Percival, M. (1974). Floral ecology of coastal scrubs in southeast Jamaica. *Biotropica*. 6(2): 104-129.

Pojar, J. (1974). Reproductive dynamics of four plant communities of southwestern British Columbia. *Canad. J. Bot.* 52(8): 1819-1834.

Ramírez, N. (1989). Biología de polinización de una comunidad arbustiva tropical de la Alta Guayana Venezolana. *Biotropica*. 21(4): 319-330.

Ramírez, N. & Y. Brito. (1992). Pollination biology in a palm swamp community in the Venezuelan central plains. *Bot. J. Linn. Soc.* 110(4): 277-302.

Ramírez, N. (1992). Especificidad de los sistemas de polinización en una comunidad arbustiva de la Guayana Venezolana. *Ecotropicos*. 5(1): 1-19.

Ramírez, N. (1993). Estratificación de los sistemas de

polinización en un arbustal de la Guayana Venezolana. *Revista Biol. Trop.* 41(3): 471-481.

Ramírez, N. (1998). Biología reproductiva a nivel comunitario. *MIBE*. 1: 185-188.

Ramírez, N. (2004). Ecology of pollination in a tropical Venezuelan savanna. *Pl. Ecol.* 173(2): 171-189

Sarmiento, G. (1996). Aspectos de la biodiversidad en las sabanas tropicales de Venezuela. In: *Biodiversidad y funcionamiento de pastizales y sabanas en América* (Sarmiento, G. & M. Cabido, Eds.), 299-318. CYTED y CIELAT. Mérida. Venezuela.

Schemske, D. & H. Bradshaw. (1999). Pollinator preference and the evolution of floral traits in monkeyflowers (*Mimulus*). *PNAS*. 96(21): 11910-11915.

Seres, A. & N. Ramírez. (1995). Biología floral y polinización de algunas monocotiledóneas de un bosque nublado venezolano. *Ann. Missouri Bot. Gard.* 82(1): 61-85.

Torres, C. & L. Galetto. (2008). Importancia de los polinizadores en la reproducción de Asteraceae de Argentina central. *Acta Bot. Venez.* 31(2): 473-494.

Van Dulmen, A. (2001). Pollination and phenology of flowers in the canopy of two contrasting rain forest types in Amazonia, Colombia. *Pl. Ecol.* 153(1-2): 73-85.

Varela, C. (2000). Caracterización de la fenología reproductiva y la biología de polinización a nivel comunitario en sabanas de la Alta Guayana Venezolana. Tesis de Grado. Facultad de Ciencias. Universidad Central de Venezuela. Caracas. Venezuela.

Vogel, S. & C. Westerkamp. (1991). Pollination: an integrating factor of biocenoses. In: *Species conservation: a population-biological approach* (A.

Seitz & V. Loesecheke, Eds.), 159-170. Birkhauser Verlag. Basel. Switzerland.

Waser, N., L. Chittka, M. Price, M. Williams & J. Ollerton. (1996). Generalization in pollination systems and why it matters. *Ecology*. 77(4): 1043-1060.

Xena, N., N. Ramírez & C. Sobrevila. (1988). Notas sobre la dinámica reproductiva de una comunidad vegetal tropical de vega de río. *Actes simposi internationale de botànica Pius Font iquer*. 11(1): 69-82.

Zaret, T. (1982). The stability/diversity controversy: a test of hypothesis. *Ecology*. 63(3): 721-731.

AVES URBANAS: UN ESTUDIO COMPARATIVO EN DOS PARQUES TROPICALES CON DIFERENTE GRADO DE INTERVENCIÓN HUMANA (VALENCIA, VENEZUELA)

Urban birds: a comparative study in two tropical parks with different intensity of human intervention (Valencia, Venezuela)

SABINA A. CAULA Q.¹, SANDRA B. GINER F.² y JOSÉ R. DE NÓBREGA.³

¹Departamento de Biología, Facultad Experimental de Ciencias y Tecnología, Universidad de Carabobo, Venezuela.,

²Laboratorio de Vertebrados Terrestres., ³Laboratorio de Socioecología, Instituto de Zoología y Ecología Tropical, Universidad Central de Venezuela, Caracas, Venezuela.
sabinacaula@yahoo.com, {sandra.giner, renato.nobrega}@ciens.ucv.ve

Fecha de Recepción: 20/04/2010, **Fecha de Revisión:** 24/05/2011, **Fecha de Aceptación:** 08/06/2011

Resumen

En este trabajo las aves diurnas del Jardín Botánico (JB) de Valencia fueron contrastadas con las de un parque cercano de tamaño semejante con mayor intervención humana, la Plaza Montes de Oca (PMO). El contraste entre ambos sitios representaría el posible efecto de la modificación de la condición silvestre actual del JB. Nuestros resultados muestran una mayor riqueza de especies en el JB, el cual tiene mayor heterogeneidad de hábitats, vegetación nativa con mayor complejidad estructural y dos cuerpos de agua permanentes con especies de aves no comunes en parques o áreas urbanas. Dentro del JB se observa un marcado recambio de especies entre la época de lluvia y sequía. En la PMO se observa un aumento de riqueza en la época de sequía relacionado con el riego artificial del área. Planes futuros de desarrollo del JB deben contemplar la conservación del paisaje natural, manteniendo intacta la vegetación boscosa y las lagunas existentes.

Palabras claves: Avifauna Urbana, Biodiversidad Tropical, Parques Urbanos

Abstract

In this work, Botanic Gardens bird's community (JB) was compared with the community corresponding of a near urban park of similar size but bigger human intervention, Monte de Oca Place (PMO). The contrast between both places would represent a first approach to the possible effect of the modification of the current wild condition of the JB on the composition of their current avifauna. Our results show a greater richness in the JB, which has greater heterogeneity of habitats, native vegetation with greater structural complexity and two permanent water bodies with species of birds no common in parks or urban areas. It was observed within JB species turnover from rain to dry season. In the PMO richness increase in dry seasons related to the artificial irrigation of the area. Future plans of development of the JB must consider the conservation of the natural landscape, maintaining the wooded vegetation and lagoons.

1. Introducción

La protección de áreas silvestres destinadas al resguardo de los organismos vivos y sus hábitats naturales ha sido, tradicionalmente, el principal mecanismo para la conservación de la biodiversidad (Weber & Gutiérrez, 1985). Sin embargo, muchas especies habitan en zonas silvestres extensas no protegidas, las cuales están siendo rápidamente convertidas en áreas agropecuarias y urbanas (Berry, 1990). Como consecuencia de esta dinámica de transformación, se hace necesario resaltar la importancia de diseñar estrategias de registro y conservación de la biodiversidad, no sólo en las áreas protegidas, sino también en aquellos ambientes en los que el humano desarrolla sus actividades habituales, en particular las ciudades.

En este sentido, en los últimos años se han venido realizando un número significativo de estudios concernientes a los efectos de la urbanización sobre la diversidad, particularmente de la avifauna. Entre los enfoques empleados están el estudio de las comunidades en gradientes urbanos y urbano-rural (McDonnell & Pickett, 1990; Blair, 1996; Clergeau *et al.*, 1998; Clergeau *et al.*, 2001; Marzluff *et al.*, 2001; Caula *et al.*, 2008; Caula *et al.*, 2010), y la aplicación de la teoría de biogeografía de islas, principalmente en parques urbanos que difieren en tamaño o edad (Fernández & Jokimäki, 2001).

La mayoría de estos estudios se han llevado a cabo en países desarrollados del Hemisferio Norte. Por el contrario, el conocimiento de los efectos de la urbanización sobre las comunidades de aves en la región Neotropical es escaso. Se han realizado algunos pocos estudios en zonas urbanas de Argentina (Leveau & Leveau, 2004), Brasil (Mendonça & Dos Anjos, 2005), Bolivia (Garitano & Gismondi, 2003), Colombia (Rivera, 2006), Chile (Díaz & Armesto, 2003) y Venezuela (Caula *et al.*, 2003).

Dado que seis de los diecisiete países megadiversos del mundo están ubicados en el Neotrópico, y que las expectativas de incremento de la población urbana en esta región triplican la de los países desarrollados (Marzluff *et al.*, 2001), el desarrollo de estrategias de conservación adecuadas en áreas urbanas podría tener un papel decisivo en el mantenimiento o mejoramiento de la diversidad, y en el restablecimiento del vínculo entre seres humanos y naturaleza (Niemelä, 1999; Jensen *et al.*, 2000; Maurer *et al.*, 2000; Clergeau *et al.*, 2001; Fernández & Jokimäki, 2001).

Venezuela es un país tropical megadiverso, con 1.382 especies de aves residentes y migratorias, que representan un 15% del total en el mundo. Valencia es la cuarta ciudad más grande del país (2006; pop. 1.350.000) y uno de sus mayores centros industriales. En los últimos años, el intenso desarrollo urbano que acompaña al crecimiento de la ciudad ha ocasionado que sus áreas verdes sean cada vez más escasas y vulnerables. El área boscosa destinada al desarrollo del Jardín Botánico de la ciudad es un ejemplo de esta problemática. En 1992 presentaba una extensión aproximada de 30 Ha, pero en la actualidad conserva sólo 10 Ha. El área contiene una importante herencia botánica que merece conservarse (220 especies, Delascio, 1995). Esta diversidad botánica es soporte de una variada avifauna (Caula *et al.*, 2003).

El objetivo de este trabajo es contrastar el grupo de aves diurnas registradas en el futuro Jardín Botánico (JB) con el grupo correspondiente al de un parque urbano cercano de tamaño semejante pero con mayor intervención humana, la Plaza Montes de Oca (PMO), en términos de la riqueza taxonómica, composición y frecuencia de registro de las especies. El contraste entre ambos sitios representaría una primera aproximación al posible efecto de la modificación de la condición silvestre actual del Jardín Botánico sobre la composición de la avifauna.

2. Área de Estudio

Las dos sitios de estudio están localizados en la ciudad de Valencia (10°10' N, 68°00' W; los 479 msnm), a una distancia de 0.8 kilómetros. Valencia tiene una superficie aproximada de 1 466 km². El clima es biestacional con un período lluvioso (Mayo-Octubre) y un período seco (Noviembre-Abril). El promedio anual de la precipitación es 977 mm y el promedio de temperatura máxima es 32,6° C y la mínima 18,5° C.

El JB posee tres tipos de hábitat: un bosque tropófilo secundario biestratificado (38,4% del área), con dos lagunas en su interior (1,6%), y dos áreas de herbazal arbolado (60%) ubicadas en los extremos opuestos del jardín (Fig 1). (mayor descripción en Caula *et al.*, 2003). Las especies principales de árboles del jardín son: *Pithecellobium saman*, *Hura crepitans*, *Swietenia macrophylla*, *Erythrina velutina*, *Enterolobium cyclocarpum*, *Cordia alliodora*, todas ellas de origen nativo (Delascio, 1995). La PMO está rodeada por casas de dos pisos con extensas áreas verdes de jardín a su alrededor. En el límite oeste del parque se encuentra una colina (800m) que es un área de restricción urbana (A.R.U.). Hacia el límite este, la plaza es cruzada por una avenida con alta circulación de vehículos. La plaza posee caminerías y bancos. La vegetación consiste principalmente de árboles, arbustos ornamentales y grama (*Paspalum sp.*). Las especies principales de árboles en el área son: *Pithecellobium saman*, *Hura crepitans*, y *Mangifera indica*.

3. Método

En el JB se establecieron cuatro estaciones de muestreo para cubrir los dos hábitats terrestres: bosque (B1 y B2) y herbazal (Ha1 y Ha2). Adicionalmente se colocó una estación de muestreo en la laguna (L) (Fig 1). En la PMO se establecieron cuatro (4) estaciones de muestreo. Debido a que el hábitat es mucho más homogéneo,

el criterio que se utilizó para establecer las estaciones fue el abarcar la mayor parte del área de la plaza. Se realizaron conteos en la mañana desde la salida del sol, en periodos de contaje efectivo de 10 minutos por punto o estación. Cada estación de muestreo fue visitada cinco veces en el período de sequía (Febrero-Abril 2000) y cinco veces en el período lluvioso (Junio-Agosto 2000). Adicionalmente, y en ambas áreas de estudio, toda especie vista u oída fuera del periodo de conteo fue registrada también.

4. Análisis de datos

Se determinó la riqueza total de especies y las especies comunes y exclusivas en cada sitio de estudio. Para cada especie se contabilizó el número de días en que fue vista en cada área, dentro del total de diez (10) días considerados. Este número representa su frecuencia de ocurrencia en el área. Para realizar los análisis cuantitativos seleccionamos aquellas especies que fueron observadas al menos dos veces en cada sitio de estudio. Con el objetivo de cuantificar la contribución y posible interacción de las dimensiones espacio (estación de muestreo) y tiempo (período del año) a la variabilidad de la riqueza, se aplicó la técnica de análisis multivariado de Alatalo & Alatalo (1977).

Se compararon las composiciones de especies en ambos sitios, para todos los pares posibles de estaciones de muestreo en cada época, a través del índice de similitud de Sorensen (diversidad β). De acuerdo a este índice, la similitud S_{ij} entre la colección de especies de la estación i y la colección de la estación j viene dada por $S_{ij} = 2a / (2a + b + c)$, donde “ a ” es el número de especies comunes a las estaciones “ i ” y “ j ”; “ b ” y “ c ” representan el número de especies registradas exclusivamente en las estaciones “ i ” y “ j ”, respectivamente. El índice varía entre 0 y 1. Cuanto más alto su valor, mayor la similitud en la composición de especies entre la pareja de estaciones de muestreo comparadas.



Figura 1. Localización del Jardín Botánico, Urbanización La Granja y de la Plaza Montes de Oca, Urbanización Guaparo, Valencia, Edo Carabobo. Unidades de Muestreo en el Jardín Botánico y la Plaza Monte de Oca. Acrónimos: A.R.U.= área de restricción urbanística. Estaciones de muestreo en el Jardín Botánico= Ha1 herbazal 1, Ha2 herbazal 2, B1 bosque 1, B2 bosque 2 y L laguna. Las estaciones de muestreo en la Plaza Montes de Oca = E1, E2, E3 y E4.

Utilizamos estos valores para calcular los índices medios de semejanza para cada sitio y realizamos una prueba U de Mann-Whitney para comparar estadísticamente estos promedios. Para analizar diferencias en la composición de la comunidad de aves entre los dos sitios realizamos un análisis de correspondencia utilizando datos de presencia/ausencia de las 49 especies en las 9 estaciones de muestreo mediante el programa CANOCO versión 4.52 (Ter Braak & Smilauer 2002).

5. Resultados

Durante el tiempo total de permanencia en los sitios de estudio, registramos un total de 102 especies, 94 en el JB y 50 en la PMO (Tabla 1), esto es, para el JB el 65% de las aves registradas en la ciudad de Valencia (144 especies) y para la PMO el 35% (Caula *et al.*, 2009).

Durante el censo, fueron observadas 49 especies frecuentes en 10 días: 43 especies en JB y 28 especies en el PMO (Tabla 2). Veintiún especies (43%) fueron comunes en ambos parques, veintiún (43%) fueron exclusivas del JB y siete (14%) exclusivas de la PMO.

El análisis multivariado con interacción de Alatalo (Tabla 3), muestra que en el JB, las estaciones de muestreo representan la fuente más grande de variación en la riqueza de especies (Vestación/época=46%), casi cuatro veces el efecto de la época del año (Vépoca/estación=11%). Estos valores incluyen la contribución de la interacción de ambas dimensiones, estación y época (Raxb=7%). En la PMO, las estaciones de

muestreo (Vestación) contribuyen en un 22% a explicar la variación de la riqueza de especies, mientras que el efecto de la época del año (Vépoca) fue del 11%. No se encontró una contribución de la interacción de ambas variables sobre la riqueza en este sitio (I>0). El recambio promedio de especie de sequia a lluvia fue mayor en la PMO (58-81%) que en el JB (27-62%).

Familia	Especie	Acron	Nombre común	Nombre en inglés	Sitio
Cracidae	1 <i>Ortalis ruficauda</i>	Oruf	Guacharaca del Norte	rufous-vented chachalaca	JB
Phalacrocoracidae	2 <i>Phalacrocorax brasilianus</i>	Poli	Cotúa	cormorant	JB
Ardeidae	3 <i>Butorides striata</i>	Bstr	Chicuaco	striated heron	JB
	4 <i>Cochlearius cochlearius</i>	Ccoc	Pato cuchara	boat-billed heron	JB
	5 <i>Nycticorax nycticorax</i>	Nnyc	Guaco	black-crowned night-heron	JB
	6 <i>Bubulcus ibis</i>	Bibi	Garcita garrapatera	cattle egret	JB y PMO
	7 <i>Ardea alba</i>	Ealb	Garza real	great egret	JB
Threskiornithidae	8 <i>Phimosus infuscatus</i>	Pinf	Tara	bare-face ibis	JB y PMO
Cathartidae	9 <i>Coragyps atratus</i>	Catr	Zamuro	black vulture	JB
Accipitridae	10 <i>Accipiter superciliosus</i>	Asup	Gavilan enano	tiny hawk	JB
	11 <i>Buteo magnirostris</i>	Bmag	Gavilan habado	roadside hawk	JB
	12 <i>Buteo nitidus</i>	Bnit	Gavilan gris	gray hawk	JB
Falconidae	13 <i>Caracara cheriway</i>	Cpla	Caricare encrestado	crested caracara	JB
	14 <i>Milvago chimachima</i>	Mchi	Caricare sabanero	yellow-headed caracara	JB y PMO
Rallidae	15 <i>Aramides cajanea</i>	Acaj	Cotara caracolera	gray-necked wood-rail	JB
Charadriidae	16 <i>Vanellus chilensis</i>	Vchi	Alcaraván	southern lapwing	JB
Scolopacidae	17 <i>Actitis macularia</i>	Amac	Playero colector	spotted sandpiper	JB
Columbidae	18 <i>Columbina talpacoti</i>	Ctal	Palomita rojiza	ruddy ground-dove	JB
	19 <i>Columbina squamata</i>	Csqu	Maraquita	scaled dove	JB y PMO
	20 <i>Patagioenas cayannensis</i>	Ccay	Paloma colorada	pale-vented pigeon	JB
	21 <i>Leptotila verreauxi</i>	Lver	Paloma turca	white-tipped dove	JB
Psittacidae	22 <i>Ara severa</i>	Asev	Guacamaya Maracana	chestnut-fronted macaw	JB y PMO
	23 <i>Aratinga pertinax</i>	Aper	Lorito cara sucia	brown-throated parakeet	JB y PMO
	24 <i>Forpus passerinus</i>	Fpas	Periquito	green-rumped parrotlet	JB y PMO
	25 <i>Brotogeris jugularis</i>	Bjug	Churica (arrocero)	orange-chinned parakeet	JB y PMO
	26 <i>Amazona ochrocephala</i>	Aoch	Loro Real	yellow-headed parrot	JB y PMO
	27 <i>Amazona amazonica</i>	Aama	Loro guaro	orange-winged parrot	JB y PMO
Cuculidae	28 <i>Piaya cayana</i>	Pcay	Piscua	squirrel cuckoo	JB y PMO
	29 <i>Crotophaga ani</i>	Cani	Garrapatero común	smooth-billed ani	JB
Apodidae	30 <i>Chaetura cinereiventris</i>	Ccin	Vencejo lomiblanco	band-rumped swift	JB y PMO
	31 <i>Tachornis squamata</i>	Tsqu	Tijereta		JB y PMO
Trochilidae	32 <i>Anthracothorax nigricollis</i>	Anig	Colibri pechinegro	black-throated mango	JB y PMO

Continuación Tabla 1

Familia	Especie	Acro	Nombre común	Nombre en inglés	Sitio
Trochilidae	32 <i>Anthracothorax nigricollis</i>	Anig	Colibri pechinegro	black-throated mango	JB y PMO
Alcedinidae	33 <i>Chloroceryle amazona</i>	Cama	Martin pescador matraquero	amazon kingfisher	JB
	34 <i>Chloroceryle americana</i>	Came	Martin pescador	greenn kingfisher	JB
Galbulidae	35 <i>Galbula ruficauda</i>	Gruf	Colibrí montañero	rufous-tailed jacamar	JB y PMO
Bucconidae	36 <i>Hypnelus ruficollis</i>	Hruf	Bobito	russet-throated puffbird	JB
Picidae	37 <i>Picumnus squamulatus</i>	Psqu	Telegrafista	scaled piculet	JB y PMO
	38 <i>Melanerpes rubricapillus</i>	Mrub	Carpintero habado	red-crowned woodpecker	JB y PMO
	39 <i>Veniliornis kirkii</i>	Vkir	Carpintero rabadilla roja	red-rumped woodpecker	JB
	40 <i>Colaptes punctigula</i>	Cpun	Carpintero pechipunteado	spot-breasted woodpecker	JB y PMO
	41 <i>Dryocopus lineatus</i>	Dlin	Carpintero Real	lineated woodpecker	JB y PMO
Furnariidae	42 <i>Synallaxis albescens</i>	Salb	Guitío gargantiblanco	pale-breasted spinetail	JB
	43 <i>Phacellodomus rufifrons</i>	Pino	Guaití	plain fronted thornbird	JB
	44 <i>Xiphorhynchus sp</i>	Xsp	Trepapalos	woodcreeper	JB y PMO
Rallidae	45 <i>Campylorhamphus trochilir</i>	Ctro	Trepapalos pico de garfio	red-billed scythebill	JB
Thamnophilidae	46 <i>Taraba major</i>	Tmaj	Batara mayor	great antshrike	JB
	47 <i>Sakesphorus canadensis</i>	Scan	Pavita hormiguera	black-crested antshrike	JB
	48 <i>Thamnophilus doliatus</i>	Tdol	Pavita Hormiguera	barred antshrike	JB
	49 <i>Formicivora grisea</i>	Fgri	Coicorita	white-fringed antwren	JB
Tyrannidae	50 <i>Elaenia flavogaster</i>	Efla	Copetoncito	yellow-bellied elaenia	JB y PMO
	51 <i>Atalotriccus pilaris Hemitriccus</i>	Apil	Atrapamoscas pigmeo	pale-eyed pygmy-tyrant	PMO
	52 <i>margaritaceiventer</i>	Hmar	Pico chato vientre perla	Pearly-vented Tody-Tyrant	JB
	53 <i>Todirostrum cinereum</i>	Tcin	Titiriji lomizenizo	common tody-flycatchers	JB y PMO
	54 <i>Todirostrum cinereum</i>	Tsp	Pico chato corona gris	flycatchers	JB
	55 <i>Machetornis rixosus</i>	Mrix	Atrapamoscas jinete	cattle tyrant	JB y PMO
	56 <i>Myiozetetes cayanensis</i>	Mcay	Atrapamoscas pechiamarillo	rusty-margined flycatcher	JB y PMO
	57 <i>Myiozetetes similis</i>	Msim	Pitirre copete rojo	social flycatcher	PMO
	58 <i>Phelpsia inornata</i>	Phino	Atrapamoscas barbiblanco	white-bearded flycatcher	JB y PMO
	59 <i>Pitangus sulphuratus</i>	Psul	Cristofué	great kiskadee	JB y PMO
	60 <i>Myiodynastes maculatus</i>	Mma	Gran atrapamoscas listado	streaked flycatcher	JB y PMO
	61 <i>Tyrannus melancholicus</i>	Tmel	Pitirri chicharrero	tropical kingbird	JB y PMO
	62 <i>Tyrannus savana</i>	Tsav	Atrapamoscas tijereta	fork-tailed flycatcher	JB y PMO
	63 <i>Myiarchus sp</i>	Msp	Atrapamoscas pecho gris	flycatchers	JB
Tityridae	64 <i>Tityra inquisitor</i>	Tinq	Bacaco pequeño	black-crowned tityra	JB
Vireonidae	65 <i>Vireo olivaceus</i>	Voli	Juan chivi ojirrojo	red-eyed vireo	PMO
Hirundinidae	66 <i>Progne sp</i>	Psp	Golondrina	martin	JB y PMO
Troglodytidae	67 <i>Troglodytes aedon</i>	Taed	Cucarachero común	house wren	JB y PMO
	68 <i>Thryothorus leucotis</i>	Tleu	Cucarachero franquileonado	buff-breasted wren	JB
Poliptilidae	69 <i>Poliptila plumbea</i>	Pplu	Chirito de chaparral	tropical gnatcatcher	JB y PMO
	70 <i>Ramphocaenus melanurus</i>	Rmel	Chirito picon	long-billed gnatwren	JB y PMO
Turdidae	71 <i>Turdus leucomelas</i>	Tleu	Paraulata montañera	pale-breasted thrush	PMO

Continuación Tabla 1

Familia	Especie	Acro	Nombre común	Nombre en inglés	Sitio
	72 <i>Turdus nudigenis</i>	Tnud	Paraulata ojo de Candil	bared-eyed thrush	JB y PMO
Mimidae	73 <i>Mimus gilvus</i>	Mgil	Paraulata Llanera	tropical mockingbird	JB y PMO
Thraupidae	74 <i>Schistoclamys melanopsis</i>	Smel	Cara negra	black-face tanager	PMO
	75 <i>Tachyphonus luctuosus</i>	Tluc	Frutero negro	white-shouldered tanager	PMO
	76 <i>Tachyphonus rufus</i>	Truf	Chocolatero	white-lined tanager	JB
	77 <i>Thraupis episcopus</i>	Tepi	Azulejo de jardín	blue-gray tanager	JB y PMO
	78 <i>Tangara cayana</i>	Tcay	Tangara monjita	burnished-buff tanager	PMO
	79 <i>Tersina viridis</i>	Tvir	Azulejo golondrina	swallow-tanager	PMO
	80 <i>Conirostrum leucogenys</i>	Cleu	Mielerito	white-eared conebill	JB y PMO
	81 <i>Coereba flaveola</i> *	Cfla	Reinita	bananaquit	JB y PMO
	82 <i>Tiaris bicolor</i> *	Tbic	Tordillo común	black-faced grassquit	JB
	83 <i>Saltator coerulescens</i> *	Scoe	Lechocero ajicero	grayish saltator	JB
	84 <i>Saltator striatipectus</i> *	Salb	Lechocero pechirayado	streaked saltator	JB
Emberizidae	85 <i>Sicalis citrina</i>	Scit	Canarito	striped-tailed yellow-finch	JB
	86 <i>Sicalis flaveola</i>	Sfla	Canarito de tejado	saffron finch	JB y PMO
	87 <i>Volatinia jacarina</i>	Vjac	Chirrí	blue-black grassquit	JB
	88 <i>Sporophila intermedia</i>	Sint	Espiguerito pico de plata	gray seedeater	JB
	89 <i>Sporophila lineola</i>	Slin	Espiguerito bigotudo	lined seedeater	JB
	90 <i>Sporophila nigricollis</i>	Snig	Espiguerito ventriamarillo	yellow-bellied seedeater	JB
	91 <i>Sporophila minuta</i>	Smin	Espiguerito canelillo	ruddy-breasted seedeater	JB
Parulidae	92 <i>Dendroica petechia</i>	Dpet	Canario de mangle	yellow warbler	JB
	93 <i>Setophaga ruticilla</i>	Srut	Candelita migratoria	american redstart	JB
	94 <i>Geothlypis aequinoctialis</i>	Gaeq	Reinita equinoccial	masked yellowthroat	JB y PMO
Icteridae	95 <i>Psarocolius decumanus</i>	Pdec	Conoto negro	crested oropendola	JB y PMO
	96 <i>Icterus nigrogularis</i>	Inig	Gonzalito	yellow oriole	JB y PMO
	97 <i>Gymnomystax mexicanus</i>	Gmex	Tordo maicero	oriole blackbird	JB y PMO
	98 <i>Chrysomus icterocephalus</i>	Aict	Turpial de agua	yellow-hooded blackbird	JB
	99 <i>Molothrus bonairensis</i>	Mbon	Tordo mirlo	shiny cowbird	JB y PMO
	100 <i>Quiscalus lugubris</i>	Qlug	tordito negro	carib grackle	JB y PMO
Fringilidae	101 <i>Carduelis psaltria</i>	Cpsa	Jilguerito triguerito	dark-backed goldfinch	JB y PMO
	102 <i>Euphonia plumbea</i>	Eplu	Fruteriro plumizo	plumbeous euphonia	JB y PMO

Tabla 1. Lista de aves registradas en el Jardín Botánico y la Plaza Montes de Oca, Valencia, Edo Carabobo. Taxonomía según Remsen *et al.* 2011. * para la inclusión en Thraupidae de *Coereba*, *Tiaris* y *Saltator* se siguió a Klicka *et al.* 2007

Es de resaltar que la época del año contribuye en mayor porcentaje a explicar la variación de especies en la PMO que en el JB (25%-11%). Por el contrario, la variación en las estaciones de muestreo contribuye en mayor medida a explicar la riqueza del JB en comparación con la PMO (46%-37%). Los índices de similitud de Sorensen entre estaciones

(Tabla 4) fueron mayores para la PMO en las dos épocas del año. El menor índice de similitud se encontró en el JB en época de lluvia y el mayor en la PMO en época de sequía. La diferencia entre los promedios de similitud es estadísticamente significativa (Prueba de Mann-Whitney: Estadístico $U = 73, n_1 = 12, n_2 = 20, p < 0,05$).

	JB												PMO													
	Sequia						Lluvia						Sequia						Lluvia							
	Ha1	Ha2	B1	B2	L	T	Ha1	Ha2	B1	B2	L	T	To	E1	E2	E3	E4	T	To	E1	E2	E3	E4	T	To	
Ambos sitios	1 Psul					5						5	10													
	2 Taed					5						5	10												1	2
	3 Tepi					5						3	8												4	8
	4 Mrub					4						3	7												4	8
	5 Tnid					3						3	6												4	8
	6 Cleu					3						2	5												2	4
	7 Efla					3						2	5												2	3
	8 Cfla					3						1	4												4	6
	9 Asev					2						1	3												3	7
	10 Fpas					1						2	3												3	6
	11 Mchi					2						1	3												2	4
	12 Scoe					2						1	3												1	2
Sequia	13 Bibi					1						1												3	3	
Sequia JB	14 Aama					2						2												1	2	
	15 Aoch					2						2												3	4	
	16 Ssqu					2						2												2	3	
Sequia PMO	17 Tmel					1						1	2											3	3	
	18 Inig					5						2	7											1	1	
Lluvia JB	19 Qlug											2	2											1	2	
	20 Gmex											2	2											3	5	
	21 Sfla											1	1											3	5	
Exclusivas JB	22 Pino					5						4	5													
	23 Tdol					3						4	7													
	24 Tleu					3						4	7													
	25 Tcin					3						2	5													
	26 Cani					2						2	4													
	27 Mino					3						1	4													
	28 Bnit					2						1	3													
	29 Tmaj					1						2	3													
	30 Psqu					1						1	2													
	31 Bstr					1						1	2													
	32 Came					1						1	2													
	33 Ccoc					1						1	2													
	34 Pinf					1						1	2													
	Sequia JB	35 Ggal					1						1													
36 Scan						1						1														
37 Tbic						1						1														
Lluvia JB	38 Bmag											2	2													
	39 Ctal											2	2													
	40 Oruf											2	2													
	41 Snig											1	1													
	42 Vjac											1	1													
Exclusivas PMO	43 Mgil																									
	44 Phino																									
	45 Pdec																									
	46 Mrix																									
	47 Tfla																									
	48 Tver																									
	49 Cpsa																									
TOTAL especies	12	16	18	18	22	34	18	14	11	18	17	35	42	16	18	14	13	26	18	13	17	8	24	28		

Tabla 2. Frecuencia de ocurrencia de las especies registradas en cada área de estudio en lluvia y sequía. Número de días en que cada especie fue registrado en escala de grises:

[Días 5 (negro), 4 (gris oscuro), 3 (gris medio), 2 (gris claro), 1 (blanco)]

T= total de estaciones de muestreo en que la especie fue observada en cada estación. To= Total de estaciones de muestreo en que la especie fue observado durante todo el año. Estaciones de muestreo en el Jardín Botánico= Ha1 herbazal 1, Ha2 herbazal 2, B1 bosque 1, B2 bosque 2 and L laguna. Las estaciones de muestreo en la Plaza Montes de Oca = E1, E2, E3 y E4. Ver acrónimos en Tabla 1. TOTAL especies = número total de especies observadas por estación de muestreo, época y área de estudio.

hábitats similares (p.e. B1-B2: 0,69, B1-L: 0,68) comparten un mayor número de especies en comparación con las estaciones ubicadas en hábitats

diferentes (p.e. B2- Ha2: 0,31). En la plaza Montes de Oca, la similitud de especies entre parejas de estaciones fue siempre alta en ambas épocas del año

Jardín Botánico						
Estación	Sequia	Lluvia	Rmedia/época	Rtotal	Dif	Reemplazo
Ha1	12	18	15,0	21	6,0	57,1%
Ha2	15	14	14,5	21	6,5	61,9%
B1	16	11	13,5	18	4,5	50,0%
B2	16	10	13,0	15	2,0	26,7%
L	22	17	19,5	23	3,5	30,4%
Rmedia/estación	16,20	14,00	▶ 15,1	19,6	▶ 4,5	
Rtotal	34	35	34,50	42	7,5	
Dif=Rt-Rmedia	17,80	21,00	▶ 19,4	22,4		
R	42	100,0%				
R..media	15,1	36,0%				
Vtotal	26,9	64,0%				
Vestación/época	19,4	46,2%				
Vépoca/estación	4,5	10,7%				
Raxb	3,0	7,1%				
Vestación	22,4	53,3%				
Vépoca	7,5	17,9%				
Iépoca/estación	0,89					

PMO						
Estación	Sequia	Lluvia	Rmedia/época	Rtotal	Dif	Reemplazo
E1	15	19	17,0	24	7,0	58,3%
E2	18	13	15,5	26	10,5	80,8%
E3	14	17	15,5	22	6,5	59,1%
E4	13	8	10,5	15	4,5	60,0%
Rmedia/Unidad	15,00	14,25	▶ 14,6	21,8	7,1	
Rtotal	26	24	▶ 25,00	28		
Dif=Rt-Rmedia	11,00	9,75	▶ 10,4	6,3		
R	28	100,0%	▶			
R..media	14,6	52,1%				
Vtotal	13,4	47,9%				
Vestación/época	10,4	37,1%				
Vépoca/estación	7,1	25,4%				
Raxb	-4,1	-14,7%				
Vestación	6,3	22,3%				
Vépoca	3,0	10,7%				
Iépoca/estación	1,31					

Tabla 3: Riqueza de especies de acuerdo a la estación de muestreo y período del año. Rtotal = riqueza marginal en cada estación de muestreo o período del año; Rmed = riqueza promedio en cada estación de muestreo o período del año; Dif = Rtotal-Rmed; Reemplazo = (Dif*2/Rtotal)*100

	JB		PMO	
	Sequia	Lluvia	Sequia	Lluvia
Promedio	0,54	0,42	0,66	0,61
Min.	0,31	0,24	0,57	0,48
Máx.	0,69	0,57	0,83	0,78
Recorrido	0,38	0,33	0,26	0,30
Desv. Stand	0,12	0,12	0,09	0,10
CV	23%	27%	14%	17%

Tabla 4. Estadísticos descriptivos del coeficiente de similitud de Sorensen entre parejas de estaciones de muestreo para cada periodo del año.

(min. 0,48 – máx. 0,83).

El diagrama de dispersión del análisis de correspondencia (Fig. 2) muestra que la colección de aves registrada en el JB es diferente de la colección de aves de la PMO. En JB, las especies registradas en el bosque y la laguna aportaron la mayor contribución para la discriminación entre ambos sitios de estudio (valores positivos en el eje I) p.e: *B. striatus*, *C. americana*, *C. cochlearius*, *T. major*, *S. canadiensis*, *G. galbula*, *T. cinereus*. El eje II divide la laguna del herbazal y los bosques, y la estación de muestreo E4 de las otras estaciones de la PMO. La comunidad de aves de la Plaza Montes de Oca se observa más agrupada sobre el eje I y II, mientras que la comunidad del JB muestra una diferenciación de las especies que utilizan cada hábitat.

El diagrama correspondiente a la época de sequía muestra un resultado similar (Fig. 3). Sin embargo, en el periodo de lluvia se observa que las estaciones del herbazal no se diferencian de las estaciones de la plaza Montes de Oca (valores cercanos a cero o negativos en el eje I). La laguna se mantiene separada de las otras estaciones del JB y la PMO en los dos periodos del año.

6. Discusión

Nuestros resultados muestran una mayor riqueza de especies en el JB que en la PMO. Ambas

áreas de estudio están sumidas en la misma matriz urbana, están cercanas y tienen aproximadamente la misma superficie, en consecuencia sus diferencias son debidas a factores diferentes a estos últimos. El JB tiene una mayor heterogeneidad de hábitat, amplia cobertura vegetal, una vegetación con mayor complejidad estructural y una flora predominantemente nativa. Por el contrario, la PMO tiene una vegetación mayormente arbustiva ornamental, los estratos intermedios fueron eliminados y la cobertura foliar es reducida.

A pesar que la PMO, tiene una extensa área de restricción urbanísticas (ARU) adyacente, que pueden funcionar como fuentes de especies para ese hábitat sumidero, la homogeneidad ambiental parece ser un factor importante que afecta la riqueza de aves. Fernández & Jokimäki (2001) establecen que el factor más importante para mantener la diversidad de especies, sobre todo en parques pequeños es la complejidad del hábitat. Más especies con diferentes requerimientos de hábitat pueden hacer uso de una mayor diversidad en la composición florística. Así mismo, los parques más antiguos que tienen estructuras de hábitat más complejas permiten que especies con requerimientos específicos de hábitat hagan uso de substratos alternativos que no se encuentran en parques más jóvenes. Adicionalmente, Gavareski (1976) reporta que alterar la vegetación nativa en los parques ocasiona un aumento del número de especies asociadas al hombre y una disminución de

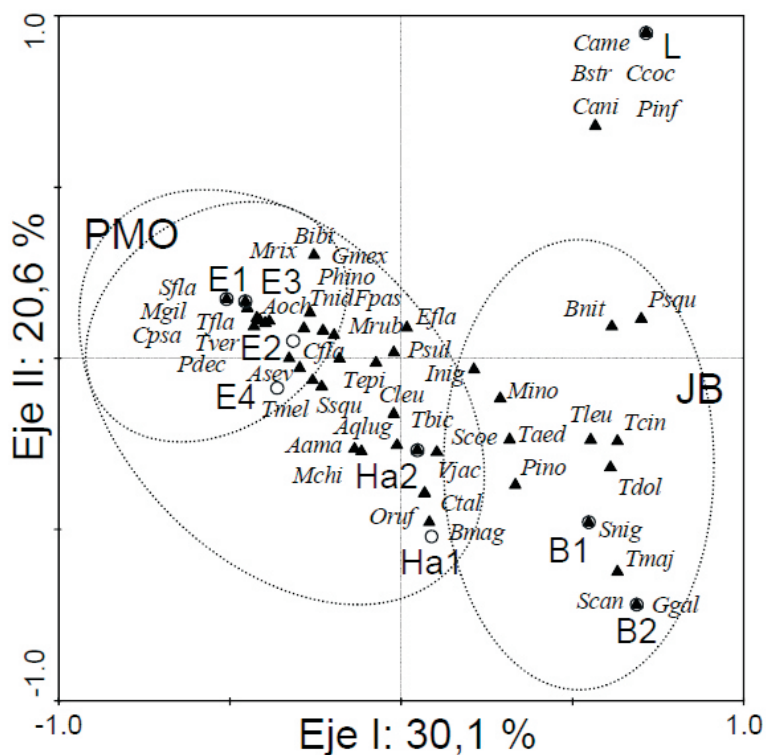


Figura 2. Diagramas de dispersión del análisis de correspondencia en los dos sitios de estudio para todo el año (49 especies, 9 estaciones de muestreo). Porcentaje acumulado de la varianza en el eje I y II = 50,7%. Abreviaciones: Estaciones de muestreo en el JB = Ha1 herbazal 1, Ha2 herbazal 2, B1 bosque 1, B2 bosque 2 y L laguna. Estaciones de muestreo en la Plaza Montes de Oca = E1, E2, E3 y E4:

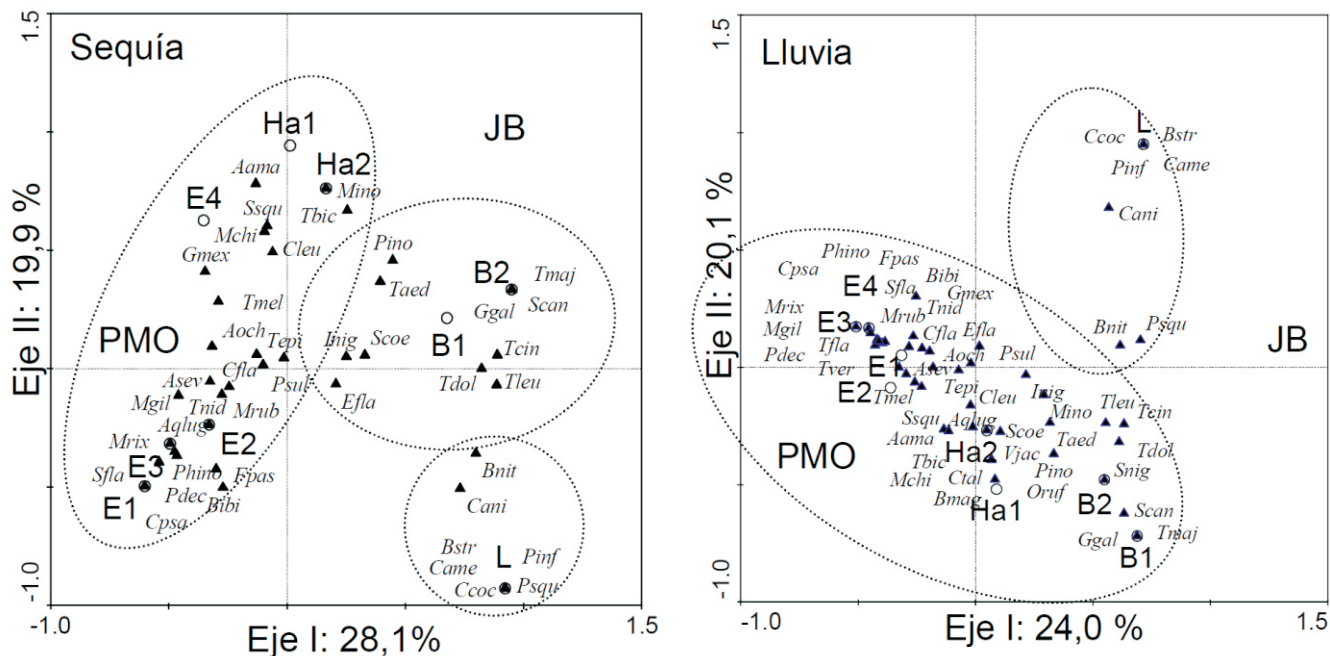


Figura 3. Diagramas de dispersión de los análisis de correspondencia en las épocas de sequía (izquierda) y lluvia (derecha) (49 especies, 9 estaciones de muestreo). Porcentaje acumulado de la varianza en el eje I y II = 47,0%. Abreviaciones: Estaciones de muestreo en el JB = Ha1 herbazal 1, Ha2 herbazal 2, B1 bosque 1, B2 bosque 2 y L laguna. Estaciones de muestreo en la Plaza Montes de Oca = E1, E2, E3 y E4

especies no urbanas, lo que ocasiona una homogenización de especies y la consecuente disminución de la biodiversidad.

Otro factor importante es que el área destinada al JB no ha sido aún intervenida con ningún tipo de construcción recreativa o caminerías, bancos, etc., y no estaba abierta al público en el momento del estudio. A diferencia de esto en la PMO aproximadamente el 20% del área está pavimentada y es activamente utilizada por los vecinos de la zona. Sumado a esto, la PMO posee más linderos expuestos al tráfico automotor y pedestre en comparación con el JB. La alta frecuencia de visitantes en parques urbanos disminuye la riqueza de aves así como la posibilidad de reproducción de las mismas (Fernández & Jokimäki, 2001). La perturbación humana tiene efectos parecidos a la perturbación por depredadores. Ciertos niveles de ruido incrementan el estrés y reducen la posibilidad de comunicación vocal de las aves (Slabbekoorn & Peet, 2003; Rios, 2009) y el efecto de la contaminación del aire puede ocasionar la disminución de los insectos disponibles como alimento (Tapio *et al.*, 1997).

El JB posee dos cuerpos de agua permanentes que tiene asociadas un grupo de especies no comunes en parques o áreas urbanas, tales como, *C. cochlearius*, *B. virescens* y *C. americana*.

En la PMO encontramos menorriqueza de especies, pero mayor abundancia relativa de la especies más comunes en la época de sequía. Este resultado coincide con algunos estudios realizados en áreas urbanas de países templados en las cuales la abundancia relativa de las especies sinantrópicas puede ser mayor en niveles de urbanización intermedios debido a la disponibilidad de alimentadores artificiales y residuos humanos. (Jokimäki & Suhonen, 1998; Caula *et al.*, 2008).

La PMO y los jardines de las casa contiguas poseen sistemas de riego que mantienen el área verde todo el año. En la época de sequía cuando los recursos en las áreas naturales circundantes son escasos, en la PMO están disponibles. Ese aumento de riqueza relativa en la época más adversa del año no se observa en el JB. Esto parece ser un indicio que la PMO es utilizada en sequía y abandonada por un número significativo de especies en la época más benigna del año cuando los recursos de las montañas aledañas no intervenidas (A.R.U.) están disponibles.

En el JB se observa una dinámica muy interesante de utilización del área. Hay un marcado recambio de especies entre la época de lluvia y sequía dentro del área. En sequía, se observa la disminución de especies en los herbazales y el aumento en el bosque. En lluvia el fenómeno se invierte. Las especies parecen moverse de un hábitat a otro de acuerdo a la disponibilidad de recursos. También se observa la llegada de especies nuevas al área en las diferentes épocas del año.

El cambio en la época del año afecta de forma diferente a las diferentes estaciones y esto, junto a la presencia de fuentes de agua permanentes, parece ser la causa principal de la gran diversidad de especies observadas.

7. Conclusión

El área natural destinada al JB es asiento de una importante riqueza de aves, por encima de las 90 especies registradas. Esta riqueza parece ser producto de la mayor heterogeneidad espacial y temporal, de la existencia de un bosque secundario con dos estratos y una amplia cobertura vegetal, de la presencia de dos lagunas y de la poca perturbación humana. Es importante destacar que muchas de las especies exclusivas del JB están asociadas a la vegetación boscosa y a la laguna. Así mismo, la cercanía del JB a los canales de agua que conectan con el río Cabriales funciona como

corredor para especies restringidas a ambientes acuáticos. Planes futuros de desarrollo del JB deben contemplar la conservación del paisaje natural, manteniendo intacta la vegetación boscosa y las lagunas existentes e introduciendo sólo especies nativas. Este tipo de desarrollo ayudaría a conservar la valiosa biodiversidad existente, la cual constituye un valor recreativo agregado para el JB. La conservación de la avifauna en esta área permitiría promover el conocimiento de la avifauna autóctona por parte de los habitantes de la ciudad de Valencia.

8. Bibliografía

- Alatalo, R & R Alatalo. (1977). Components of diversity: Multivariate analysis with interaction. *Ecology*. 58(4):900-906.
- Berry, J. (1990) "Urbanization". In: *The earth as transformed by Human Action* (B. Turner II, W. Clark, R. Kates, J. Richards, J. Matthews & W. Meyer, Eds.), 103–119.
- Cambridge University Press with Clark University. Cambridge. Blair, R. (1996). Land-usage and avian species diversity along an urban gradient. *Ecol. App.* 6(2): 506–519.
- Caula, S., R. De Nóbrega, & S. Giner. (2003). La diversidad de aves como elemento de una estrategia de conservación del Jardín Botánico de Valencia, Venezuela. *Acta. Biol. Venez.* 23(1): 1-13.
- Caula, S., P., Marty, & J. Martin. (2008). Seasonal variation in species composition of an urban bird community in Mediterranean France. *Lands. Urb. Plan.* 87(1): 1–9.
- Caula, S., E. Mujica & M. Quiroga (2009). Lista preliminar de las aves de Valencia, Edo Carabobo, Venezuela. I Congreso Venezolano de Ornitología. Barquisimeto. Venezuela.
- Caula, S., C. Sirami, P. Marty, & J. Martin. (2010). Value of an urban habitat for the native Mediterranean avifauna. *Urb. Ecosyst.* 13(1): 73–89.
- Clergeau, P., J. Savard, G. Mennechez & G. Falardeau (1998). Bird abundance and diversity along an urban–rural gradient: a comparative study between two cities on different continents. *The Condor*. 100(3):413–425.
- Clergeau, P., Jokimaki, J. & J. Savard. (2001). Are urban bird communities influenced by the bird diversity of adjacent landscapes? *J. Appl. Ecol.* 38(5): 1122–1134.
- Delascio, F., R Hurtado & L Hurtado. (1995). Jardín Botánico de Valencia Dr José Saer D'Eguert. *Organo divulgativo Fundación Jardín Botánico de Valencia*. 1: 3-9.
- Díaz, I. & J. Armesto. (2003). La conservación de las aves silvestres en ambientes urbanos de Santiago. *Ambiente y Desarrollo*. 19(2): 31-38.
- Fernández E. & J. Jokimaki. (2001). A habitat island approach to conserving birds in urban landscapes: case studies from southern and northern Europe. *Biodivers. Conserv.* 10(12): 2023–2043.
- Garitano, Á. & P. Gismondi (2003). Variación de la riqueza y diversidad de la ornitofauna en áreas verdes urbanas de las ciudades de La Paz y El Alto (Bolivia). Instituto de Ecología. Unidad de Zoología de La Paz y El Alto (*Colección Boliviana de Fauna*).
- Gavareski, C. (1976). Relation of park size and vegetation to urban bird populations in Seattle, Washington. *The Condor*. 78(3):375-382.
- Jensen, M., B. Pearson, S. Guldager, U. Reeh & K. Nilsson. (2000). Green structure and sustainability: developing a tool for local planning. *Landscape Urban Planning*. 52(2-3): 117–133.

monophyletic Cardinalini: a molecular perspective. *Mol Phylogenet Evol.* 45(3): 1014-32.

Leveau, L. & C. Leveau (2004). Comunidades de aves en un gradiente urbano de la ciudad de mar del plata, Argentina. *Hornero.* 19(1): 13-21.

Marzluff, J., R. Bowman & R. Donnelly. (2001). *Avian Ecology and Conservation in an Urbanizing World.* Kluwer Academic Publishers, Massachusetts, USA.

Maurer, U., T. Peschel & S. Schmitz. (2000). The flora of selected urban landuse types in Berlin and Potsdam with regard to nature conservation in cities. *Landscape Urban Planning.* 46(4): 209-215.

McDonnell, M. & S. Pickett (1990). Ecosystems structure and function along urban-rural gradients: an unexploited opportunity for ecology. *Ecology.* 71(4): 1232-1237.

Mendonça, L. & L. Dos Anjos (2005). Beija-flores (Aves, Trochilidae) e seus recursos florais em uma área urbana do Sul do Brasil. *Rev. Bras. Zool.* 22(1): 51-59.

Niemelä, J. (1999). Ecology and urban planning. *Biodivers. Conserv.* 8(1): 119-131.

Remsen, J., C. Cadena, A. Jaramillo, M. Nores, J. Pacheco, J. Pérez, M. Robbins, F. Stiles, D. Stotz, & K. Zimmer. Version. A classification of the bird species of South America. American Ornithologists' Unio. <http://www.museum.lsu.edu/~Remsen/SAC/CBaseline.html>. (31/03/2011).

Rios, A. (2009). Bird song: the interplay between urban noise and sexual selection. *Oecol. Bras.*

13(1): 153-164.

Rivera, H. (2006). Composición y estructura de una comunidad de aves en un área suburbana en el suroccidente Colombiano. *Ornitología Colombiana.* 4: 28-38.

Slabbekoorn, H & M. Peet. (2003). Birds sing at a higher pitch in urban noise. *Nature.* 424(6946): 267-267.

Tapio, E., E. Lehtikoinen & T. Pohjalainen. (1997). Pollution-related variation in food supply and breeding success in two holarctic passerines. *Ecology.* 78(4): 1120-1131.

Ter Braak, C. & P. Smilauer. (2002). CANOCO Reference manual and Canodraw for Windows user's guide: Software for Canonical Community Ordination (version 4.5). Microcomputer Power, Ithaca, NY, USA. 500 pp.

Weber, C. & A. Gutiérrez (1985) "Áreas silvestres protegidas". In: *Medio ambiente en Chile* (F. Soler, Ed.), 141-163. Ediciones. Universidad Católica de Chile. Santiago. Chile.

DIVERSIDAD DE PECES CRIPTOBENTÓNICOS ARRECIFALES EN LAS ISLETAS DE PÍRITU, EDO. ANZOÁTEGUI, VENEZUELA

Cryptobenthic coral reef fishes diversity at Isletas de Píritu, Anzoátegui State, Venezuela

JOSÉ G. RODRÍGUEZ Q.

Departamento de Biología, Facultad de Ciencias y Tecnología, Universidad de Carabobo, Valencia, Venezuela.

jgrodrigu@uc.edu.ve.

Fecha de Recepción: 24/04/2010, **Fecha de Revisión:** 17/01/2011, **Fecha de Aceptación:** 09/03/2011

Resumen

El objetivo de este trabajo fue determinar la estructura de la comunidad de peces criptobentónicos asociados a los ambientes coralinos que rodean las Isletas de Píritu, como una primera contribución sobre la diversidad de este grupo para la zona. Se realizaron censos visuales a lo largo de banda transectas de 10x2 m a diferentes profundidades y se registraron 15 especies en cinco familias (3 Blenniidae, 3 Chaenopsidae, 3 Labrisomidae, 1 Tripterygiidae y 5 Gobiidae). La familia Chaenopsidae fue la más importante en términos de abundancia, seguida por la Gobiidae y Blenniidae. Es probable que las características de estos ambientes, representados por arrecifes someros, este determinando estos resultados, donde la dominancia de la familia Chanopsidae ya ha sido reportada en este tipo de ambientes para otras localidades, lo cual se explica por la especificidad y grado de asociación que mantienen con el entorno arrecifal.

Palabras claves: Diversidad, Isletas de Píritu, Peces criptobentónicos, Venezuela.

Abstract

The aim of the present study was to establish the community structure of cryptobenthic fishes associated with reefs at the Isletas de Píritu, as a first contribution to the diversity knowledge of this group in the area. Visual censuses were done employing band transects of 10x2 m in the depth gradient and 15 species were registered in 5 families (3 Blenniidae, 3 Chaenopsidae, 3 Labrisomidae, 1 Tripterygiidae y 5 Gobiidae). Chaenopsidae family was the most abundant group, followed by Gobiidae and Blenniidae. At this sense, probably the characteristics of this environment, represented by shallow reef, explain this result, where the dominance of Chaenopsidae family in shallow reef has been reported in other localities, due to the specificity and association degree of this small fishes with coral reef environment.

Keywords: Cryptobenthic Fishes, Diversity, Isletas de Píritu, Venezuela.

1. Introducción

Los peces criptobentónicos representan uno de los grupos más diversos y estrechamente relacionados al ambiente arrecifal (Cervigón & Alcalá, 1997), sin embargo no están bien representados en los trabajos de caracterización íctica regionales (Bellwood & Hughes, 2001) debido principalmente a sus características crípticas y pequeño tamaño (Ackerman & Belwood, 2000; Willis, 2001), aunque con un poco de experiencia los mismos pueden ser identificados en el campo para ser incorporados en estas caracterizaciones (González, 2003; Rodríguez, 2008; Rodríguez, 2010).

A pesar de la falta de información sobre este grupo de la ictiofauna, recientes estudios han permitido establecer patrones de distribución de estos pequeños peces, los cuales están relacionados a las diferentes zonas del arrecife, probablemente determinado por la especificidad de uso de hábitat que ellos mantienen en estos ambientes (Rodríguez, 2010). Esto determina la necesidad de incorporar a estos peces crípticos en los trabajos de caracterización, ya que podrían ser claves a la hora de buscar relaciones con el ambiente, lo que en la actualidad es importante dado el creciente deterioro al que están siendo sometidos los arrecifes coralinos.

En tal sentido se plantea como objetivo de este estudio realizar un primer aporte al conocimiento de la diversidad de peces criptobentónicos asociados a los arrecifes coralinos de las Isletas de Píritu, Edo. Anzoátegui, Venezuela.

2. Materiales y Métodos

Se realizó una salida de campo de una semana de duración (7 días) durante el mes de octubre de 2008 a las Isletas de Píritu, Edo. Anzoátegui. En cada isleta se seleccionaron 4 puntos de muestreo ubicados sobre ambientes

arrecifales (Fig. 1), en los cuales se censaron estos peces a lo largo de banda transectas de 10x2 m, ubicadas en los estratos de profundidad de 1, 3 y 6 m, dada la condición somera de estos arrecifes.

En cada estrato de profundidad se evaluaron tres transectas separadas entre sí por 10 m, lo que permite una mejor aproximación dada la heterogeneidad de estos sistemas. A lo largo de cada banda transecta se evaluó el número de individuos de cada una de las especies de peces criptobentónicos, revisando minuciosamente los diferentes sustratos arrecifales.

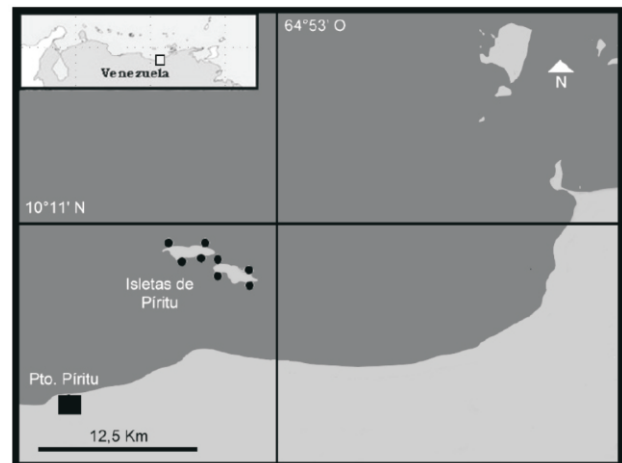


Fig. 1. Localidad de estudio. Arrecifes trabajados ●

Cada individuo fue identificado en campo empleando sus características morfológicas y ciertas pautas etológicas (Cervigón, 1994; Humann & Deloach, 2002; Ramírez & Cervigón, 2003). Simultáneamente a los censos visuales, se colectaron algunos ejemplares por especie en los casos en que esto fue necesario, para verificar la identidad de los mismos en el laboratorio.

Para las capturas se empleó como método la succión y/o redes de mano, siguiendo la metodología propuesta por Rodríguez (2008). Los ejemplares fueron fotografiados y preservados en formaldehído al 10% para su posterior identificación. Estos ejemplares fueron depositados en la colección de peces crípticos de la Universidad de Carabobo (CPCUC). Es de

destacar que para ciertas especies, dado su tamaño y características diagnósticas bien definidas, no se hace necesaria la captura para verificar su identidad.

3. Resultados

3.1. Riqueza de especies

La comunidad de peces criptobentónicos estuvo representada por 15 especies pertenecientes a cinco familias, de las cuales tres pertenecen a la familia Blenniidae, tres a la Chaenopsidae, tres a la Labrisomidae, una a la Tripterygiidae y cinco representan a la familia Gobiidae.

De acuerdo al ordenamiento filogenético que sigue Cervigón (1994), se presentan a continuación las especies censadas y/o colectadas, señalando para estas últimas el código de museo (CPCUC: Colección de Peces Crípticos de la Universidad de Carabobo), el número de ejemplares colectados (N), intervalo LE (LE) y la referencia empleada para la identificación. La actualidad taxonómica de las especies fue verificada en Eschmeyer (2010) y Froese & Pauly (2010).

Sub-Orden Blennioidei

Familia Blenniidae

Ophioblennius atlanticus (Valenciennes, 1836).

No se colectaron ejemplares, se identificaron en campo dada su talla y morfología. (Böhlke & Chaplin, 1993; Cervigón, 1994) (Fig. 2a).

Parablennius marmoratus (Poey 1875). (CPC-00302, 00303; N:3; LE: 37 y 42.3 mm; (Böhlke & Chaplin, 1993; Cervigón, 1994) Fig. 2b).

Scartella cristata (Linnaeus, 1758). (CPC- 00300; N:2; LE: 39.7 y 50.2 mm; (Böhlke & Chaplin 1993; Cervigón, 1994) Fig. 2c).

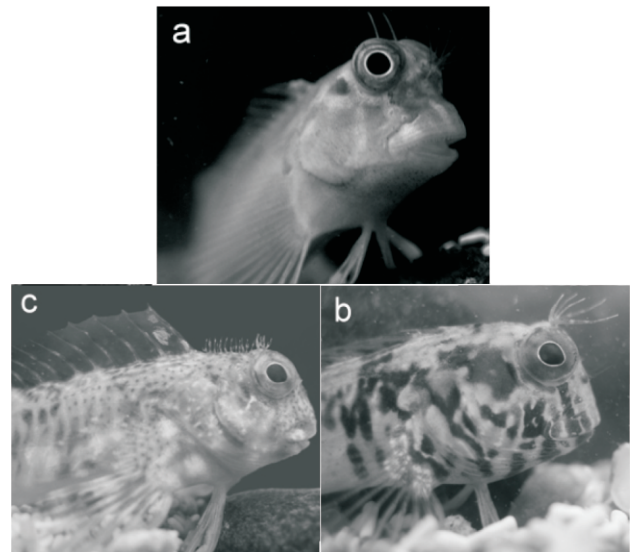


Fig. 2. Blenniidae. a : *O. atlanticus* ; b : *P. marmoratus*; c : *S. cristata*.

Familia Chaenopsidae

Acanthemblemaria rivasi Stephens 1970. (CPC-00319; N:1; LE: 25.4 mm; (Smith & Palacio, 1974; Acero, 1984) Fig. 3a).

Emblemariopsis randalli Cervigón 1965. (CPC-00315; N:1; LE: 25.6 mm; (Cervigón, 1994) Fig. 3b).

Protemblemaria punctata Cervigón, 1966 (CPC-00304, 00305, 00306, 00307, 00308; N:7; LE: 18.7-35.7 mm; (Cervigón, 1994) Fig. 3c).

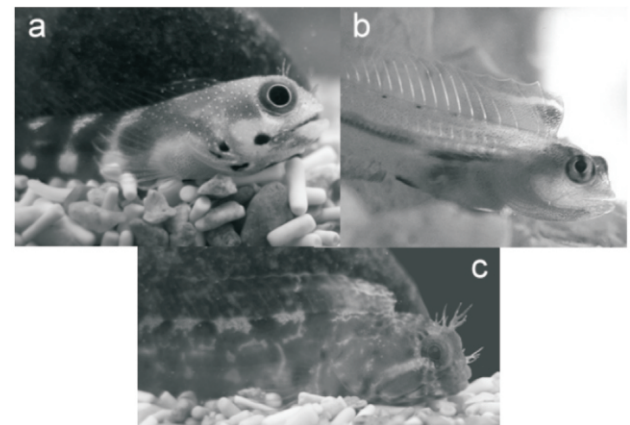


Fig. 3. Chaenopsidae. a : *A. rivasi*; b : *E. randalli*; c : *C. punctata*.

Familia Labrisomidae

Labrisomus nuchipinnis (Quoy & Gaimard, 1824)
 No se colectaron ejemplares, se identificaron en campo dada su talla y morfología. (Cervigón, 1994).

Malacoctenus gilli (Steindachner, 1867). No se colectaron ejemplares, se identificaron en campo dada su talla y morfología. (Böhlke & Chaplin, 1993; Cervigón, 1994). (Fig. 4a).

Malacoctenus triangulatus Springer, 1958. (CPC-00314; N:1; LE: 34.8 mm; (Böhlke & Chaplin, 1993 ; Cervigón, 1994). (Fig. 4b).

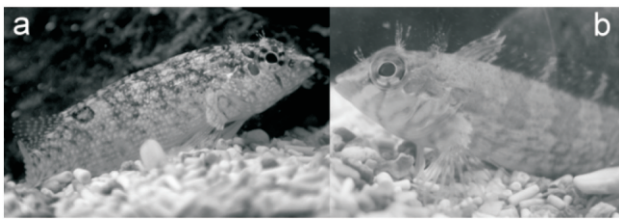


Fig. 4. Labrisomidae. a : *M. gilli*; b: *M. triangulatus*.

Familia Tripterygiidae

Enneanectes pectoralis (Fowler, 1941). (CPC-00316; N: 1; LE: 23.4 mm; (Böhlke & Chaplin, 1993 ; Cervigón, 1994). (Fig. 5).

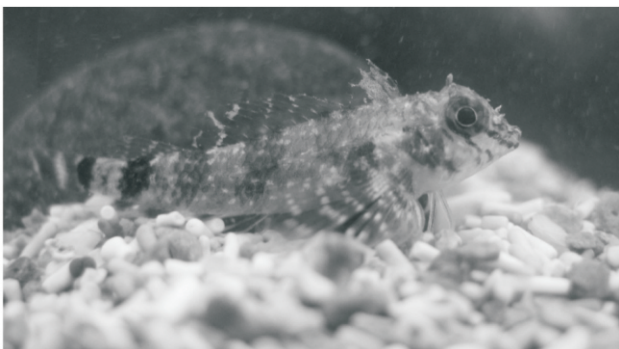


Fig. 5. Tripterygiidae. *E. pectoralis*.

Sub-Orden Gobioidi
Familia Gobiidae

Coryphopterus glaucofraenum Gill, 1963. (CPC-

00312; N:1; LE: 21.8 mm; (Böhlke & Chaplin, 1993 ; Cervigón, 1994) Fig. 6a).

Elacatinus randalli (Bohlke & Robins, 1968). (CPC-00313; N:1; LE: 22.2 mm; (Cervigón, 1994; Smith *et al.* 2004; Taylor & Hellberg, 2005) Fig. 6b).

Tigrigobius macrodon (Beebe & Tee-Van, 1928). (CPC-00317, 00318; N:3; LE: 15.1-18.1 mm; (Cervigón 1994, Smith *et al.* 2004; Taylor & Hellberg, 2005) Fig. 6c).

Tigrigobius saucrus (Robins, 1960). (CPC- 00309, 00310; N:3; LE: 14.2-21.9 mm; (Robins & Böhlke, 1964 ; Smith *et al.* 2004 ; Taylor & Hellberg 2005). Fig. 6d)

Gnatholepis thompsoni (Jordan, 1902). (CPC-00311; N:1; LE: 33.6 mm; (Böhlke & Chaplin, 1993 ; Cervigón, 1994) Fig. 6e).

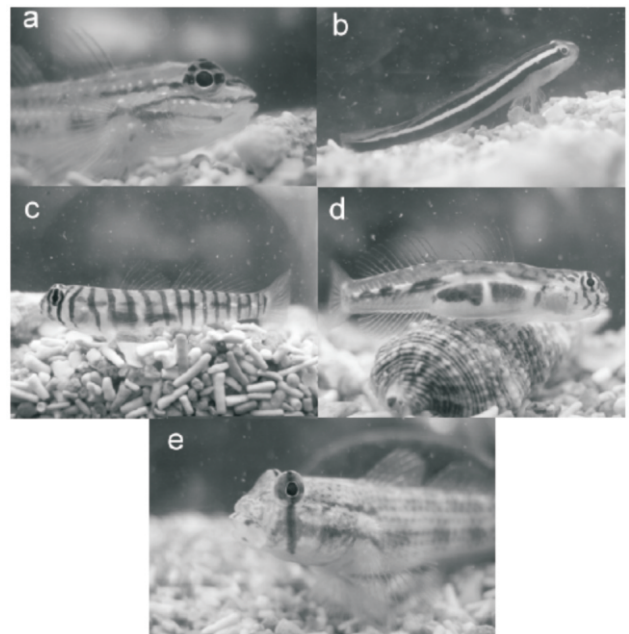


Fig. 6. Gobiidae. a: *C. glaucofraenum*; b: *E. Randalli*; c: *T. macrodon*; d: *T. saucrus*; e: *G. thompsoni*.

3.2. Abundancia de especies:

La familia Chaenopsidae resultó como la más

importante en términos del número de individuos en los arrecifes estudiados (Fig. 7), representando aproximadamente el 50% de todos los individuos censados, seguida por la Gobiidae y Blenniidae. El orden de importancia fue similar para ambas isletas.

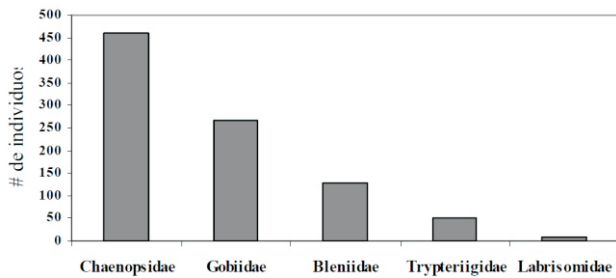


Fig. 7. Número de individuos por familia en los arrecifes de las Isletas de Píritu.

A nivel de las familias más importantes, destacan las especies *E. randalli* y *A. rivasi* en la Chaenopsidae (Fig. 8), *E. macrodon* y *C. glaucofraenum* para la Gobiidae y *P. marmoratus* seguida de *O. atlanticus* en la familia Blenniidae.

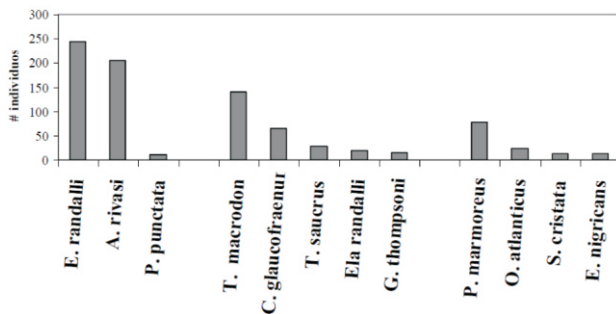


Fig. 8. Número de individuos por especie en las familias más importantes.

En cuanto a la abundancia y distribución de estas especies de peces criptobentónicos, no se encontraron diferencias entre los arrecifes estudiados y tampoco dentro de cada arrecife con la profundidad (Anova, $p > 0,05$).

4. Discusión

Los resultados de este estudio revelan que los peces criptobentónicos están bien representados en los arrecifes coralinos de las Isletas de Píritu, lo que se evidencia cuando se comparan estos datos con lo encontrado en otras localidades del país donde se

han realizado trabajos similares.

En tal sentido, tanto para el Parque Nacional (PN) Morrocoy (Rodríguez, 2008) como el PN Archipiélago de Los Roques (Rodríguez, 2010) se reporta un total de 30 especies de pequeños peces crípticos por parque, e igualmente Rodríguez (2009) señala una riqueza de 18 especies para el P.N. San Esteban, lo que pareciera en principio indicar una baja riqueza en la localidad de las Isletas.

Sin embargo, esta menor riqueza de especies se debe a los ambientes arrecifales trabajados, constituidos por arrecifes someros que no superan los 5 m de profundidad. Los trabajos citados anteriormente incluyen tanto arrecifes someros como franjeantes (con más de 15 m de profundidad), y de hecho al analizar la riqueza reportada para Los Roques separando los ambientes, se tiene que en los arrecifes someros solo se reportan 17 especies y en los arrecifes franjeantes 20 (Rodríguez, 2010), mientras que en San Esteban, para el arrecife somero de Alcatraz apenas se reportan 12 especies de peces criptobentónicos (Rodríguez, 2009).

Los resultados de este estudio son así similares a lo reportado para las otras localidades en arrecifes someros, lo que a su vez es concluyente en la importancia que tiene el microhábitat, en cuanto a la relación que mantiene con este grupo de la ictiofauna.

La familia Chaenopsidae presentó la mayor abundancia numérica, superando inclusive a la Gobiidae, que por lo general suele ser la más importante en estos ambientes. Este resultado, probablemente se debe a las características propias de los arrecifes estudiados, ya que son ambientes someros y algunos trabajos ya han puesto en evidencia que los Chaenopsidae son más abundantes en arrecifes coralinos con estas características y profundidad (Rodríguez, 2009; Rodríguez, 2010).

Es probable que bajo estas condiciones encuentren un refugio apropiado, representado por especies coralinas como *Montastraea annularis* y *Acropora palmata*, así como alimento, ya que suelen ser depredadores de microcrustáceos planctónicos que son más abundantes a estas profundidades, siendo un caso documentado en Venezuela el de *A. rivasi* (Serrano, 2009), que a su vez fue una de las especies de Chaenopsidae más representativas para este estudio.

La segunda familia en importancia fue la Gobiidae, lo que se corresponde con un grupo que representa los peces marinos más diversos (Allen & Robertson, 1998) y que al menos para el occidente del país suele ser una familia dominante en ambientes arrecifales (Rodríguez, 2008; Rodríguez, 2009), por lo que era de esperar una buena representación de la misma.

En tercer lugar están los blénidos, lo que se relaciona probablemente a los hábitos herbívoros de estos peces, que encuentran una buena disponibilidad de alimento en estos arrecifes someros, particularmente distribuyéndose en las crestas arrecifales de los mismos.

No se observaron variaciones entre los arrecifes de las Isletas, lo que se debe a la cercanía y similitud de los ambientes trabajados y obviamente no hay variaciones con la profundidad ya que no hay un gradiente de este parámetro como tal.

Con este trabajo se genera un primer aporte al conocimiento de la riqueza de especies para la zona así como de la importancia relativa de cada especie y familia dentro de este grupo de pequeños peces arrecifales.

5. Agradecimientos

A Miguel Castillo por facilitar la logística que permitió realizar este proyecto.

6. Bibliografía

Acero, A. (1984). The Chaenopsine blennies of the southwestern Caribbean (Pisces: Clinidae: Chaenopsinae). II. The genera *Acanthemblemaria*, *Ekemblemaria* and *Lucayablennius*. *Rev. Biol. Trop.* 32 (1): 34-44.

Ackerman, J. & D. Bellwood. (2000). Reef fish assemblages: a re-evaluation using enclosed rotenone stations. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 206: 227-237.

Allen, G. & D. Robertson. (1998). *Peces del Pacífico Oriental Tropical*. CONABIO, Agrupación Sierra Madre y CEMEX. México DF. México.

Bellwood, D. & T. Hughes. (2001). Regional-scale assembly and biodiversity of coral reefs. *Science*. 292(5521): 1532-1535.

Böhlke J. & C. Chaplin. (1993). *Fishes of the Bahamas and adjacent tropical waters*. University of Texas Press. Austin. USA.

Cervigón, F. (1994). *Los Peces Marinos de Venezuela*. Tomo III. Ex-Libris. Caracas. Venezuela.

Cervigón, F. & A. Alcalá. (1997). *Peces del Archipiélago de Los Roques*. Cromotip. Caracas. Venezuela.

Eschmeyer, W. (2010). Catalog of Fishes. California Academy of Sciences. <http://www.calacademy.org>. (25/10/2010)

Froese, R. & D. Pauly. (2010). FishBase. World Wide Web electronic publication. <http://www.fishbase.org>. (25/10/2010)

González, A. (2003). Variabilidad Espacio-Temporal de las Asociaciones de Peces Crípticos en

Áreas Arrecifales Coralinas y Rocosas de la Región de La Paz, BCS. Tesis de Maestría. CIBNOR. SC. La Paz. México.

Humann, P. & N. Deloach. (2002). *Reef fish identification, Florida Caribbean Bahamas*. New World Publication, INC. Florida, USA.

Ramírez, H. & F. Cervigón. (2003). *Peces del Archipiélago Los Roques*. Intenso offset. Caracas. Venezuela.

Robins, C. & J. Böhlke. (1964). Two new Bahaman gobiid fishes of the genera *Lythrypnus* and *Garmannia*. *Notulae Naturae*. 364: 1-6.

Rodríguez, J. (2008). Pequeños peces crípticos de arrecifes coralinos y áreas adyacentes en el Parque Nacional Morrocoy y Refugio de Fauna de Cuare, Venezuela. *Rev. Biol. Trop.* 56(1): 247-254.

Rodríguez, J. (2009). Los peces criptobentónicos y la estructura íctica arrecifal: Parques Nacionales Morrocoy y San Esteban. Trabajo de Ascenso Categoría Asociado. Facultad Experimental de Ciencias y Tecnología. Universidad de Carabobo. Valencia. Venezuela.

Rodríguez, J. (2010). Peces criptobentónicos de arrecifes coralinos en el Parque Nacional Archipiélago de Los Roques. *Rev. Biol. Trop.* 58(1): 311-324.

Smith, W. & F. Palacio. (1974). Atlantic fishes of the genus *Acanthemblemaria*, with description of the three new species and comments on Pacific species (Clinidae: Chaenopsidae). *Proc. Ac. Nat. Sci. Phil.* 125(11): 197-224.

Smith, C., J. Tyler, W. Davis, R. Jones, D. Smith & C. Baldwin. (2004). Fishes of the Pelican Cays, Belize. *Atoll. Res. Bull.* 497:1-88.

Serrano, S. (2009). Algunos aspectos ecológicos de

Acanthemblemaria rivasi (PISCES: Chaenopsidae), en un arrecife coralino de Isla Larga, Parque Nacional San Esteban, Estado Carabobo. Tesis de Grado Licenciatura de Biología. Facultad Experimental de Ciencias y Tecnología. Universidad de Carabobo. Valencia. Venezuela.

Taylor, M. & M. Hellberg. (2005). Marine radiations at small geographic scales: speciation in neotropical reef gobies (*Elacatinus*). *Evolution*. 59(2): 374-385.

Willis, T. (2001). Visual census methods underestimate density and diversity of cryptic reef fishes. *J. Fish Biol.* 59(5): 1408–1411.

ESPECIES DE *NASUTITERMES* (ISOPTERA: TERMITIDAE) EN LA CUMACA, MUNICIPIO SAN DIEGO, ESTADO CARABOBO, VENEZUELA.

Nasutitermes sp. (Isoptera: Termitidae) of La Cumaca, San Diego – Carabobo State.

FRANK H. MALPICA P.¹, CARMEN ANDARA D.² Y CARLOS W. VARELA R.²
Departamento de Biología. Facultad de Ciencias y Tecnología. Universidad de Carabobo.
¹frankberto@gmail.com, ²{cvandara, cvarela2}@uc.edu.ve

Fecha de Recepción: 28/04/2010, **Fecha de Revisión:** 29/11/2010, **Fecha de Aceptación:** 09/03/2011

Resumen

Se colectaron individuos de nidos de *Nasutitermes* sp. en un área de 10.800m² de un bosque ribereño, del sector La Cumaca, Edo. Carabobo. Se tomaron medidas de estructuras de importancia taxonómica en los soldados, que ayudaron en la identificación. Los nidos se caracterizaron mediante el alto, diámetro y altura sobre el árbol, así como aspectos de su arquitectura. Se identificaron los árboles utilizados por las termitas de este género como sitio de anidación. Las especies de isópteros encontradas en el bosque fueron *N. guayanae*; *N. ephratae*, *N. (aff.) acajutlae* y *N. corniger*, siendo las dos últimas nuevos reportes para el Edo. Carabobo. *N. corniger* presentó la mayor densidad de nidos, con 20,37 nidos/Ha. *N. (aff.) acajutlae* se diferenció morfológicamente del resto de las especies, presentando las mayores longitudes para las estructuras consideradas. No se observó preferencias de *Nasutitermes* sp. por las especies vegetales presentes en la zona para la construcción de nidos.

Palabras claves: Bosque ribereño, Identificación, Nasutitermitinae, Nidos.

Abstract

We collected individuals in *Nasutitermes* nests in an area of 10.800m² of a riparian forest in La Cumaca, Carabobo State. Were measured taxonomically relevant structures over soldiers, used later in identification. The nests were characterized by high, diameter and high over tree, additionally the external architecture was described. The trees in which we observed termites nest were identified. The *Nasutitermes* found in the forest were *N. guayanae*; *N. ephratae*, *N. (near) acajutlae* y *N. corniger*, the last two are the first report for Carabobo State. *N. corniger* have the highest nest density, 20,37 nest/Ha. *N. (near) acajutlae* is morphological different in relation to the other species, with the highest lengths by measures structures. We can't observe predilection by a tree specie for nest construction for the four species in this forest section. There was no preference of *Nasutitermes* sp. for plant species in the area used for nest building.

Keywords: Identification, Nasutitermitinae, Nests, Riparian forest.

1. Introducción

Dentro del orden Isóptera se encuentran descritas hasta la fecha 2800 especies (Nickle & Collins, 1992; Gullan & Cranston, 1994). Todas las especies de termitas son eusociales, encontrándose que las colonias están conformadas por tres tipos de castas: soldados, obreras y agentes reproductivos (Pearce, 1997). Los roles dentro de la colonia varían de acuerdo a la casta y edad de los individuos (Pearce, 1997). Todas las castas están conformadas por individuos de ambos sexos, y por lo general la casta más abundante es la de las obreras (Borror *et al.*, 1989). Sin embargo, la proporción de las diferentes castas varía de acuerdo al Género o Familia. Por ejemplo, en *Nasutitermes* hasta un máximo de 15% de los individuos pertenecen a la casta de los soldados, mientras que en muchas especies de la Familia Kalotermitidae, la proporción de soldados es menor al 1% (Pearce, 1997). Dependiendo de la especie, las colonias de termitas pueden estar conformadas por millones de individuos, los cuales se refugian dentro de un nido que puede ser de tipo subterráneo, epigeo o arbóreo (Pearce, 1997; Brusca & Brusca, 2005). Las termitas pertenecientes al género *Nasutitermes* construyen nidos conspicuos con forma de globos sobre los árboles y unidos al suelo por galerías cubiertas (Pearce, 1997). Algunas especies pueden construir nidos en forma de montículos por encima del nivel del suelo, los cuales se encuentran en gran abundancia en regiones de Venezuela como en la Gran Sabana (Andara, 2007). Los nidos arbóreos crecen de manera radial, siendo los de mayor tamaño aquellos construidos por *N. acajutlae* y *N. nigriceps*, con unas dimensiones máximas de 2 metros de alto y 1 metro de ancho (Thorne *et al.*, 1996).

Desde el punto de vista ecológico las termitas cumplen un importante papel como descomponedores de madera y otros materiales de origen vegetal (Pearce, 1997). Están relacionadas al acondicionamiento físico y químico del suelo, aumentando la materia

orgánica y ventilando la superficie debajo del cual construyen sus nidos, asociado a la extracción de material para la construcción (Martius, 1994). Adicionalmente participan en los ciclos biogeoquímicos, el reciclaje de nutrientes y en el mejoramiento de las propiedades del suelo (Méndez & Equihua, 2001). Las termitas tienen un importante impacto económico, asociado al daño que ocasionan en viviendas con estructura de madera, mobiliario y colecciones de libros o pinturas. Sin embargo, Mill (1991) estimó que no más del 20% del total de las especies de Isoptera son consideradas plagas.

Las termitas son un grupo diverso en las regiones Neotropicales reportándose cerca de 543 especies desde México y Florida hasta Argentina (Constantino 1998, Issa 2000). A pesar de esto, los reportes para Venezuela son escasos, reduciéndose a los trabajos presentados por Snyder (1959), Issa (2000) y Perozo & Issa (2006), en los cuales se indica que para el país existen 59 especies de termitas. En cuanto a los *Nasutitermes*, a nivel mundial se reportan 244 especies de las cuales 74 se encuentran en el Neotrópico (Constantino 1998, Vargas *et al.*, 2005). Para Venezuela, Snyder (1959) reporta seis especies de *Nasutitermes*, este número es ampliado a nueve por Issa en el 2000. Cabe destacar que el trabajo de Snyder (1959) contiene la única clave taxonómica que permite identificar especies de este género para el país. La identificación morfológica para este género no es sencilla, entre algunas de las causas se encuentran la dificultad de crear nuevas claves basándose en caracteres morfológicos de soldados (por la similitud entre especies), la dificultad de obtener individuos alados en el campo, la falta de una revisión exhaustiva del género y los pocos especialistas a nivel mundial y regional dedicados a este grupo.

En contraposición a la poca información taxonómica, la presencia de nidos de *Nasutitermes* es notoria en las diferentes regiones del país, muchas de las cuales no han sido estudiadas formalmente. La

potencialidad de estudios con este grupo, abarca áreas tan diversas como ecología, comportamiento, manejo de plagas urbanas, e inclusive posibles usos industriales. Por ello se plantea el uso de caracteres no tradicionales, como la arquitectura del nido y la relación con las especies vegetales utilizadas como sitio de anidación para facilitar la identificación de los *Nasutitermes* presentes en el país.

El objetivo principal del presente trabajo fue identificar y describir las especies de termitas presentes en el estrato arbóreo de una sección del bosque ribereño de la hacienda La Cumaca, San Diego, Estado Carabobo, Venezuela.

2. Materiales y Métodos

2.1. Área de estudio

Este trabajo se llevó a cabo en un bosque ribereño, ubicado en la Hacienda La Cumaca, sector La Cumaca, Municipio San Diego – Edo. Carabobo, Venezuela (Lat. N 10°17'51.92", Long. O 67°57'0.59", altitud 512 m.s.n.m) con precipitación y temperatura media anual de 852 mm y 25,1 °C respectivamente. Dentro del área de estudio se encuentra el río Cúpira, el cual se forma a partir de aguas que drenan desde el Parque Nacional San Esteban, ubicado al norte de La Hacienda La Cumaca.

2.2. Colecta de individuos e identificación taxonómica

En un área de 10.800 m² se contabilizaron y georeferenciaron todos los nidos arbóreos de *Nasutitermes* spp., de cada uno de ellos se colectó al menos 100 individuos entre obreros y soldados. Para realizar la colecta se expusieron manualmente pequeñas secciones de las galerías cubiertas que vinculan al nido con el suelo, y utilizando un pincel humedecido en etanol se colectó cuidadosamente cada una de las termitas. Los ejemplares se colocaron en tubos Eppendorf de 2,5 ml con etanol al 70%. Para

la identificación taxonómica se utilizó la clave de Isoptera de Snyder (1959), y las descripciones basadas en soldados para distintas especies de termitas de Mathews (1977), Thorne *et al.* (1994) y Ensaf *et al.* (2003). Inicialmente los ejemplares de los diferentes nidos fueron agrupados en morfotipos con base en diferencias morfológicas de la cápsula cefálica. Luego de la descripción y revisión de caracteres, los morfotipos se compararon con los *Nasutitermes* de la Colección de Isoptera del Laboratorio de Comportamiento y Manejo de Plagas de la Universidad Simón Bolívar, a fin de verificar la identificación a nivel de especie. Las muestras obtenidas en la colecta fueron depositadas en la Colección de Referencia de Isoptera del Departamento de Biología, FACYT-UC con la referencia “Malpica”.

2.3. Medición de estructuras de interés taxonómico

Se realizaron mediciones morfométricas de estructuras de importancia taxonómica a fin de obtener características suficientes que permitiesen la identificación a nivel de especie, para ello se seleccionó al azar 30 soldados de cada morfotipo. Las estructuras medidas derivaron de las utilizadas por Mathews (1977) en la descripción de distintas especies de *Nasutitermes*. Cada ejemplar fue fotografiado en vista lateral y dorsal de la cabeza, y en vista lateral de cuerpo entero, utilizando una lupa Leica MZ75 con cámara integrada. Las fotografías se tomaron colocando a los ejemplares en placas de Petri, sumergidos en gel lubricante hidrosoluble de uso médico. En la base de la placa se colocó una escala en milímetros. Las imágenes fueron procesadas con el programa *tpsDig* (Rohlf, 2008). En la Tabla 1 se describen las medidas utilizadas.

2.4. Medición y caracterización de los nidos

Se determinó la altura y el diámetro de cada uno de los nidos contabilizados durante el muestreo utilizando una cinta métrica, así como la altura a la

Carácter	Descripción de la medida
Largo de la cabeza hasta el tope del naso (LC)	En vista lateral de la cabeza, desde el tope del naso hasta el punto máximo del vertex
Largo del naso (LN)	En vista lateral de la cabeza, desde el tope del naso hasta el postclipeo
Alto de la cabeza (AC)	En vista lateral, desde el punto más alto de la cápsula cefálica hasta el postoccipucio
Largo de las antenas (LA)	En vista lateral, desde la base de las antenas hasta ápice de las mismas. Número de segmentos antenales.
Alto del pronoto (AP):	En vista lateral, desde el punto más alto del pronoto hasta el inicio de la coxa de la pata anterior
Largo de las tibias posteriores (LT):	En vista lateral, desde el extremo basal (articulado del fémur) al extremo distal de la tibia (articulado a los tarsos)

Tabla 1. Descripción de las medidas de estructuras de interés taxonómico en soldados utilizadas en la identificación de especies de *Nasutitermes* (Mathews, 1977).

se encontraba el nido sobre el árbol. La altura se midió directamente sobre el nido desde su punto más bajo al más alto y el diámetro se determinó en su punto más ancho. Para aquellos nidos sobre los cuales no se pudo realizar una medición directa, debido a la altura a la cual se encontraban, se tomó una fotografía elevando una escala de 50 cm colocada a un lado del nido. Las fotografías fueron posteriormente evaluadas y se determinó el alto y diámetro del nido utilizando el programa tpsDig (Rholf, 2008). Se llevó un registro fotográfico de los nidos a fin de caracterizarlos de acuerdo a su arquitectura y encontrar posibles diferencias relacionadas a las especies.

2.5. Colecta e identificación taxonómica de las especies vegetales

Se tomó una muestra botánica representativa de cada uno de los árboles sobre los cuales se encontraban los nidos, utilizando tijeras de podar y pértigas para extraer las muestras. Este material colectado fue prensado y secado en estufa a 70 °C durante 72 horas aproximadamente. Se identificaron los ejemplares hasta el rango más específico posible, utilizando diferentes claves taxonómicas (Steyermark & Huber, 1978; Aristeguieta, 2003) y se consultó su distribución en el Nuevo Catálogo de la Flora Vascular de Venezuela (Hokche *et al.*, 2008). Se utilizó como referencia las colecciones del

Herbario Nacional de Venezuela (VEN) y se consultó a los especialistas de cada grupo. Las muestras fueron depositadas en la Herbario Helga Lindorf de la Universidad de Carabobo.

2.6. Procesamiento de datos

Luego de verificar la normalidad de la distribución de los datos mediante la prueba de Kolmogorov-Smirnov, se evaluaron las diferencias morfológicas entre especies utilizando ANOVA y como prueba a *posteriori* el test de Duncan para las variables: alto de la cabeza (AC), largo de la cabeza (LC), largo del naso (LN), alto del pronoto (AP) y largo de las antenas (LA). Para el análisis estadístico se utilizó el programa *Statistica* (Statsoft, 2007). Debido a la no homogeneidad de varianzas se analizó por la prueba de Kruskal-Wallis (prueba no paramétrica) las variables: alto del pronoto y largo de tibias posteriores.

3. Resultados

3.1. Redesccripción de las especie

En el área estudiada se encontraron cuatro especies de *Nasutitermes* Dudley 1890. Los soldados del género se caracterizan por presentar una cápsula cefálica redondeada u ovalada de color variable, sin constricción o con una leve constricción en vista dorsal, con un naso cónico,

ancho en la base y de punta fina. Presentan mandíbulas vestigiales y espinas tibiales 2:2:2 (Constantino, 1999). Las descripciones que se presentan a continuación se hacen con base en la morfología de los soldados.

Nasutitermes corniger (Motschulsky 1855)

Antenas con 13 segmentos, el tercer antenómero más largo que el resto y el segundo y cuarto más corto que el resto. Cuatro setas en la base del naso y dos en el vertex (uno a cada lado). En vista lateral se observa elevación de forma convexa en la base del naso, entre la elevación y el vertex la cabeza tiene una forma cóncava. Naso cónico de color más claro que la cabeza y traslúcido, con 4 setas y 4-7 pelos microscópicos en el tope. Pronoto en forma de silla de montar con 0-5 setas en la parte anterior. En la Fig. 1a se puede apreciar la forma de la cabeza en posición lateral y la posición de las setas sobre la cabeza de uno de los especímenes.

Nasutitermes (aff.) *acajutlae* (Holmgren 1910)

Antenas de 13 segmentos, tercer antenómero más largo y el segundo más corto que el resto de los antenómeros. Gran cantidad de setas dispuestas densamente cubriendo toda la cabeza desde la base del naso (Fig. 1b). Naso distintivamente cónico el mismo color que el resto de la cabeza cubierto de setas en menor densidad que en la cabeza y en la punta del naso 3-7 setas. El pronoto presenta largas y abundantes setas y en su margen posterior presenta una hendidura medial. En la parte posterior de la cabeza se logra diferenciar la sutura coronal de un color más claro que la cabeza.

Nasutitermes guayanae (Holmgren 1910)

Antenas de 14 segmentos, segundo antenómero tan largo como el cuarto, tercer antenómero más corto que el resto. Naso cónico y de color más claro que la cabeza con 3-4 setas en el

tope del mismo (Fig. 1c). Presenta 4 setas en la base del naso y 3-5 largas y cortas en el vertex y parte posterior de la cabeza. Pronoto con 2-3 setas en el margen posterior.

Nasutitermes ephratae (Holmgren 1910)

Antenas de 13 segmentos, el segundo y cuarto más cortos que el resto. Cuatro setas en la base del naso y dos en el vertex. Naso cónico del mismo color que la cabeza con 3-4 setas en el tope (Fig. 1d). Pronoto con 0-3 setas en el margen anterior.

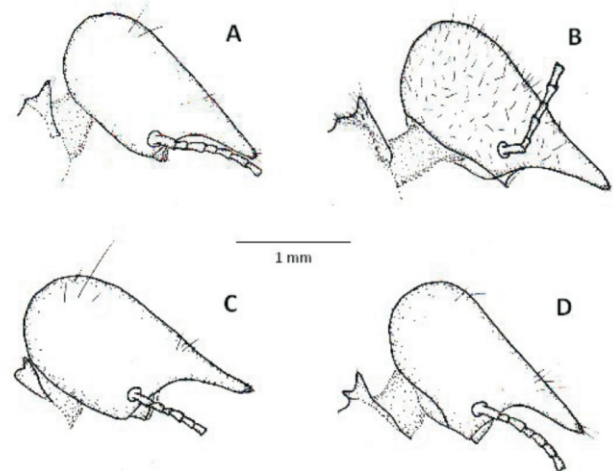


Fig. 1. Esquema de la cápsula cefálica de las especies de *Nasutitermes* identificadas. (A) *Nasutitermes corniger*, (B) *Nasutitermes* (aff.) *acajutlae*, (C) *Nasutitermes guayanae* y (D) *Nasutitermes ephratae*.

Las especies se identifican mediante la siguiente clave. Adicionalmente pueden utilizarse características de la arquitectura del nido.

Clave para la identificación de especies de *Nasutitermes* sp. presentes en La Cumaca, Edo. Carabobo, Venezuela.

- 1a. Antenas de 14 segmentos con el segundo antenómero tan largo como el cuarto y el tercer antenómero más corto que el resto. Pronoto con 2-3 setas en el margen posterior. *Nasutitermes guayanae*

1b. Antenas de 13 segmentos.....2

2a. Cuatro setas en la base del naso y dos en el vertex.....3

2b. Gran cantidad de setas dispuestas densamente cubriendo toda la cabeza desde la base del naso, este presenta de 3 a 7 setas en la punta. El pronoto presenta largas y abundantes setas y en su margen posterior presenta una hendidura medial*Nasutitermes* (aff.) *acajutlae*

3a. Naso cónico de color más claro que la cabeza y translúcido, con 4 setas y 4-7 pelos microscópicos en el tope. Pronoto en forma de silla de montar con 0-5 setas en la parte posterior....*Nasutitermes corniger*

3b. Naso cónico del mismo color que la cabeza con 3-4 setas en el tope. Pronoto en forma de silla de montar con 0-5 setas en la parte posterior.....*Nasutitermes ephratae*

3.2. Morfometría de *Nasutitermes* sp.

Las medidas de las diferentes estructuras morfológicas se resumen en la Tabla 2. Las diferencias morfométricas entre las cuatro especies se evaluaron mediante un análisis de varianza, poniendo a prueba la hipótesis nula de que no existen tales diferencias. Los resultados luego de realizar las pruebas *a posteriori* indican que *N. (aff.) acajutlae* presentó la cabeza significativamente más larga ($p < 0,05$) que el resto de las especies colectadas durante este trabajo, mientras que *N. corniger* tiene la cabeza significativamente más corta ($p < 0,05$) que *N. ephratae*. Respecto al largo del naso, *N. (aff.) acajutlae* fue la especie que presentó la mayor longitud respecto al resto de las especies ($p < 0,05$), mientras que *N. guayanae* es la que presenta la menor longitud ($p < 0,05$). No se observaron diferencias en cuanto al largo del naso entre *N. corniger* y *N. ephratae* ($p > 0,05$). La especie que tiene la cabeza más alta es *N. (aff.) acajutlae* ($p < 0,05$), mientras que *N. ephratae* tiene

la cabeza más alta que *N. corniger* pero más pequeña que *N. (aff.) acajutlae* ($p < 0,05$). En cuanto al largo de las antenas, la especie que presentó la mayor longitud en esta estructura fue *N. (aff.) acajutlae* ($p < 0,05$), seguido por *N. ephratae* y las antenas más cortas para las especies *N. corniger* y *N. guayanae* ($p < 0,05$). Los caracteres alto del pronoto y largo de las tibias posteriores, no presentaron homogeneidad de varianzas, por lo que se analizaron mediante la prueba de Kruskal-Wallis, indicando que no existen diferencias morfométricas entre las cuatro especies para ninguno de los dos caracteres, sin embargo *N. (aff.) acajutlae* tiene el pronoto más alto y las tibias posteriores más largas que el resto de las especies ($p < 0,05$).

3.3. Descripción de los nidos

Se contabilizó un total de 29 nidos de *Nasutitermes* sp. en el área muestreada, con una densidad equivalente de 26,85 nidos /Ha, y distribuidos de la siguiente manera: 22 pertenecían a *N. corniger*, 2 de ellos a una especie afín o cercana a *N. (aff.) acajutlae*, 4 nidos de *N. guayanae* y 1 nido de *N. ephratae*. Los nidos de *N. corniger* son de color marrón oscuro, con una superficie irregular conformada por pequeñas protuberancias que cubren todo el exterior (Fig. 2a). En esta especie los nidos pequeños tienen forma esférica, mientras que los más grandes adoptan una forma elipsoidal, esto concuerda con lo reportado por Scheffrahn *et al.* (2005b). Al desprender las protuberancias que cubren su superficie se puede acceder directamente a las galerías internas. Se encontraron 2 nidos de esta especie constituidos por un nido principal y un nido satélite, de tamaño más pequeño sobre el mismo árbol. Según Scheffrahn *et al.* (2005b) la poliginia y construcción de nidos satélite es común en *N. corniger*.

La arquitectura de los nidos de *N. (aff.) acajutlae* no pudo ser descrita ya que estos se

Carácter	Rango de longitud [máximo – mínimo] Media ± DS (mm)			
	<i>N. corniger</i>	<i>N. (aff.) acajutlae</i>	<i>N. guayanae</i>	<i>N. ephratae</i>
Largo de la cabeza	[1,50 – 1,75] 1,62± 0,08	[1,77 – 2,00] 1,87± 0,06	[1,58 – 1,79] 1,65± 0,06	[1,57 – 1,79] 1,67± 0,07
Largo del naso	[0,49 – 0,73] 0,57± 0,06	[0,56 – 0,67] 0,61± 0,04	[0,44 – 0,61] 0,53± 0,04	[0,52 – 0,63] 0,57± 0,03
Alto de la cabeza	[0,56 – 0,79] 0,71± 0,05	[0,82 – 1,00] 0,89± 0,06	[0,64 – 0,84] 0,72± 0,05	[0,69 – 0,89] 0,80± 0,06
Largo de las antenas	[1,43 – 1,73] 1,55± 0,08	[1,80 – 2,11] 1,94± 0,10	[1,50 – 1,69] 1,56± 0,06	[1,53 – 1,83] 1,67± 0,08
Alto del pronoto	[0,50 – 0,60] 0,54± 0,03	[0,60 – 0,72] 0,65± 0,03	[0,50 – 0,60] 0,54± 0,03	[0,50 – 0,57] 0,53± 0,02
Largo de las tibias posteriores	[1,12 – 1,26] 1,18± 0,04	[1,42 – 1,54] 1,47± 0,03	[1,09 – 1,29] 1,17± 0,06	[1,1 – 1,25] 1,16± 0,05

Tabla 2. Medidas de las estructuras morfológicas de interés taxonómico utilizadas para la identificación de especies de *Nasutitermes*.

encontraban a una gran altura sobre los árboles, impidiendo apreciar con claridad sus características externas. Los nidos de *N. guayanae* no presentaron diferencias arquitectónicas externas con respecto a los nidos de *N. corniger*. Por último, los nidos de *N. ephratae* son completamente esféricos y con una superficie lisa (Fig. 2b), la cual se desprende fácilmente y no está en contacto directo con las galerías internas del nido, que hay un espacio entre estas y la cubierta.



Fig. 2. Arquitectura externa de los nidos de *Nasutitermes*. (A) *N. corniger* y (B) *N. ephratae*.

En la Tabla 3 se presentan los valores para las características del nido, altura, diámetro y altura sobre el árbol. Para estas variables no se pudo realizar un análisis de varianza que permitiera detectar diferencias entre especies, debido a la poca cantidad de nidos hallados para *N. (aff.) acajutlae* y *N. ephratae*. Sin embargo, se observa una tendencia que indica que los nidos de

N. guayanae son los más pequeños y que los nidos de *N. (aff.) acajutlae* son construidos a alturas mayores sobre el árbol, respecto al resto de las especies. *N. corniger* es la especie que domina en el área estudiada.

3.4. Especies vegetales sobre las que se encontraron nidos de *Nasutitermes* sp.

Se encontraron 10 especies de árboles sobre las que se encontraron nidos construidos por las diferentes especies de *Nasutitermes* (Tabla 4). Aunque no se realizaron estimaciones de abundancia de las especies vegetales sobre las que se presentaron nidos, se observó que la especie *Luehea candida* fue el componente arbóreo más frecuente dentro del área muestreada. Se determinó la relación presencia-ausencia de nidos de termita por especie de planta (Tabla 4), observándose que *N. corniger* construyó nidos en 8 de las 10 especies del bosque. *N. (aff.) acajutlae* construyó nidos en 2 de las especies de y tanto *N. guayanae* como *N. ephratae* poseían nidos construidos sobre una única especie.

4. Discusión

A pesar del gran número de especies y de su dominancia en ambientes tropicales, *Nasutitermes*

Carácter	Media ± DS			
	<i>N. corniger</i> (n=22)	<i>N. (aff.) acajutlae</i> (n=2)	<i>N. guayanae</i> (n=4)	<i>N. ephratae</i> (n=1)
Alto del nido (m)	0,56±0,14	0,68±0,02	0,31±0,09	0,45± 0,00
Diámetro del nido (m)	0,47±0,12	0,65±0,10	0,23±0,10	0,50± 0,00
Altura sobre el árbol (m)	3,97±2,03	10,29±4,03	3,91±0,37	2,00± 0,00
Densidad de nidos	20,37	1,85	3,70	0,93

Tabla 3. Características físicas de los nidos de *Nasutitermes* sp. presentes en el bosque ribereño de La Cumaca.

Especie de planta leñosa	<i>N. corniger</i> (n=22)	<i>N. (aff.) acajutlae</i> (n=2)	<i>N. guayanae</i> (n=4)	<i>N. ephratae</i> (n=1)
<i>Luehea candida</i> (Moç. & Sessé ex DC.) Mart.	+	-	+	+
<i>Guarea</i> (aff.) <i>guidonia</i> (L.) Sleumer	+	-	-	-
<i>Ampelocera</i> (aff.) <i>macphersonii</i> Todzia	+	-	-	-
<i>Parinari pachyphylla</i> Rusby	-	+	-	-
<i>Annona muricata</i> L.	+	-	-	-
<i>Cyrtocarpa velutinifolia</i> (R.S. Cowan) J.D. Mitch. & D.C. Daly	-	+	-	-
<i>Aniba hostmanniana</i> (Nees) Mez	+	-	-	-
<i>Eugenia</i> (aff.) <i>cribrata</i> McVaugh	+	-	-	-
<i>Inga</i> sp.	+	-	-	-
sp 1	+	-	-	-

Tabla 4. Relación entre planta leñosa y presencia de nidos de *Nasutitermes* sp. en el bosque ribereño de La Cumaca. Presencia (+), Ausencia (-).

es un género que necesita una extensa revisión taxonómica. Las 75 especies neotropicales descritas hasta la fecha presentan problemas de sinonimia, creando confusión durante la identificación morfológica, debido principalmente a que las descripciones se basan en caracteres ambiguos o que dependen de la biogeografía de la especie (Constantino, 1991; Constantino, 1998).

En este trabajo se logró identificar a cuatro especies de *Nasutitermes*, dos de las cuales, *N. corniger* y *N. (aff.) acajutlae*, no se encontraban reportadas para el Edo. Carabobo, de acuerdo al trabajo de Issa (2000). La identificación se logró con ayuda de descripciones de especies del género presentes en Brasil, (Mathews, 1977) y mediante el

uso de la arquitectura del nido como carácter diagnóstico. Trabajos como Thorne *et al.* (1996) y Thorne (1980) destacan características como forma y tipo de superficie del nido, y tipo de conexión de las galerías internas con la superficie del nido como referencias taxonómicas que permiten identificar a distintas especies de termitas.

Previo a este trabajo, *N. corniger* había sido reportada para los Estados Falcón, Miranda, Yaracuy y Zulia; mientras que *N. costalis* tiene reporte únicamente para el Edo. Amazonas. Scheffrahn *et al.* (2005a) realizaron una revisión taxonómica, biogeográfica y genética de *N. corniger* y *N. costalis*, a partir de la cual plantearon la sinonimia de ambas especies, quedando

posteriormente descrita como *N. corniger*. Cabe destacar, que a pesar de no estar previamente reportada para el Edo. Carabobo, *N. corniger* fue la más abundante dentro del bosque con una densidad de 20,37 nidos/Ha, la segunda más abundante fue *N. guayanae* con 3,70 nidos/Ha. La identificación de *N. corniger* no presentó mayores problemas a pesar que se encuentra junto con *N. ephratae* en un mismo complejo de *Nasutitermes*. Ambas se caracterizan por la presencia de 6 setas dispuestas en un patrón específico sobre la cabeza y morfológicamente son muy parecidas. Para la identificación se utilizaron principalmente características de la arquitectura del nido señalada por Thorne (1980). Los nidos adultos de ambas especies poseen características estructurales que son consistentes dentro de la especie pero distintivas entre especies (Thorne, 1980). Los nidos de *N. corniger* suelen poseer nidos satélite, como los encontrados en dos nidos parentales muestreados durante este trabajo (Scheffrahn *et al.*, 2005b). Por otra parte, los resultados de la morfometría permitieron observar diferencias significativas, para la longitud de la cabeza, altura de la cabeza y largo de las antenas, para todas estas variables *N. ephratae* fue la que presentó la mayor longitud. A pesar de los resultados obtenidos, cabe destacar que Scheffrahn *et al.* (2005a) señalan que la morfometría de *N. corniger* es variable de acuerdo al nido al cual pertenezcan los ejemplares. También se observó que *N. corniger* tiene el naso de un color más claro que el resto de la cabeza, en cambio en *N. ephratae* el naso y la cabeza presentan la misma coloración.

El otro nuevo reporte para el Edo. Carabobo es *N. (aff.) acajutlae*, la cual se identifica igualmente como especie afín en el trabajo de Issa (2000), presente en el Edo. Guárico y Distrito Federal. Esta especie pertenece al llamado complejo de *Nasutitermes nigriceps*, en el cual *N. nigriceps* y *N. acajutlae* son especies morfológicamente similares (Thorne *et al.*, 1994; Thorne *et al.*, 1996). Recientemente *N. acajutlae* fue retomada como

una especie morfológicamente distinguible de *N. nigriceps*, en base a tres caracteres diagnósticos en la casta soldado, luego de que fuese sinonimizada por Snyder en el año 1949 (Thorne *et al.*, 1994; Haverty *et al.*, 1997). Los caracteres diagnósticos son: 1) La cantidad de pelos en la capsula cefálica son más densos en *N. acajutlae* que en *N. nigriceps*. 2) El margen anterior del pronoto tiene una hendidura medial distintiva en *N. acajutlae*, la cual es menos pronunciada en *N. nigriceps*. 3) Pelos presentes en la porción ventral de la capsula cefálica de *N. acajutlae* en la región que acompaña al postmentum, los mismos no están presentes en *N. nigriceps*. La especie encontrada en la Hacienda la Cumaca posee las características morfológicas que la separan de *N. nigriceps* y la hacen más cercana a *N. acajutlae*. Sin embargo para confirmar las diferencias mencionadas entre *N. nigriceps* y *N. acajutlae*, es necesario realizar una revisión con muestras de varias localidades de Venezuela. Thorne *et al.* (1994) menciona que los miembros de estas dos especies tienen una alta tolerancia a variaciones en la disponibilidad de humedad y utilizan una variedad de alimentos y sitios de anidación, además se conoce que los nidos de estas son los de mayor tamaño del género *Nasutitermes* (Thorne *et al.*, 1994). Se observó que los nidos de *N. (aff.) acajutlae* se encuentran a una altura mayor a la media del resto de las especies. De acuerdo a Constantino (1991), los nidos de *N. corniger* se encuentran desde 3 a 10 metros sobre el nivel del suelo, la media de altura de los nidos de *N. (aff.) acajutlae* observados en el campo está por encima de este rango, registrándose una altura máxima de 14. Sin embargo para validar esta observación hace falta ampliar la zona de estudio, ya que en el área solo se encontraron dos nidos. La altura del nido pudiera ser un carácter útil para verificar la identidad de *N. (aff.) acajutlae*, además de realizar un análisis taxonómico más detallado de los especímenes colectados en La Cumanca y de los presentes en el Museo de la Universidad Simón Bolívar.

Nuestros resultados indican que *N. corniger*

no posee preferencia por alguna de las especies de árboles para la construcción de nidos. Para el resto de las especies los resultados no son concluyentes al establecer si hay o no preferencia por el sitio de anidación, debido a la baja densidad de nidos hallados para las especies *N. guayanae*, *N.* (aff.) *acajutlae* y *N. ephratae*. Cabe destacar que de acuerdo a Haverty *et al.* (1997), *N. nigriceps* y *N.* (aff.) *acajutlae* pueden usar una gran cantidad de sitios de anidación, pero para corroborar esta información es necesario ampliar el área de muestreo y obtener mediciones de la abundancia relativa de las especies vegetales utilizadas por *Nasutitermes* para la construcción de nidos y así, poder determinar posibles asociaciones inter-específicas.

5. Conclusiones

Se encontraron cuatro especies de termitas pertenecientes al género *Nasutitermes*, dos de las cuales, *N. corniger* y *N.* (aff.) *acajutlae*, no se encontraban reportadas para el Edo. Carabobo, siendo este el primer registro de las mismas. Las otras dos especies halladas fueron *N. corniger* y *N. ephratae*.

N. (aff.) *acajutlae* se diferencia morfométricamente de *N. corniger*, *N. ephratae*, y *N. guayanae*, presentando diferencias significativas para las variables alto de la cabeza, largo de la cabeza, largo del naso, alto del pronoto, largo de las antenas, alto del pronoto y largo de tibias posteriores.

La arquitectura de los nidos permite distinguir a *N. ephratae*, con nidos completamente esféricos y con una cubierta externa fácilmente desprendible que no está en contacto directo con las galerías internas.

La especie más abundante dentro del bosque ribereño del río Cúpira es *N. corniger* con una densidad de 20,37 Nidos/Ha, seguida por *N. guayanae*, *N.* (aff.) *acajutlae* y *N. ephratae*, con densidad de 3,70 Nidos/Ha, 1,85 Nidos/Ha y 0,93

Nidos/Ha, respectivamente.

No se observó preferencia por ninguna especie vegetal como sitio de anidación por parte de las especies de *Nasutitermes* encontradas en el bosque del río Cúpira en el sector La Cumaca.

6. Agradecimientos

A la Hacienda La Cumaca, por permitirnos realizar el trabajo de campo. A la Profesora Solange Issa, por facilitar el uso de la Colección de Isoptera del Laboratorio de Comportamiento y Manejo de Plagas de la USB y por la colaboración prestada en la identificación de las especies de *Nasutitermes*. A los investigadores del Herbario Nacional de Venezuela (VEN), por su ayuda en la identificación de las plantas. Por último, al Departamento de Biología, FACYT-UC.

7. Bibliografía

Andara, C. (2007). Distribution of *Nasutitermes* (Insecta: Isoptera) mounds in the Parupa region, Gran Sabana, Bolivar State, Venezuela. Proceedings of the Annual Meeting of the Entomological Society of America. San Diego. United States. 97.

Aristeguieta, L. (2003). *Estudio Dendrológico de la Flora de Venezuela*. Academia de Ciencias Físicas, Matemáticas y Naturales. Caracas.

Borror, D., C. Tripplehorn & N. Johnson. (1989). *An introduction to the study of insects*. Sarenders College Publishing. Philadelphia.

Brusca, R. & G. Brusca. (2005). *Invertebrados*. Mc Graw-Hill Interamericana. Madrid.

Constantino, R. (1991). Termites (Isoptera) from the Lower Japurá River, Amazonas State, Brazil. *Bol. Mus. Para. Emilio Goeldi, sér. Zool.* 7(2): 189-224.

- Constantino, R. (1998). Catalog of the Living Termites of the New World (Insecta: Isoptera). *Arq. Zool., S. Paulo.* 35(2): 135-230.
- Constantino, R. (1999). Chave ilustrada para identificação dos gêneros de cupins (Insecta: Isoptera) que ocorrem no Brasil. *Pap. Avulsos Zool. (São Paulo).* 40(25): 387-448.
- Ensaf, A., J. Betsch, R. Garrouste & A. Nel. (2003). New data on Nasutitermes from French Guiana (Isoptera: Termitidae: Nasutitermitinae). *Ann. Soc. Entomol. Fr.* (n.s). 39 (3): 239-245.
- Gullan, P. & P. Cranston. (1994). *The Insects: An Outline of Entomology.* Chapman and Hall. London.
- Haverty, M., M. Collins, L. Nelson & B. Thorne. (1997). Cuticular Hydrocarbons of Termites of the British Virgin Islands. *J. Chem. Ecol.* 23(4): 927-964.
- Hokche, O., P. Berry & O. Huber. (2008). *Nuevo Catálogo de la Flora Vasculare de Venezuela.* Fundación Instituto Botánico de Venezuela "Dr. Tobías Lasser". Caracas.
- Issa, S. (2000). A Checklist of the Termites from Venezuela (Isoptera: Kalotermitidae, Rhinotermitidae, Termitidae). *Fla. Entomol.* 83(3): 379-382.
- artius, C. (1994). Diversity and ecology of termites in Amazonian forest. *Pedobiología* 38(5): 407-428.
- Mathews, A. (1977). *Studies on termites from the Mato Grosso State, Brazil.* Academia Brasileira de Ciências. Rio de Janeiro.
- Méndez, J. & A. Equihua. (2001). Diversidad y manejo de los termites de México (Hexapoda, Isoptera). *Acta Zool. Mex.* (n.s.) Número Especial 1: 173-187.
- Mill, A. (1991). Termites as structural pests in Amazonia, Brazil. *Sociobiology* 19(2): 338-348.
- Nickle, D. & M. Collins. (1992) The Termites of Panama (Isoptera) In: *Insects of Panama and Mesoamerica. Selected Studies* (Quintero, D. & A. Aiello eds.), 208-241. Oxford University Press. New York. USA.
- Pearce, M. (1997). *Termites. Biology and pest management.* CAB international. New York.
- Perozo, J. & S. Issa. (2006). Heterotermes tenius (Isoptera: Rhinotermitidae): New record from Venezuela. *Fla. Entomol.* 89(3): 410-411.
- Rholf, F. (2008). *tpsDig2 Versión 2.12.* Disponible en línea: <http://life.bio.sunysb.edu/morph/>. (15/06/2009).
- Scheffrahn, R., J. Krecek, A. Szalanski & J. Austin. (2005a). Synonymy of Neotropical Arboreal Termites *Nasutitermes corniger* and *N. costalis* (Isoptera: Termitidae: Nasutitermitinae), with evidence from Morphology, Genetics and Biogeography. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 98(3): 273-281
- Scheffrahn, R., J. Krecek, A. Szalanski, J. Austin & Y. Roisin. (2005b). Synonymy of two arboreal termites (Isoptera: Termitidae: Nasutitermitinae): *Nasutitermes corniger* from the Neotropics and *N. polygynus* from New Guinea. *Fla. Entomol.* 88(1): 28-33.
- Snyder, T. (1959). New termites from Venezuela, with keys and a list of described Venezuelan species. *Am. Midl. Nat.* 61(2): 313-321.
- StatSoft, Inc. (2007). *STATISTICA. Versión 8.0.*
- Steyermark, J. & O. Huber. (1978). Flora del Ávila. *Sociedad Venezolana de Ciencias Naturales.* Vollmer Foundation y Ministerio del

Ambiente y de los Recursos Naturales Renovables. Caracas.

Thorne, B. (1980). Differences in Nest Architecture Between the Neotropical Arboreal Termites *Nasutitermes corniger* and *Nasutitermes ephratae* (Isoptera: Termitidae). *Psyche*. 87:235-244

Thorne, B., M. Haverty & M. Collins. (1994). Taxonomy and Biogeography of *Nasutitermes acajutlae* and *N. nigriceps* (Isoptera: Termitidae) in the Caribbean and Central America. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 87(6): 762-770.

Thorne, B., M. Collins & K. Bjorndal. (1996). Architecture and nutrient analysis of arboreal carton nests of two neotropical *Nasutitermes* species (Isoptera: Termitidae), with notes on embedded nodules. *Fla. Entomol.* 79(1): 27-37.

Vargas, A., O. Sánchez & F. Serna. (2005). Lista de géneros de Termitidae (Insecta: Isoptera) de Colombia. *Biota Colombiana*. 6(2): 181-190.

species. *Am. Midl. Nat.* 61(2): 313-321.

CARACTERÍSTICAS E IMPORTANCIA DE LOS HIFOMICETOS ACUÁTICOS Y REGISTRO DE ESPECIES EN VENEZUELA

Features and importance of aquatic hyphomycetes and species reports in Venezuela

RAFAEL FERNÁNDEZ D¹., GUNTA S. BRIEDIS² y MASSIEL PINTO³

Universidad de Carabobo (Departamento de Biología).

Universidad Central de Venezuela, Facultad de Ciencias, Instituto de Biología Experimental (IBE-UCV)

rafaelfer2103@hotmail.com¹, gunta.smits@ciens.ucv.ve², massiel.pinto@gmail.com³

Fecha de Recepción: 27/04/2010, **Fecha de Revisión:** 28/07/2010, **Fecha de Aceptación:** 18/10/2010

Resumen

Los hifomicetos acuáticos son un grupo de hongos imperfectos microscópicos que en el ecosistema acuático son los responsables de degradar y modificar el material vegetal que cae al agua, facilitando así que el mismo sea utilizado por otros organismos presentes. Estos hongos son muy importantes desde el punto de vista ecológico y biotecnológico, dada la batería enzimática que posee. Sería importante conocer las especies de los mismos en las distintas latitudes del mundo, en particular en las zonas tropicales donde son aún pocos los registros y específicamente en Venezuela. Este trabajo permite dar una breve y sencilla visión de estos microorganismos, así como la lista actualizada de las especies registradas en el país.

Palabras clave: Hifomicetos Acuáticos, Listado de Especies, Ríos de Venezuela

Abstract

Aquatic hyphomycetes are a group of imperfect microscopic fungi that live in aquatic ecosystems, which is responsible for decomposition of the organic matter into water, facilitating its degradation by other organisms. Ecologically and biotechnologically, these fungi are important, considering their enzymatic battery, involved in a lot of industrial, decomposition and bioremediation processes. Therefore, is important to identify fungi in very world latitudes, and particularly in tropical regions, including Venezuela, where these organisms are poorly characterized.

Keywords: Aquatic Hyphomycetes, Species List, Venezuelan Stream

1. Introducción

Los hifomicetos acuáticos son hongos microscópicos imperfectos, dominantes en la colonización de las hojas deciduas o cualquier materia particulada que cae en las corrientes de agua, constituyendo un importante puente trófico entre las hojas sumergidas y los invertebrados del sistema lótico (Arsuffi & Suberkropp, 1984; Bärlocher, 1992a; Bärlocher, 1992b; Bärlocher, 1992c). Así, la estructura de su comunidad está caracterizada por las estructuras esporulantes que se desarrollan sobre la superficie foliar o las conidias liberadas desde las hojas (Chamier & Dixon, 1982; Bärlocher, 2000; Descals & Moralejo, 2001). En este sentido, pueden considerarse desde el punto de vista ecológico como bioindicadores de la calidad de agua, debido a que su presencia está concatenada a buenas condiciones fisicoquímicas y microbiológicas del agua. A su vez, al estar su capacidad degradativa relacionada a la batería enzimática que posee, biotecnológicamente se han caracterizado enzimas de alto valor biorremediativo e industrial. Estos hongos se distribuyen a nivel mundial, no obstante, la mayoría de las especies que se han identificado están localizadas en las regiones frías y templadas, mientras que en los trópicos son pocos los trabajos realizados al respecto, a pesar de ser la franja geográfica donde se localiza la mayor diversidad biológica (Bärlocher, 1992; Santos & Betancourt, 1997; Schoenlein & Piccolo, 2003; Smits *et al.*, 2007). En vista de la gran importancia que tienen los hifomicetos acuáticos en el balance de energía en los sistemas lóticos de bajo orden, así como desde el punto de vista biotecnológico y ecológico (bioindicadores), además de la poca información concerniente a estos microorganismos en Venezuela, se consideró realizar esta revisión bibliográfica describiendo brevemente las características y factores relevantes de estos organismos, resaltando particularmente los reportes de las especies que se han realizado hasta la fecha en el país.

2. Características y Taxonomía de los Hifomicetos Acuáticos

La mayoría de hifomicetos acuáticos producen esporas (conidias), por lo cual se identifican tradicionalmente mediante microscopía de luz, presentando conidias de distintas formas, en su mayoría tetraradiadas, un pequeño grupo de tipo sigmoide, fusiformes, enrolladas y esféricas, mientras algunas especies tienen esporas de forma convencional (Ingold, 1975). Así, Goh & Hyde (1996), señalan que la morfología de las conidias confieren a estos hongos mayor habilidad para permanecer suspendidas en el agua por periodos extensos de tiempo y aumenta la probabilidad de los propágulos a permanecer adheridos a sustratos orgánicos, disponibles para colonizar.

Con respecto a la clasificación, los hifomicetos acuáticos constituyen un grupo filogenéticamente artificial y heterogéneo, en esencia morfos de Ascomicetos y Basidiomicetos (Webster, 1992). También, Dix & Webster (1995) se han referido a este grupo, con el término de hongos tetraradiados, debido a que muchas especies producen conidias con formas radiadas o estrellas, con una parte central, desde las cuales tres o cuatros brazos son proyectados en posición divergente. Los estudios iniciales sobre taxonomía de hifomicetos acuáticos registran aproximadamente 60 géneros y alrededor de 120 especies, en su mayoría ascomicetos y algunos basidiomicetos. También, estos estudios destacaron que aquellos hifomicetos con incidencia terrestre serían mejor llamados “hifomicetos anfibios” (Ingold, 1979). Por otra parte, Goh & Hyde, (1996), proponen una clasificación de hongos acuáticos de acuerdo a su forma y ciclo de vida, contemplando tres grupos:

1. Hifomicetos Ingoldianos: hongos que presentan conidias con formas hidrodinámicas y son exclusivamente dependiente de medio ambiente acuático para su reproducción.
2. Hifomicetos aero-acuáticos: aquellos hongos

que pueden soportar condiciones sumergidas pero se reproducen fuera del medio ambiente acuático.

3. Hifomicetos acuático-terrestres e Hifomicetos acuático-sumergidos (Demateaceos): hongos facultativos, ya que son observados tanto en medios ambientes acuáticos como terrestres.

Adicionalmente los investigadores señalan que existen más de 600 especies de hongos acuáticos, la mayoría reportados para zonas templadas en comparación con regiones tropicales. Estos incluyen 340 ascomicetos, 300 deuteromicetos, y otros no señalados (Goh & Hyde, 1996). Dos años más tarde Wong *et al.* (1998), reordenan estas especies en tres grupos, los cuales incluyen: hongos Ingoldianos, ascomicetos acuáticos e hifomicetos no Ingoldianos (quitridiomycetos y oomicetos) La identificación de las especies se han realizado mediante métodos tradicionales o convencionales, basados en las características morfológicas de las conidias, debido a que la mayoría de hifomicetos acuáticos produce esporas (Marvanová, 1997). Sin embargo, la mayoría de la biomasa fúngica sobre hojas en descomposición consiste de hifas vegetativas, las cuales no pueden ser identificadas a través de microscopía convencional. En este sentido, el margen de error del método tradicional se debe a que la ausencia de conidias es causada por no haber especie alguna o por la presencia de micelio no esporulante (Nikolcheva, *et al.*, 2003). De tal manera, que los métodos moleculares (basados en ADN), podrían evitar los problemas asociados con las técnicas basadas en microscopía convencional. Así, Nikolcheva *et al.* (2003) mediante dos métodos moleculares, (electroforesis en geles con gradiente desnaturizante “DGGE”; Polimorfismos de fragmentos de restricción terminales “TRFLP”), estiman con mayor efectividad la diversidad de hongos acuáticos sobre hojas en descomposición con T-RFLP, reafirmando que es más efectivo que el sistema DGGE (Ravijara, *et al.*, 2005). No obstante, de manera sencilla, rápida y certera pueden identificarse especies hasta nivel de cepas,

utilizando técnicas fundamentadas en PCR, tal como lo hicieron para diferentes cepas de *Tetracladium*, utilizando cebadores de regiones mitocondriales hiper variables IST y COX1 (Letourneau *et al.*, 2010).

3. Métodos de Colección de Muestra

La caracterización de la comunidad de hifomicetos acuáticos está directamente relacionada con la identificación morfológica y propiedades de las conidias. De esta manera, la estructura, flotabilidad y producción de conidias puede influir en el examen y contaje de la comunidad de estos hongos, debido a que las conidias se distribuyen según su morfología. Así, las esporas con formas estrelladas se incluyen fácilmente en la espuma, mientras que las de otro tipo se encontrarán diluidas en el cauce del río (Ingold, 1975). Desde el descubrimiento de los hifomicetos acuáticos por Ingold (1942), la toma tradicional de muestras se realiza de agua y material vegetal sumergido (Ingold, 1943a; Ingold, 1943b; Ingold, 1944; Ingold, 1979).

Así, Iqbal & Webster (1973a) emplean una colección de hojas y/o material vegetal tomados al azar, incubándolas *in situ* (río) o *in vitro*. Mediante este método, se examinan la colonización y distribución de los hifomicetos acuáticos, de acuerdo a la capacidad que poseen dichos hongos para degradar polímeros de origen vegetal, resaltándose que la distribución de estos hongos está significativamente relacionada con las propiedades fisicoquímicas y microbiológicas de los ríos, así como factores ambientales, la estacionalidad y la disponibilidad y tipo de material vegetal (Gessner & Robinson, 2003). De tal manera que dependiendo de la especie vegetal, el índice de preferencia y número de especies colonizantes variará tanto en zonas templadas como tropicales (Canhoto & Graça, 1996; Ahmed & Abdel-Raheen, 2004).

No obstante, Ingold (1975) pudo constatar que las esporas de estos hongos acuáticos son concentradas en burbujas de aire, que se congregan como espuma natural persistente en los remansos de los ríos, pero debido a que al llover la espuma natural se diluye en el lecho del río (Clement *et al.*, 2001) o por baja precipitación (sequía) que disminuye el caudal del río, no formándose espuma, se desarrolló el método de espuma artificial (de burbujas de tamaño variable), utilizando para ello detergente biodegradable, colectando la muestra poco tiempo después de su formación, pero la deficiencia que presenta este método es justamente el tiempo necesario, ya que poco se sabe de lo requerido en la permanencia de la espuma en el cauce, para igualar la diversidad encontrada en espumas naturales (Iqbal, 1993). La espuma atrapa las conidias de acuerdo a la morfología de las mismas y al tipo de espuma. Así en las burbujas de aire quedaran atrapadas con mayor facilidad las esporas de forma tetra-radiada, mientras que dependiendo del tipo de espuma la eficiencia de captura y permanencia viable es distinta. En la espuma natural blanca, localizada generalmente en zonas corrientes y remansos con moderada turbulencia, las burbujas son de mayor tamaño, se encuentran dispersas, son de menor tiempo de formación, lo que le confiere a los hifomicetos frescura. Por su parte, en la espuma natural amarilla, por tener un mayor tiempo de formación, se observa color pardo-amarillento, debido a que se acumulan sustancias producto de la descomposición del material vegetal, sus burbujas lucen compactas y de menor tamaño, y se encuentra en remansos o en zonas donde se presenta la tendencia de estancarse el agua del río (Iqbal & Webster, 1973b; Gonczol *et al.*, 2001). Se debe destacar que, entre los métodos de recolección basados en el uso de espumas, el del tipo natural es el más adecuado (Pinto *et al.*, 2009).

El método de filtración mediante membrana se fundamenta, en hacer pasar por un filtro de membrana (Millipore 0.45 μm) agua colectada de

la corriente del río (Iqbal, 1997), con la premisa de retener en el filtro las esporas que se encuentren diluidas en el agua. Sin embargo, hay poca precisión en cuanto al volumen exacto de agua requerido, dadas las similitudes morfológicas de las conidias de diferentes especies, producto del tiempo en que permanecen las mismas en el agua almacenada o por daños causados durante el proceso de filtración, al hecho de que puede haber un efecto de dilución, por el incremento del caudal del río causado por las lluvias (Shearer & Lane, 1983).

4. Factores fisicoquímicos y biológicos que afectan el desarrollo de los hifomicetos acuáticos

Desde el punto de vista ecológico, muchas especies pertenecientes a este grupo presentan distribución cosmopolita, con variaciones altitudinales y latitudinales (Koske & Duncan, 1974); la mayor información que se tiene se refiere a especies de zonas templadas, ya que esta zona es donde se han realizado la mayor cantidad de trabajos, sin embargo, pese a los pocos trabajos realizados en el trópico, se señalan especies comunes restringidas a las zonas tropicales (Ranzoni, 1979; Bärlocher, 1992a). Su hábitat se presenta principalmente en sistemas lóticos (ríos o quebradas), de agua clara, limpia, bien aireada y con moderada turbulencia, así como en sistemas lénticos (embalses, lagos) con diferentes clases y niveles de contaminación (Ingold, 1975), ya sea en el material vegetal autóctono como en el sistema dulceacuícola propiamente dicho, De igual manera, las zonas donde se acumule agua de forma temporal, pueden constituirse en excelentes microhabitats para el desarrollo de estos organismos, como por ejemplo, los tejados (Czeczuga & Orłowska, 1997) o los agujeros de troncos de árboles (Gonczol & Revay, 2003; Gonczol & Revay, 2006). Por último, los demateaceos pueden desarrollarse en el suelo del área ribereña a la corriente (Cavalcanti & Milanez, 2007).

La distribución de estos hongos puede estar influenciado por la estacionalidad, así en zonas templadas, las concentraciones máximas de conidias se encuentran en el otoño e inicios del invierno, debido a que durante el otoño las corrientes reciben gran suministro de restos de árboles y materia orgánica en general, lo que aumenta la densidad de colonización de los hifomicetos acuáticos (Ingold, 1975; Thomas *et al.*, 1996; Gonczol & Revay, 1999), encontrándose en verano comúnmente y de manera dominante especies también presentes en zonas tropicales (Suberkropp, 1984; Chauvet, 1991). Por otra parte, en zonas tropicales, las variaciones de las especies son pequeñas, siendo concatenadas a factores climáticos (Betancourt *et al.*, 1987), particularmente es mayor la diversidad de especies en periodos lluviosos (Karamchand & Sridhar, 2008; Paliwal & Santi, 2009).

Por otro lado, durante el proceso de descomposición del material vegetal sumergido, se presenta un evento de sucesión de especies de hifomicetos acuáticos, cuyo número de especies aumenta con el tiempo (Zhou & Hyde, 2002), encontrando especies principales o dominantes (Suberkropp & Klug, 1976), o junto a éstas, algunas especies ocasionales, donde las primeras dependen del inóculo disponible en el cuerpo de agua y que la formación y mantenimiento de la asociación entre las especies es el resultado de una dinámica combinación multifactorial de interacciones competitivas (Chamier & Dixo 1982; Chamier *et al.*, 1984; Duarte *et al.*, 2006). Aunque no necesariamente esto se relacione directamente con especies exitosas en la colonización (Shearer & Webster, 1985).

La biomasa fúngica, esporulación, actividad enzimática y estructura comunitaria, están influenciados por factores fisicoquímicos o ambientales, tales como la latitud, la temperatura, composición química del agua, pH, radiación UV, nutrientes disponibles (fósforo (P), nitrógeno (N) y

sulfato (S)), oxígeno disuelto, entre otros, los cuales frecuentemente fluctúan durante el proceso de descomposición de la materia vegetal (Webster, *et al.* 1976; Bärlocher, 1982; Gessner & Chauvet, 1994; Suberkropp & Chauvet, 1995; Sridhar & Bärlocher, 1997).

En relación con la temperatura, ésta afecta de manera importante la incidencia y distribución de los hifomicetos acuáticos (Suberkropp, 1984; Abdel-Raheem & Ali, 2004), encontrándose algunas especies comunes en el clima templado y otras en el tropical (Nilsson 1962; Barlocher, 1992b; Czezuga *et al.*, 2003), favoreciéndose la esporulación a temperaturas bajas o moderadas entre 15 y 29°C (El-Hissy *et al.*, 1992; Chauvet & Suberkropp, 1998). No obstante, pocas especies esporulan a más de 35°C (Chandrashekar *et al.*, 1991; Rajashekhar & Kaveriappa, 1996), por lo cual el patrón de temperatura de esporulación y/o desarrollo dependerá de cada especie (Chauvet & Suberkropp, 1998), siendo siempre mayor la diversidad a una mayor y óptima temperatura (Barlocher *et al.*, 2008). Por su parte, el pH influye en la diversidad de especies, siendo ésta mayor en ríos neutros que en ríos ácidos o alcalinos (Wood & Bärlocher, 1983), aunque Woelkerling & Baxter (1968) indican que no hay relación evidente con este factor, no se puede evaluar de manera aislado el mismo, sino en conjunto con otros parámetros (Rajashekhar & Kaveriappa, 2003). Por otra parte, a pesar de las graves consecuencias ambientales de la pérdida de la capa de ozono y el subsecuente incremento de la radicación ultra violeta (UV), no se ve afectado significativamente el proceso de descomposición por parte de los hifomicetos acuáticos (Díaz *et al.*, 2010).

Los nutrientes son indispensables para el desarrollo y esporulación de los hifomicetos acuáticos (Woelkerling & Baxter, 1968; Chandrashekar *et al.*, 1991; Iqbal 1997; Sridhar & Barlocher, 2000), particularmente el nitrógeno (Bengtsson, 1983) o el fósforo (Casas & Descals,

1997), pudiendo cambiar la composición de especies según el impacto antrópico sobre los cursos de agua (Clement *et al.*, 2001). Así, Gulis & Suberkropp (2004), observaron esa tendencia en corrientes con moderados niveles de fósforo (P) y nitrógeno (N), en los que se incrementaron significativamente tanto el número de especies como la concentración de conidias, y cambió en el patrón de dominancia al enriquecer el río con dichos elementos. No obstante, bajo esas condiciones, Pascoal *et al.* (2003) sólo mencionan el incremento en la producción de esporas. En cuanto al sulfuro, se ha determinado que concentraciones 4.0 mg/L, inhiben la producción de conidias en algunas especies (Rajashkhar & Kaveriappa, 1996). En este orden de ideas, el nivel de nutrientes, en particular el nitrógeno, puede estar relacionado con la actividad enzimática durante el proceso de descomposición de la hojarasca (Canhoto & Graça, 1996), pudiendo modificarse dependiendo de la especie, el tipo de enzima y la cinética química de la misma (Abdel-Raheen, 1997a).

El oxígeno disuelto (concentración) y/o aireación juegan un papel importante en las poblaciones de hifomicetos acuáticos (El-Hissy *et al.*, 1992), ya que las corrientes bien aireadas contienen una densa acumulación de esporas. Así, El-Hissy *et al.* (1992) y Abdel-Raheem (1997 b), han observado una alta riqueza de hifomicetos acuáticos en hojas sumergidas en descomposición en ríos con alto contenido de oxígeno disuelto, donde puede haber dominancia de especies, tal como lo describió Madeiros *et al.* (2009), al observar la presencia de *A. tetracladia* y *F. curta* a bajas concentraciones de oxígeno y *F. curvula* y *A. filiformis* a alto nivel de O₂. Por su parte, Rajashkhar y Kaveriappa (2003), señalan que las diferencias encontradas en corrientes al occidente de la India fueron debidas a bajos niveles de oxígeno disuelto; sin embargo, Woelkerling & Baxter (1968) destacan que la incidencia de las especies comunes fue indiferente al régimen de

oxígeno en corrientes y lagos de Wisconsin. Por otro lado, Suzuki & Nimura (1962) plantean que en el mismo río, vario la dominancia de especies en función de las zonas: de alta corriente (rápidos, O₂ alto: *A. acuminata*, *C. chaetocladia*, *C. aquatica*, *T. marchalianun* *F. penicillioides*) o baja corriente (pozos, O₂ bajo: *F. curvula*, *T. gracile*, *T. monosporus*, *V. eloedae*). La distinción de la diversidad de las especies entre pozo y rápido es reafirmada en estudios con *Anacardium excelsum* (Rincón *et al.*, 2005) y *Ficus* sp (Rincón *et al.*, 2009).

La vegetación ribereña tiene un efecto significativo sobre la diversidad de hifomicetos acuáticos en las corrientes de los ríos, siendo por lo general mayor la diversidad de especies en ríos que fluyen por áreas bordeadas de árboles, en contraste con ríos de páramo y ríos que fluyen por prados con pocos árboles (Iqbal & Webster, 1973a; Rajashkhar & Kaveriappa, 2003). En este sentido, en estudios realizados sobre la colonización de hifomicetos acuáticos sobre las hojas en descomposición, se ha podido evidenciar que estos hongos, además de las hojas, también colonizan y degradan otras partes de las plantas, tales como: raíces de gramíneas y pteridofitas (Sati & Belwal, 2005; Sati & Belwal, 2009) y granos de polen de *Typha angustifolia* y esporas de *Pteridium aquilinum* (Czeczuga & Orłowska, 2001). También la diversidad de hongos sobre las hojas en descomposición aumenta con el tiempo (Canhoto & Graça, 1996), ya que muchas especies de manera sucesional seleccionan el microhábitat a explotar, presentándose dominancia por el taxón de las hojas a colonizar (Bengtsson, 1983; Abdel-Raheen, 1997b; Gessner & Chauvet, 1997; Ahmed & Abdel-Raheen, 2004), dependiendo de la composición química del mismo. De esta manera es menor la colonización y esporulación en sustratos ricos en lignina (Gulis, 2001) u otros compuestos (Artigas *et al.*, 2008).

Durante el proceso de descomposición de las

hojas en sus distintas etapas, se establecen relaciones intraespecíficas e interespecíficas entre las especies de los diferentes organismos que participan en dicho evento. En los estados iniciales, la actividad microbiana es responsable de romper los polisacáridos en las paredes vegetales. Como consecuencia del ataque microbiano las hojas se ablandan y el contenido de nitrógeno aumenta (Kauskik & Hynes, 1968; Khan, 1987), posterior a ello, los hongos acuáticos dominan el proceso de descomposición de tejidos de las hojas, finalmente en el proceso avanzado se observa la incidencia de las bacterias colonizando el sustrato (Suberkropp & Klug, 1976; Chamier *et al.*, 1984). De igual forma la interacción con macro invertebrados es relevante (Suberkropp, 1992, Webster & Benfield, 1986), estimando que la contribución de los detritívoros en la descomposición de la hojarasca fue de un 64%, seguido de los hongos con el 15% y las bacterias con un 7%, debido a que a pesar que los detritívoros requieren de la transformación del sustrato por parte de los hongos y bacterias, estos son trituradores, mientras que los otros dos se basan en la utilización de la maquinaria enzimática para la degradación (Hieber & Gessner, 2002). Adicionalmente, la liberación de metabolitos secundarios (polifenoles, ácido láctico, etc.) durante el proceso de descomposición, inhiben o disminuyen el crecimiento de hifomicetos acuáticos y de larvas de la especie trituradora *Tipula laterales* (Canhoto & Graça, 1999).

Por otra parte, puede presentarse un efecto de sinergismo antagónico entre las bacterias y los hifomicetos acuáticos durante la descomposición de hojas sumergidas, constatando que la acumulación de biomasa fúngica fue más alta en ausencia que en presencia de bacterias y viceversa, mientras que la biomasa microbiana fue aproximadamente el doble en ausencia de hongos comparado cuando los hongos estuvieron presentes (Lindblom & Tranvik, 2003).

Con referencia a las relaciones interespecíficas

entre los hongos terrestres y los hifomicetos acuáticos, Rodríguez & Graça (1997) señalan que la capacidad de maceración y pérdida de biomasa vegetal fue mayor en cultivos con hifomicetos acuáticos.

Finalmente, en ensayos en microcosmos de laboratorio, Duarte *et al.* (2006) incubando monocultivos y cultivos mixtos de algunas especies de hifomicetos acuáticos aislados a partir de hojas en descomposición, demostraron que las relaciones específicas de ciertas especies podrían tener una influencia mayor sobre el funcionamiento del sistema, más que el número de especies.

5. Importancia ecológica y biotecnológica

En los sistemas lóticos, este grupo de organismos es un puente primordial en la transferencia energética en la cadena trófica (Barlocher, 1985). En este orden de ideas, Fernández & Smits (2005) destacan que índices elevados de diversidad de estos hongos están concatenados a una alta calidad ambiental en estos sistemas, debido a que los hifomicetos acuáticos son considerados bioindicadores de pureza en dicho ecosistema. Es por ello que algunos autores han evidenciado este efecto mediante estudios realizados en ríos contaminados, en los cuales la diversidad de especies de estos hongos es severamente restringida (Sridhar & Barlocher, 1998), particularmente con metales pesados (Sridhar *et al.*, 2000; Sole *et al.*, 2008a), que influyen en la muerte programada de las células fúngicas (Azevedo *et al.*, 2009). Por ello, tanto en corrientes con altos niveles de aluminio (Chamier & Tipping, 1997; Baudoin *et al.*, 2008), como de cobre (Sridhar *et al.*, 2005), el crecimiento de hongos acuáticos se inhibe y la actividad enzimática se reduce drásticamente. Sin embargo, pueden haber cepas tolerantes, como es el caso de *Helisus lugdunensis*, (Braha *et al.*, 2007). No obstante, Graça (1994), Tsui *et al.* (2001), Pascoal *et al.* (2003) y Pascoal *et al.* (2005) indican que en corrientes

contaminadas con nutrientes, la producción de conidias disminuye sin evidencias de cambios significativos en cuanto a la diversidad de las especies de los hongos acuáticos.

Adicionalmente, Suberkropp *et al.* (1988) establecen que la estructura comunitaria de hifomicetos acuáticos no se ve afectada por afluentes de una planta de tratamiento de aguas residuales, planteándose que estos hongos son bioindicadores inapropiados para este tipo de contaminación. Resultados similares fueron obtenidos por Lopéz *et al.* (2004), quienes evidenciaron que los hongos acuáticos del grupo Dematiaceos, se desarrollaron normalmente en un río al Sur de Francia cuya concentración de metales pesados era elevada y pH bajo.

Por otro parte, existen evidencias de su importancia biotecnológica, dada la capacidad de degradar algunos polímeros de las células vegetales, como son: celulosa, hemicelulosa y pectinas (Chamier, 1985) y probablemente lignina (Hasija & Singhal, 1991), produciendo amilasas, celulasas, pectinasas, proteasas, pirocatenol oxidasas, triacil glicerol lipasas y xilanasas (Zemek *et al.*, 1985; Chandrashekar & Kaveriappa, 1991; Suberkropp, 1991; Osman *et al.*, 2008). Adicionalmente, algunos de estos hongos son capaces de degradar partes animales, como el exoesqueleto de insectos, pelos de mamíferos y las escamas de peces (Goh & Hyde, 1996). De tal forma, los productos metabólicos mencionados, podrían masificarse mediante técnicas biotecnológicas y dirigirla a usos industriales en manejo de descomposición de desechos, así como también, en la aceleración del tratamiento de la materia prima de origen vegetal, entre otros.

En este orden de ideas, Abdel-Raheen & Ali (2004) y Simoins *et al.* (2008) han determinado la capacidad enzimática de 20 y 27 especies de hifomicetos acuáticos, respectivamente, que presentaron habilidad para producir enzimas lignocelulíticas extracelulares, tales como:

endoglucanasa, endoxilanasas, β -glucosidas, lacasa, peroxidasa, polifenolasa, tirosinasa y β -xilosidasa. Otros autores han obtenido resultados similares para actividad de lacasa (Abdel-Raheen, 1997a), celulasas extracelulares (Chandrashekar & Kaveriappa, 1991) y pectinasas (Chamier & Dixon, 1982).

Otros usos potenciales, son el biorremediativo y el antibiótico. Con el primero, se ha evidenciado el potencial oxidativo de *Heliscus lugdunensis* para atacar compuestos cenobióticos, facilitando la biotransformación del metabolito contaminante 1-Naphthol en un 74% en cinco días (Torsten *et al.*, 2006). De igual forma, se tiene el caso de una cepa de *Clavariopsis aquatica* que incrementa los niveles de Lacasa en la degradación de xenotrógeno (Sole *et al.*, 2008b; Martin *et al.*, 2009). Finalmente, tanto para bacterias Gram negativas como positivas, se han encontrado cepas de *Flagellospora* sp. y *Mycrocentrospora* eficaces para uso antibiótico (Gulis & Stephanovich, 1999).

6. Distribución mundial, regional y reportes de especies en Venezuela

Los mayores esfuerzos en el estudio sobre estos hongos se han concentrado en zonas templadas, identificándose hasta el momento unas 300 especies (Roldán & Honrubia, 1988; Roldán *et al.*, 1987; Roldán *et al.*, 1988; Bärlocher, 1992a; Goh & Hyde, 1996; Harrington, 1997; Czezug & Orłowska, 1999; Gonczol *et al.*, 1999; Graça *et al.*, 2005; Prokhorov & Bodyagin, 2007a,b; Shearer *et al.*, 2007). A pesar de ser más rica y variada la flora y fauna en la franja tropical y sub tropical, son pocos los reportes al respecto, siendo de gran relevancia los trabajos en Asia (Lee *et al.*, 1998; Chan *et al.*, 2000), Hawaii (Anastasiou, 1964), Camerún (Chen *et al.*, 2000), Ghana (Dixon, 1959), Nigeria (Ingold, 1956; Ingold, 1959; Calduch *et al.*, 2002), Uganda y Rhodesia (Ingold, 1958) y Nueva Zelanda (Aimer & Segedin, 1985). Para América del Sur, Shoenlein &

Piccolo (2003) totalizan 90 especies: 20 especies para Argentina, 49 para Brasil, 14 para Chile, 5 para Ecuador, 29 para Perú y 11 para Venezuela. Por otra parte, para la región caribeña, Betancourt *et al.* (1986) indicaron 26 especies en diferentes afluentes de la Cordillera Central del Parque Nacional Armando Bermúdez en República Dominicana, señalando que existe poca variación en la composición de especies con respecto a las diferentes zonas de colecta, además, debido a la cercanía de esta nación con Puerto Rico y Cuba, los autores sugieren que la flora de hifomicetos acuáticos probablemente sea similar en las tres islas. Para Puerto Rico se registran 15 especies a partir de hojas en descomposición y 52 especies en hojas sumergidas en la Quebrada Doña Juana en el Bosque Estatal de Toro Negro, Villalba (Betancourt & Caballero, 1983; Betancourt *et al.*, 1987), 20 especies en el Río Mariacao a partir de agua y espuma (Justidiano & Betancourt, 1989a; Justidiano & Betancourt, 1989b), 12 especies en agua de otros ríos (Santos *et al.*, 1996) y 39 especies en cuevas y sumideros del Parque de las Cavernas del Río Camuy (Nieves, 2003). Finalmente para Jamaica Hudson & Ingold (1960) señalaron 14 especies.

En Venezuela, el primero en realizar estudios sobre la diversidad de hifomicetos acuáticos fue, Nilsson (1962), quien identificó 11 especies a partir de muestras vegetales sumergidas en ríos y quebradas durante la sequía, en zonas tanto urbanas como poco pobladas o naturales: al Norte de la Cordillera de La Costa, Los Andes y la zona montañosa de la región del Sur de El Dorado de la Guayana venezolana. Cuatro décadas más tarde, Smits (2005) iniciaron

un inventario de las especies de hifomicetos acuáticos en ríos de la Cordillera de la Costa venezolana, en los cuales a partir de muestras de espuma, identificaron 39 especies no registradas para el país. De igual forma, Fernández & Smits (2005) señalan de manera preliminar 15 especies en el Río Cabriales (Parque San Esteban). Posteriormente, Smits *et al.* (2007) a partir de muestras de agua y espuma señalan 50 especies en cursos de agua ubicados en Parques Nacionales de la región centro costera del país: 34 especies en el Parque Nacional Guatopo (Quebrada Guatopo, Quebrada Ingenio, Quebrada Martinera), 38 especies en el Parque Nacional El Avila (Quebrada Tocomplete, Río Los Castillos) y 35 especies en el Parque Nacional San Esteban (Río Cabriales y Río Cúpira). Asimismo, Cressa & Smits (2007) reportan 14 especies en ríos de “aguas oscuras” en el Parque Nacional Dinira (Quebrada El Vino, Quebrada Los Pinetes) en la región centro occidental del país, tomando muestras de espuma y agua. Por último, Pinto *et al.*, (2009) reportan 41 especies en el Río Cúpira, mientras que Fernández & Smits (2009) señalan 42 para este mismo, además de 43 para el Río Cabriales, a partir de muestras de espuma (Tabla 1). Así, se tiene en la actualidad 70 especies reportadas para Venezuela (Guayana: 1; Los Andes: 3; Occidente; 14 y Centro: 68), de las cuales 59 son registros realizados en los últimos 5 años, evidenciándose que la flora de hifomicetos acuáticos en nuestro país es rica y muy variada, lo cual a su vez demuestra la alta calidad ambiental de los sectores estudiados, impulsando así, nuevas investigaciones en ese sentido en otros ríos venezolanos.

Especie	Investigaciones y sector estudiado
<i>Actinospora megalospora</i> Ingold	II(9) III(11) V(7,8,9)
<i>Alatospora acuminata</i> Ingold	II(14) III(11) IV(12) VI(10,14,15) V(7,9,10,11,14,15) VII(15)
<i>Anguillospora crassa</i> Ingold	III(11) IV(12) V(9,10) VI(10) VI(14,15) VII(15)
<i>Anguillospora filiformis</i> Greath.	II(14) III(11) VI(10,14,15) V(9,10,11,14,15)
<i>Anguillospora gigantea</i> Ranzoni	VII(15)
<i>Anguillospora longissima</i> (Sacc. & Sydow) Ingold	I(1) IV(12) V(11) VII(15)
<i>Anguillospora aquatica</i> S. Nilsson	I(6) V(11)

Continuación Tabla 1

Especie	Investigaciones y sector estudiado
<i>Articulospora tetracladia</i> Ingold	I(2) II(14) III(11) VI(10,14,15) V(7,10,11,14,15) VII(15)
<i>Beltrania rhombica</i> Penz.	III(11) V(8,10,11,14,15) VI(10,14,15)
<i>Beltraniella portoricensis</i> (F. Stevens) Piroz. & Patil	V(8,10) VI(10)
<i>Brachiosphaera tropicalis</i> Nawawi	II(14) III(11) V(7,8,11,14,15) VI(14,15) VII(15)
<i>Camposporidium</i> sp.	VI(14,15)
<i>Camposporium antenatum</i> Harkn.	V(14) VI(14) VII(15)
<i>Camposporium pellucidum</i> (Grove) S. Hughes	V(7,10,11,14,15) VI(10,14,15)
<i>Campylospora chaetocladia</i> Ranzoni	I(2) II(14) III(11) IV(12,13) V(7,8,9,10,11,14,15) VI(10,14,15) VII(15)
<i>Campylospora filicladia</i> Nawawi	II(14) III(11) VI(10) V(7,9,10,11,14,15) VI(14,15) VII(15)
<i>Campylospora parvula</i> Kuzuha	V(14,15) VI(14,15)
<i>Campylospora</i> sp.	VII(15)
<i>Clavariopsis aquatica</i> De Wild.	V(10,14) VI(10,14,15) VII(15)
<i>Clavariopsis azlanii</i> Nawawi	V(7)
<i>Clavatospora stellata</i> (Ingold & Cox)	VI(14,15)
<i>Clavatospora tentacula</i> Sv. Nilsson	II(14) III(11) VI(10,14,15) V(7,8,9,10,11,14,15) VII(15)
<i>Condylospora flexuosa</i> Nawawi & Kuthub	V(7)
<i>Condylospora spumigena</i> Nawawi	IV(12)
<i>Culicidospora gravida</i> R. H. Petersen	III(11) V(7,10,11,14,15) VI(10,14,15) VII(15)
<i>Dactylella aquatica</i> Ingold	I(2)
<i>Dactylella submersa</i> (Ingold) Sv. Nilsson	VII(15)
<i>Diplocradiella longibrachiata</i> Nawawi & Kuthub.	II(14) III(11) V(8,10,11,14,15) VI(10,14,15)
<i>Diplocradiella scalaroides</i> Arnaud ex M. B. Ellis	III(11) IV(13) V(7,8,10,11,14,15) VI(10,14,15)
<i>Diplocradiella</i> sp.	V(7,14,15) VI(14,15) VII(15)
<i>Dwayangam comuta</i> Descals	VI(14)
<i>Flabellocladia tetracladia</i> Nawawi	V(8,9,14,15) VI(14,15) VII(15)
<i>Flabellospora acuminata</i> Descals	II(14) V(7,9,10,14,15) VI(10,14,15) VII(15)
<i>Flabellospora crassa</i>	IV(13) V(9,10,14,15) VI(10,14,15) VII(15)
<i>Flabellospora verticillata</i>	V(10) VI(10,14,15)
<i>Flagellospora curvula</i> Ingold	III(11) V(7,9,10,11,14,15) VI(10,14) VII(15)
<i>Flagellospora penicillioides</i> Ingold	I(1) IV(12)
<i>Flagellospora</i> sp.	VI(14,15)
<i>Helicoma</i> sp.	VII(15)
<i>Helicomycetes colligatus</i> R.T. Moore	V(7,14,15) VI(14,15) VII(15)
<i>Helicomycetes</i> sp.	II(14) IV(13) V(7,9,10,11,14,15) VI(14,15) VII(15)
<i>Helicomycetes torquatus</i> L. C. Lane & Shearer	II(14) IV(12) V(10,11,14,15) VII(15) VI(14,15)
<i>Heliscella stellata</i> (Ingold & Cox)	VII(15)
<i>Heliscus submersus</i> H.J. Huds.	I(3) II(14) III(11) IV(12) V(7,8,10,11,14,15) VI(14,15) VII(15)
<i>Hydrometrospora symmetrica</i> J. Gönczöl & Révay	V(7) VI(15)
<i>Isthmotricladia gombakiensis</i> Nawawi	V(9) VII(15)
<i>Jaculispora submersa</i> H. J. Huds. & Ingold	VII(15) V(7,8,10,11,14,15) VI(15)
<i>Lemoniera aquatica</i> De Wilddeman	IV(12)
<i>Lunulospora curvula</i> Ingold	I(5) IV(12) V(7,10,11,14,15) VI(14,15) VII(15)
<i>Lunulospora cymbiformis</i> K. Miura	VII(15)
<i>Magdalaenaea monogramma</i> Arnaud	VI(14,15) VII(15)
<i>Mycocentrospora acerina</i> (R. Hartig) Deighton	III(11) V(9,10,11) VI(10)
<i>Phalangispora constricta</i> Nawawi & J. Webster	V(11,14) VI(14,15) VII(15)
<i>Phalangispora nawawi</i> Kuthub	V(11)
<i>Pyramidospora casuarinae</i> S. Nilsson	I(3)
<i>Scorpiosporium angulatum</i> (Ingold) S. H. Iqbal	V(14,15) VI(14,15)
<i>Scorpiosporium chaetocladium</i> (Ingold) Dyko	V(14) VI(14)
<i>Scorpiosporium</i> sp.	VI(14,15) VII(15)
<i>Scutisporus brunneus</i> K. Ando & Tubaki	V(7,8,10,11,14,15) VI(10,14) VII(15)
<i>Speiopsis hyalospora</i> Subram. & Lodha	VI(15) VII(15)
<i>Tetracladium marchalianum</i> De Wild.	I(4) II(14) V(7,9,10,11,14,15) VI(10,14,15) VII(15)
<i>Tetracladium maxilliforme</i> (Rostr.) Ingold	III(11) V(10,11) VI(10)
<i>Tetracladium setigerum</i> (Grove) Ingold	II(11) V(10,11,15) VI(10,15)

Continuación Tabla 1

Especie	Investigaciones y sector estudiado
<i>Tricladium splendens</i> Ingold	V(7,10,11,14,15) VI(10,14,15)
<i>Tricladium</i> sp..	V(8,10,11) VI(10)
<i>Triscelophorus acuminatus</i> Nawawi	III(14) III(11) IV(12) V(7,8,9,10,11,14,15) VI(10,14,15) VII(15)
<i>Triscelophorus curviramifer</i> Matsush.	V(10,11) VI(10,14,15) VII(15)
<i>Triscelophorus monosporus</i> Ingold	I(1) III(11) V(7,8,9,10,11,14,15) VI(10,14,15) VII(15)
<i>Trisulcosporium acerinum</i> H.J Huds & Sutton	VII(15)
<i>Varicosporium delicatum</i> S.H. Iqbal	VI(15) VII(15)

Tabla 1. Especies de Hifomicetos acuáticos registradas por los investigadores en distintos cursos de agua en Venezuela.

I: Nilson (1962); Fernández y Smits (2005); III: Smits Cressa (2005); IV: Crees y Smits (2007); V: Smits *et al.* (2007); VI: Fernández y Smits (2009); VII Pinto *et al.* (2009). 1. Quebradas en los Andes (RFS). 2. Quebradas en los alrededores de Caracas (RFS). 3. Quebrada los Chorros (RFS)^b. 4. Quebradas en las cercanías del Embalse La Mariposa (RFS). 5. Quebrada de región montañosa centro norte (RFS). 6. Pozo bajo cascada en Cerro Venamo (RFS)^c. 7. Quebrada Guatopo (E y A)^a. 8. Quebrada Ingenio(E y A)^a. 9. Quebrada Martinera (E y A)^a. 10. Quebrada Tócome (E y A)^b. 11. Río Los Castillo (E y A)^b. 12. Quebrada el Vino (E y A)^c. 13. Quebrada Los Pinetes (E y A)^c. 14. Río Cabriales (E)^d. 15. Río Cúpira (E)^d. RFS: RESTOS FOLIARES SUMERGIDOS; E: ESPUMA; A: AGUA. a: Parque nacional Guatopo (Edo. Miranada); b: Parque Nacional el Ávila (Edo.

7. Bibliografía

- Abdel- Raheen, A. (1997a). Laccase activity of lignicolous aquatic hyphomycetes isolated from the river Nile in Egypt. *Mycopathologia*. 139(3): 145-150.
- Abdel- Raheen, A. (1997b). Colonization pattern of aquatic hyphomycetes on leaf packs in subtropical stream. *Mycopathologia*. 138(3):163-171.
- Abdel- Raheen, A. & E. Ali. (2004). Lignocellulolytic enzyme production by aquatic hyphomycetes species isolated from the Nile's Delta Region. *Mycopathologia*. 157(3):277-286.
- Ahmed, M. & A. Abdel-Raheen. (2004). Study of the effect of different techniques on diversity of freshwater hyphomycetes in the River Nile (Upper Egypt). *Mycopathologia*. 157(1):59-72.
- Aimer, R. & B. Segedin. (1985). Some aquatic hyphomycetes from New Zealand streams. *New Zealand J. Bot.* 23:273-299.
- Anastasiou, C. (1964). Some aquatic fungi imperfect from Hawaii. *Pacific Sci.* 28:202-206.
- Arsuffi, T. & K. Suberkropp. (1984). Leaf processing capabilities of aquatic hyphomycetes: interspecific differences and influence on shredder feeding preference. *Oikos*. 42(2): 144-154.
- Artigas, J., A. Romani & S. Sabater. (2008). Effect of nutrients on the sporulation and diversity of aquatic hyphomycetes on submerged substrata in a Mediterranean stream. *Aquatic Bot.* 88(1):32-38.
- Azevedo, M., B. Almedida, P. Ludovico & F. Cassio. (2009). Metal stress induces programmed cell death in aquatic fungi. *Trends Immunol.* 92(4): 264-270.
- Bärlocher, F. (1982). Conidium production from leaves and needles in four streams. *Can. J. Bot.* 60: 1487-1494.
- Bärlocher, F. (1985). The role of fungi in the nutrition of stream invertebrates. *Bot. J. Linn. Soc.* 91(1-2): 83-94.
- Bärlocher, F. (1992a). *The ecology of aquatic Hyphomycetes*. Springer Verlag. Berlin. Germany.
- Bärlocher, F. (1992b). Research on aquatic Hyphomycetes: historical background and overview. In: *The ecology of aquatic Hyphomycetes* (H. Remmert, F. Golley, W. Billings, O. Lange, J. Olson, Eds.), 1-15. Springer Verlag. Berlin. Germany.
- Bärlocher, F. (1992c). Community organization. In:

The ecology of aquatic Hyphomycetes (H. Remmert, F. Golley, W. Billings, O. Lange, J. Olson, Eds.), 38-76. Springer-Verlag. Berlin. Germany.

Bärlocher, F. (2000). Water-borne conidia of aquatic hyphomycetes: seasonal and yearly patterns in Catamaran Brook. *Can. J. Bot.* 78(2): 157-167.

Bärlocher, F., S. Seena, K. Wilson & D. Williams. (2008). Raised water temperature lowers diversity of hyporheic aquatic hyphomycetes. *Freshwater Biol.* 53(2):368-379.

Baudoin, J., F. Guerold, V. Felten, E. Chauvet, P. Wagner & P. Rousselle. (2008). Elevated aluminium concentration in acidified headwater streams lowers aquatic hyphomycetes diversity and impairs leaf-litter breakdown. *Microb. Ecol.* 56(2): 260-269.

Bengtsson, G. (1983). Habitat selection in two species of aquatic hyphomycetes. *Microb. Ecol.* 9(1): 15-26.

Betancourt, C. & M. Caballero. (1983). Aquatic hyphomycetes (Deuteromycotina) from Los Chorros, Utuado, Puerto Rico. *Carib. J. Sci.* 19(3-4): 41-42.

Betancourt, C., J. Cruz, J. Garcia & L. Galarza. (1986). Estudio preliminar de los Hifomicetos acuáticos (Deuteromycotina) de la Republica Dominicana. *Carib. J. Sci.* 22(1-2): 49-51.

Betancourt, C., J. Cruz & J. Garcia. (1987). Los Hifomicetos Acuáticos de la quebrada Doña Juana en el Bosque Estatal de Toro Negro, Villalba, Puerto Rico. *Canb. J. Soc.* 23(2): 278-284.

Braha, B., H. Tintemann, G. Krauss, J. Edrman, F. Barlocher & G. Krauss. (2007). Stress response in two strains of the aquatic hyphomycete *Heliscus lugdunensis* after exposure to cadmium and copper ions. *Biometals.* 20(1): 93-105.

Calduch, M., J. Gene, J. Guarro, A. Mercado & R. Castaneda. (2002). Hyphomycetes from Nigerian rain

forests. *Mycologia.* 94(1): 127-135.

Canhoto, C. & A. Graça. (1996). Decomposition of *Eucalyptus globulus* leaves and three native leaf species (*Alnus glutinosa*, *Castanea sativa* and *Quercus faginea*) in a Portuguese low order stream. *Hydrobiologia.* 333(2): 79-85.

Canhoto, C. & A. Graça. (1999). Leaf barriers to fungal colonization and shredders (*Tipula lateralis*) consumption of decomposing *Eucalyptus globulus*. *Microb. Ecol.* 37(3): 163-172.

Casas, J. & E. Descals. (1997). Aquatic hyphomycetes from mediterranean streams contrasting in chemistry and riparian canopy. *Limnética.* 13(2): 45-55.

Cavalcanti, M. & I. Milanez. (2007). Hyphomycetes isolados da água e do solo da Reserva Florestal de Dois Irmaos, Recife, PE, Brasil. *Acta. Bot. Bras.* 21(4): 857-862.

Chan, S., T. Goh & K. Hyde. (2000). Ingoldian fungi in Hong Kong. *Fungal diversity.* 5(2): 89-107.

Chamier, A. & P. Dixon. (1982). Pectinases in leaf degradation by aquatic hyphomycetes in: the field study the colonization-pattern of aquatic hyphomycetes on leaf packs in a surrey stream. *Oecologia.* 52(1): 109-115.

Chamier, A., P. Dixon & S. Archer. (1984). The spatial distribution of fungi on decomposing alder leaves in a freshwater stream. *Oecologia.* 64(1): 92-103.

Chamier, C. (1985). Cell-wall degrading enzymes of aquatic hyphomycetes: a review. *Bot. J. Linn. Soc.* 91(1-2): 67-81.

Chamier, A. & E. Tipping. (1997). Effects of aluminium in acid streams on growth and sporulation of aquatic hyphomycetes. *Environ. Pollut.* 96(3): 89-98.

- Chandrashekar, K. & K. Kaveriappa. (1991). Production of extra-cellular cellulase by *Lunulospora curvula* and *Flagellospora penicillioides*. *Ibid.* 36(3):49-55.
- Chandrashekar, K., K. Sridhar & K. Kaveriappa. (1991). Aquatic hyphomycetes of a sulphur spring. *Hydrobiologia*. 218(2): 151-156.
- Chauvet, E. (1991). Aquatic hyphomycete distribution in South-Western France. *J. Biogeogr.* 18(6): 699-706.
- Chauvet, E. & K. Suberkropp. (1998). Temperature and sporulation of aquatic hyphomycetes. *Appl. Environ. Microb.* 64(4): 1522-1525.
- Chen, J., M. Feng & T. Fomelack. (2000). Aquatic and aero-aquatic hyphomycetes occurred in Central Cameroon, western Africa. *Pak. J. Biol. Sci.* 3(11): 1847-1848.
- Clement, K., K. Tsui, D. Hyde & I. Hodgkiss. (2001). Longitudinal and temporal distribution of freshwater ascomycetes and dematiaceous hyphomycetes on submerged wood in the Lam River, Hong Kong. *J. North Am. Benthol. Soc.* 20(4): 533-549.
- Cressa, C. & G. Smits. (2007). Aquatic hyphomycetes in two blackwater streams of Venezuela. *Ecotropicos*. 20(2): 82-85.
- Czeczuga, G., B. Kiziewicz & B. Mazalska. (2003). Further studies on aquatic fungi in the river Biebrza within Biebrza National Park. *Polish J. Environ. Studies*. 12(5): 531-543.
- Czeczuga, B. & M. Orlowska. (1997). Hyphomycetes fungi in rainwater falling from building roofs. *Mycosciense*. 38(4): 447-450.
- Czeczuga, B. & M. Orlowska. (1999). Hyphomycetes in the ice of water reservoirs. *Rocz. Akad. Med. Białymst.* 44:64-75.
- Czeczuga, B. & M. Orlowska. (2001). Hyphomycetes species on floating plant spores and pollen. *Acta Hydrochim. Hydrobiol.* 29(2-3): 100-110.
- Descal, E. & E. Moralejo. (2001). El agua y la reproducción asexual en los hongos Ingoldianos. *Bot. Comp.* 25: 13-71.
- Diaz, V., R. Albarino & M. Graca. (2010). Natural UVr does not affect decomposition by aquatic hyphomycetes. *Internat. Rev. Hydrobiol.* 65(1): 1-11.
- Dix, N. & J. Webster. (1995). *Fungal Ecology*. Chapman & Hall, London, 549p.
- Dixon, P. (1959). Stream spora in Ghana. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 42(2): 174-176.
- Duarte, S., C. Pascoal, F. Cássio & F. Barlocher. (2006). Aquatic hyphomycete diversity and identity affect leaf litter decomposition in microcosms. *Oecologia*. 147(4): 658-666.
- El-Hissy, F., A. Khallil, A. Abdel- Raheem. (1992). Occurrence and distribution of zoosporic fungi and aquatic hyphomycetes in Upper Egypt. *Journal of IAS*. 5(3): 173-179.
- Fernández, R & B. Smits. (2005). Estudio preliminar de los hongos acuáticos en el río Cabriales. (Parque San Esteban, Edo. Carabobo). *SABER*. 17: 147-149.
- Fernández, R & B. Smits. (2009). Registro de la presencia de hifomicetos en ríos de la cordillera de la costa, Venezuela. *Interciencia*. 34(8): 589-592.
- Gessner, M. & E. Chauvet. (1994). Importance of stream microfungi in controlling breakdown rates of leaf litter. *Ecology*. 75(6): 1807-1817.
- Gessner, M. & E. Chauvet. (1997). Growth and production of aquatic hyphomycetes in decomposing leaf litter. *Limnol. Oceanogr.* 42(3): 496-505.

- Gessner, M. & C. Robinson. (2003). Aquatic Hyphomycetes in Alpine streams. In: *Ecology of a glacial floodplain* (Ward, J., & Uehlinger, U. Eds), 123-137. Kluwer Academic Publishers. Dordrecht. Netherlands.
- Goh, T. & K. Hyde. (1996). Biodiversity of freshwater fungi. *J. Ind. Microbiol.* 17(5-6): 328-345.
- Gonczol, J. & A. Revay. (1999). Studies on the aquatic hyphomycetes of the Morgò stream, Hungary. II. Seasonal periodicity of conidial populations. *Arch. Hydrobiol.* 144(4): 495-508.
- Gonczol, J. & A. Revay. (2003). Treehole fungal communities: aquatic, aero-aquatic and demateaceous hyphomycetes. *Fungal diversity.* 12: 19-34.
- Gonczol, J. & A. Revay. (2006). Species diversity of rainborne hyphomycete conidia from living Trees. *Fungal diversity.* 22: 37-54.
- Gonczol, J., A. Revay & P. Csontos. (1999). Studies on the aquatic hyphomycetes of the Morgò stream, Hungary. I. *Arch. Hydrobiol.* 144(4): 473-493.
- Gonczol, J., A. Revay & P. Csontos. (2001). Effect of sample size on the detection of species and conidial numbers of aquatic hyphomycetes collected by membrane filtration. *Arch. Hydrobiol.* 150(4): 677-691.
- Graca, M. (1994). Effects of water pollution on assemblages of aquatic fungi. *Limnética.* 10(2): 41-43.
- Gulis, V. (2001). Are there any substrate preference in aquatic hyphomycetes?. *Mycol. Res.* 105(9): 1088-1093.
- Gulis, V. & D. Stephanovich. (1999). Antibiotic effect of some aquatic hyphomycetes. *Mycological Res.* 103(1): 111-115.
- Gulis, V. & K. Suberkropp. (2004). Effects of whole stream nutrient enrichment on the concentration and abundance of aquatic hyphomycete conidia in transport. *Mycologia.* 96(1): 57-65.
- Harrington, J. (1997). Aquatic hyphomycetes of 21 rivers in Southern Ireland. *Biol. & Environ. Proc. Royal Irish Acad.* 97B(2): 139-148.
- Hasija, S. & P. Singhal. (1991). Degradation of Plant Litter by Aquatic Hyphomycetes. In: *Handbook of Applied Mycology: soils and plants* (Arora, D.K.; Rai, B.; Mukerji, K.G.; Knudsen, G. Eds), 408-505. Marcel Dekker. New York. USA.
- Hieber, M. & M. Gessner. (2002). Contribution of stream detritivores, fungi and bacteria to leaf breakdown based on biomass estimates. *Ecology.* 83(4): 1026-1038.
- Hudson, H. & C. Ingold. (1960). Aquatic Hyphomycetes of from Jamaica. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 43 (3): 469-478.
- Ingold, C. (1942). Aquatic Hyphomycetes of decaying alder leaves. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 25(4): 339-417.
- Ingold, C. (1943a). Further observations on aquatic Hyphomycetes. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 26(3-4): 104-115.
- Ingold, C. (1943b). On the distribution of aquatic hyphomycetes saprophytic on submerged decaying leaves. *New Phytol.* 42(2): 139-143.
- Ingold, C. (1944). Some new aquatic hyphomycetes. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 28: 35-43.
- Ingold, C. (1956). Stream spora in Nigeria. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 39 (1): 108-110.
- Ingold, C. (1958). Aquatic hyphomycetes. From Uganda and Rhodesia. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 41 (1): 109-114.

- Ingold, C. (1959). Aquatic spora of Omo forest, Nigeria. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 42(4): 479-485.
- Ingold, C. (1975). An Illustrated Guide to Aquatic and Water-borne Hyphomycetes (Fungi Imperfecti) with notes on their Biology. Freshwater Biological Association. Ambleside. Reino Unido.
- Ingold, C. (1979). Advances in the study of so-called aquatic hyphomycetes. *Am. J. Bot.* 66(2): 218-226.
- Iqbal, S. & J. Webster. (1973a). Aquatic hyphomycetes spora of the River Exe and its tributaries. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 61(2): 331-346.
- Iqbal, S. & J. Webster. (1973b). The trapping of aquatic hyphomycetes spores by air bubbles. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 60(1): 37-48.
- Iqbal, S. (1993). Efficiency of artificial foam in trapping conidia of Ingoldian fungi. *Ann Bot Fennici.* 30(2): 153-160.
- Iqbal, S. (1997). Species diversity of freshwater hyphomycetes in some streams of Pakistan. II. Seasonal differences of fungal communities on leaves. *Ann. Bot. Fennici.* 34: 165-178.
- Justidiano, J. & C. Betancourt. (1989a). Hongos ingoldianos presentes en el Rio Mariacao, Puerto Rico. *Carib. J. Science.* 25(3-4): 111-114.
- Justidiano, J. & C. Betancourt. (1989b). Colonización de hojas de *Syzygium jambos* L. por hongos ingoldianos. *Carib. J. Science.* 25(3-4): 101-110.
- Karamchand, K. & K. Sridhar. (2008). Water-borne conidial fungi inhabiting tree holes of the west coast and western Ghats of Indian. *Czech Mycol.* 60(1): 63-74.
- Kauskik, N. & H. Hynes. (1968). Experimental study on the role of autumn shed leaves in aquatic environments. *J. Ecol.* 56(1): 229-245.
- Khan, M. (1987). Interspecies interactions in aquatic hyphomycetes. *Bot. Mag. Tokyo.* 100(3): 295-303.
- Koske, R. & I. Duncan. (1974). Temperature effects on growth, sporulation and germination of some aquatic hyphomycetes. *Can. J. Bot.* 52: 1387-1391.
- Lee, O., T. Goh & T. Hyde. (1998). *Diplocladiella aquatica*, a new hyphomycete from Brunei. *Fungal diversity.* 1: 165-168.
- Letourneau, A., S. Seena, L. Marvanova & F. Barlocher. (2010). Potential use of barcoding to identify aquatic hyphomycetes. *Fungal diversity.* 40(1): 51-64.
- López, A., A. González, M. Terron & R. Amils. (2004). Ecological study of the fungal populations of the acidic Tinto River in Southwestern Spain. *Can. J. Microbiol.* 50(11): 923-934.
- Lindblom, C. & C. Tranvik. (2003). Anatonism between bacteria and fungi on decomposing aquatic plant litter. *Microb. Ecol.* 45(2): 173-182.
- Madeiras, A., C. Pascoal & A. Graca. (2009). Diversity and activity of aquatic fungi under lower oxygen conditions. *Freshwater Biol.* 54(1): 142-149.
- Martin, C., P. Corvini, R. Vinken, C. Junghanns, G. Krauss & D. Schlosser. (2009). Quantification of the influence of extracellular laccase and intracellular reactions on the isomer-specific biotransformation of the xenoestrogen technician nonylphenol by the aquatic hyphomycete *Clavariopsis aquatica*. *App. & Environ. Microbiol.* 75(3): 4398-4409.
- Marvanová, L. (1997). Freshwater Hyphomycetes: a survey with remarks on tropical taxa. In: *Tropical Mycology* (Janardhanan, K., Rajendran, C., Natarajan, K., Hawksworth, D. Eds.), 169 – 226. Science Publishers. New Hampshire. USA.

Nieves, A. (2003). Mycological survey of Rio Camuy Caves Park, Puerto Rico. *J. Cave and Karst Stud.* 65(1):23-28.

Nilsson, S. (1962). Some aquatic hyphomycetes from South America. *Sv. Bot. Tidskr.* 56(2): 351-361.

Nikolcheva, L., A. Cockshutt & F. Barlocher. (2003). Determining Diversity of Freshwater Fungi on Decaying Leaves. Comparison of Traditional and Molecular Approaches. *Appl. Environ Microbiol.* 69(5): 2548-2554.

Osman, M., H. Kalthoum & A. El-Shaphy. (2008). Production of cellulose and pectinase from some aquatic hyphomycetes. *Res. J. Microbiol.* 3(4):213-224.

Paliwal, P. & S. Sati. (2009). Distribution of aquatic fungi in relation to physicochemical factors of Kosi river in Kumaun Himalaya. *Nature & Sci.* 7(3): 70-74.

Pascoal, C., M. Pinho, F. Cássio & P. Gomes. (2003). Assessing structural using leaf breakdown: studies on a polluted river. *Freshwater Biology.* 48(11): 2033.

Pascoal, C., L. Marvanova & F. Cassio. (2005). Aquatic hyphomycete diversity in streams of Northwest Portugal. *Fungal diversity.* 19: 109-128.

Pinto, M., R. Fernández & G. Smits. (2009). Comparación de métodos en la caracterización de la biodiversidad de hifomicetos acuáticos en el río Cúpira, Estado Carabobo, Venezuela. *Interciencia.* 34(7): 497-501.

Prokhorov, V. & V. Bodyagin. (2007a). The ecology of aero-aquatic hyphomycetes. *Moscow Univ. Biol. Sci. Bull.* 62(1): 15-20.

Prokhorov, V. & V. Bodyagin. (2007b). Aquatic hyphomycetes from forests-Park Bitsa and

Vorobiovy hills located on territory of Moscow city. *Biological Series.* 112(2):60.

Rajashekhar, M. & K. Kaveriappa. (1996). Studies on the aquatic Hyphomycetes of a Sulfur spring in the Western Ghats, India. *Microb. Ecol.* 32(1): 73-80.

Rajashekhar, M. & K. Kaveriappa. (2003). Diversity of aquatic hyphomycetes in the aquatic ecosystems of the Western Ghats of India. *Hydrobiologia.* 501 (1-3): 167-177.

Ranzoni, F. (1979). Aquatic hyphomycetes from Hawaii. *Mycologia.* 71(4): 786-795.

Ravijara, N., L. Nikolcheva & F. Barlocher. (2005). Diversity of Conidia of Aquatic Hyphomycetes Assessed by Microscopy and by DGGE. *Microbial Ecology.* 49(2): 301-307.

Rincón, J., I. Martínez, E. León & N. Avila. (2005). Procesamiento de la hojarasca de *Anacardium excelsum* en una corriente intermitente tropical del noreste de Venezuela. *Interciencia.* 30(4): 1-15.

Rincón, J. & R. Santelloco. (2009). Fungi associated with decomposing *Ficus* sp leaf litter in a neotropical stream. *J. North Ame. Benthological Soc.* 28(2): 416-425.

Rodríguez, A. & M. Graça. (1997). Enzymatic analysis of leaf decomposition in freshwater by select aquatic hyphomycetes and terrestrial fungi. *Sydowia.* 49(2): 160-173.

Roldán, A., E. Descals. & M. Honrubia. (1987). Hifomicetos acuáticos en las cuencas altas del río Segura y Guadalquivir. *Annales de Biología.* 13(3):3-13

Roldán, A., E. Descals & M. Honrubia. (1988). Hifomicetos acuáticos de Sierra Nevada y Sierra de los Filabres. *Acta Bot. Malacit.* 13: 77-90.

- Roldán, A. & M. Honrubia. (1988). Nuevas citas de hifomicetos acuáticos en la cuenca del río Segura (España). *Annales de Biología*. 15(4): 103-105.
- Santos, C. & C. Betancourt. (1997). Aquatic and Water-borne Hyphomycetes (Deuteromycotina) in streams of Puerto Rico (Including records from other Neotropical locations). *Carib. J. Sci. Special Publication*. 2: 83-116.
- Santos, C., C. Betancourt & A. Nieves. (1996). New records of water-borne hyphomycetes for Puerto Rico. *Carib. J. Sci.* 32(1): 105-110.
- Sati, S. & M. Belwal. (2005). Aquatic hyphomycetes as endophytes of riparian plant roots. *Mycologia*. 97(1): 45-49.
- Sati, S. & M. Belwal. (2009). In Vitro conidial production of aquatic hyphomycetes on submerged leaf litter. *Nature Sci.* 7(1): 78-83.
- Shearer, C. & L. Lane. (1983). Comparison of three techniques for the study of aquatic hyphomycetes communities. *Mycologia*. 75(3): 498-508.
- Shearer, C. & J. Webster. (1985). Aquatic hyphomycetes communities in the river Teing. I. longitudinal distribution patterns. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 84: 489-501.
- Shearer, C., E. Descals, B. Kohlmeyer, Y. Kohlmeyer, L. Marvanova, D. Padgett, D. Porter, H. Raja, J. Schmit, H. Thorton & H. Voglymayr. (2007). Fungal biodiversity in aquatic habitats. *Biodivers. Conserv.* 16(1): 49-67.
- Shoenlein, I & R. Piccolo. (2003). The diversity of aquatic hyphomycetes in South America. *Brazilian J. Microbiol.* 34(3): 1-13.
- Simonis, J., H. Raja & C. Shearer. (2008). Extracellular enzymes and soft decays are ascomycetes important degraders in fresh water?. *Fungal diversity*. 31(1): 135-146.
- Sole, M., I. Fetzer, R. Wennrich, K. Srdhar, H. Harms & G. Krauss. (2008a). Aquatic hyphomycete communities as potential bioindicators for assessing antropogenic stress. *Sci. Total Environ.* 389(2-3): 557-565.
- Sole, M., H. Keller, S. Brock, F. Buscot & D. Schlosser. (2008b). Extracellular laccase activity and transcript levels of putative laccase genes during removal of the xenoestrogen technicioan nonylphenol by the aquatic hyphomycete *Clavariopsis aquatica*. *FEMS Microbiol. Letters*. 288(1): 47-54.
- Smits, G. (2005). Hifomicetos acuáticos en ríos de Venezuela. *MIBE*. 4: 177-181.
- Smits, G., R. Fernández & C. Cressa. (2007). Preliminary study of aquatic hyphomycetes from Venezuelan streams. *Acta Bot. Venez.* 30(2): 345-355.
- Sridhar, K. & F. Bärlocher. (1997). Water chemistry and sporulation by aquatic hyphomycetes. *Mycol. Res.* 101(5): 591-596.
- Sridhar, K. & F. Bärlocher. (1998). Breakdown of Ficus and Eucalyptus leaves in an organically polluted river in India: fungi diversity and ecological functions. *Freshwater Biology*. 39(3): 537.
- Sridhar, K. & F. Bärlocher. (2000). Initial colonization, nutrient supply, and fungal activity on leaves decaying in streams. *Appl. Environ. Microbiol.* 66(3): 1114-1119.
- Sridhar, K., G. Krauss, F. Bärlocher, R. Wennrich & G. Krauss. (2000). Fungal diversity in heavy metal polluted waters in Central Germany. *Fungal diversity*. 5: 119-129.
- Sridhar, K., F. Bärlocher, G. Krauss & G. Krauss. (2005). Response of aquatic hyphomycetes communities to changes in heavy metal exposure.

Int. Rev. Hydrobiol. 90(1): 21-32.

Suberkropp, K., & M. Klug. (1976). Fungi and bacteria associated with leaves during processing in a woodland stream. *Ecology*. 57(4): 707-719.

Suberkropp, K. (1984). Effect of temperature on seasonal occurrence of aquatic hyphomycetes. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 82(1): 53-62.

Suberkropp, K., A. Michelis, H. Lorch & J. Ottow. (1988). Effect of sewage treatment plant effluents on the distribution of aquatic hyphomycetes in the River Erms, Schwabische Alb, F.R.G. *Aquatic Botany*. 32(1-2): 141-153.

Suberkropp, K. (1991). Relationships between growth and sporulation of aquatic hyphomycetes on decomposing leaf litter. *Mycol. Res.* 95(7): 843-850.

Suberkropp, K. (1992). Interactions with invertebrates. In: *The ecology of aquatic hyphomycetes* (F. Bärlocher Ed.), 118-134. Springer-Verlag, Berlin, Germany.

Suberkropp, K. & E. Chauvet. (1995). Regulation of leaf breakdown by fungi in streams: influences of water chemistry. *Ecology*. 76(5): 1433-1445.

Suzuki, S. & H. Nimura. (1962). Ecological specificity of some aquatic hyphomycetes in Japan. *Japanese J. Ecology*. 12(5): 195-197.

Thomas, K., G. Chilvers & R. Norris. (1996). Seasonal occurrence of Conidia of Aquatic Hyphomycetes (Fungi) in Lees Creek, Australian Capital Territory. *Aust. J. Mar. Freshwat. Res.* 40(1): 11-23.

Torsten, A., D. Schlosser, R. Baumbach, J. Schmidt, K. Grancharov, G. Krauss & G. Krauss. (2006). Biotransformation of 1-Naphthol by a strictly aquatic fungus. *Current Microbiology*. 52(3): 216-220.

Tsui, C., K. Hyde & I. Hodgkiss. (2001). Colonization patterns of wood-inhabiting fungi on baits in Hong Kong rivers, with reference to the effects of organic pollution. *Antonie van Leeuwenhoek*. 79(1): 33-38.

Webster, J. (1992). Anamorph-teleomorph relationships. In: *The ecology of aquatic Hyphomycetes* (F. Bärlocher, Ed.), 99-117.

Webster, J. & Benfield E. (1986). Vascular plant breakdown in freshwater ecosystems. *Annu. Rev. Ecol. Syst.* 17:567-594

Webster, J., T. Moran & R. Davey. (1976). Growth and sporulation of *Tricladium chaetocladium* and *Lunulospora curvula* in relation to temperature. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 67: 491-549.

Woelkerling, W. & J. Baxter. (1968). Aquatic hyphomycetes of Wisconsin: Distribution and ecology. *Mycopathologia*. 35(1): 33-36.

Wood, S. & F. Bärlocher. (1983). Aquatic hyphomycetes in sixteen stream in France, Germany and Switzerland. *Trans. B. Mycol. Soc.* 67: 491-549.

Wong, M., T. Goh, J. Hodgkiss, K. Hyde, V. Ranghoo, C. Tsui, W. Ho, W. Wong & T. Yuen. (1998). Role of fungi in freshwater ecosystems. *Biodiversity & Conservation*. 7(9): 1187-1206.

Zemek, J., L. Marvanova, K. Uniak & B. Kadlecikova. (1985). Hydrolitic enzymes in aquatic hyphomycetes. *Folia Microb.* 30(4): 363-372.

Zhou, D. & K. Hyde. (2002). Fungal succession on Bamboo in Hong Kong. *Fungal diversity*. 10: 213-227.

DIVERSIDAD FLORÍSTICA DE ESPECIES NO ARBÓREAS DE LA ESCALERA, ESTADO BOLÍVAR, VENEZUELA

Floristic diversity of no tree species in La Escalera, Bolívar State, Venezuela

YURIBIA VIVAS A., OMAIRA HOKCHE D., SILVIA PÉREZ C. y ALIX AMAYA W.
Fundación Instituto Botánico de Venezuela, Jardín Botánico de Caracas, Apdo. Postal 2156
Caracas 1010-A, Venezuela
{yuribia.vivas, omaira.hokche, silvia.perez, alix.amaya}@ucv.ve

Fecha de Recepción: 30/04/2010, **Fecha de Revisión:** 25/02/2011, **Fecha de Aceptación:** 08/06/2011

Resumen

Se presentan los resultados del trabajo de investigación de especies herbáceas y arbustivas, realizado en bosques del sector oriental de La Escalera, estado Bolívar, Venezuela, ubicados desde 200 hasta 1440 m snm. El análisis florístico preliminar indica la presencia de 491 taxones, siendo la familia Orchidaceae la más diversa con 55 géneros y 168 especies, seguida de Rubiaceae (23 y 33), Melastomataceae (16 y 30), Poaceae (18 y 23), Bromeliaceae (11 y 20) y Cyperaceae (11 y 17). Se encontraron 76 nuevos registros de especies para La Escalera, 33 especies (7%) endémicas para Venezuela, de las cuales 23 (5%) sólo se han reportado para el estado Bolívar. El 63% de las especies endémicas estudiadas pertenece a las familias Orchidaceae (45%) y Rubiaceae (18%); dos especies de orquídeas son catalogadas con estado de conservación vulnerable.

Palabras clave: Diversidad, Endemismo, Florística, La Escalera

Abstract

The results of research work of herb and shrub species conducted in the forests of the eastern sector of La Escalera, Bolívar State, Venezuela, at altitudes ranging from 200 to 1440 m asl are presented. Preliminary floristic analysis indicates the presence of 491 taxa, Orchidaceae family is the most diverse with 59 genera and 168 species, followed by Rubiaceae (23 and 33), Melastomataceae (16 and 30), Poaceae (18 and 23), Bromeliaceae (11 and 20) and Cyperaceae (11 and 17). Seventy six new records for La Escalera were found, thirty-five 33 species (7%) endemic to the country were found, of which 23 (5%) were only reported for Bolívar State. 63% of endemic species studied belong to the families Orchidaceae (45%) and Rubiaceae (18%); two species of orchids are scheduled to vulnerable conservation status.

Keywords: Diversity, Endemism, Floristic, La Escalera

1. Introducción

Se han realizado numerosos trabajos sobre la flora al sur del Venezuela (Steyermark, 1979; Steyermark *et al.*, 1995; Aymard *et al.*, 1997; Salas *et al.*, 1997; Hernández, 1999; Durán, 2001; Blanco, 2002; Steyermark *et al.*, 2005), no obstante, existen algunas áreas inexploradas o cuyo conocimiento florístico aun es insuficiente.

En Sierra de Lema, como en la mayoría de las regiones de la Guayana, se han realizado exploraciones botánicas; sin embargo, la información florística disponible es incompleta. Algunas expediciones botánicas se han efectuado en la periferia de dicha sierra (Steyermark & Nilsson, 1962; Steyermark, 1966; Huber, 1995). En el sector La Escalera muchas de las especies de árboles, arbustos y hierbas han sido señaladas en la obra *Flora of the Venezuelan Guayana* (Steyermark *et al.*, 1995-2005), pero la información publicada es escasa y no se dispone de una lista de especies de dicho sector.

La mayoría de los estudios en la Sierra de Lema se han enfocado principalmente a aspectos ecológicos donde el componente arbóreo es el más explorado (Hernández, 1994; Rosales *et al.*, 1997; Ortiz, 2002; Hernández & Ortiz, 2004; Hernández & Castellanos, 2006; Ortiz *et al.*, 2006). Las investigaciones florísticas se han traducido en la descripción y publicación de nuevas especies arbóreas para la ciencia (Sanoja, 2004).

La presencia de ecosistemas boscosos florísticamente ricos y ecológicamente complejos en La Escalera ha permitido el establecimiento y la diversificación de comunidades de mamíferos, reptiles, anfibios y aves (Huber *et al.*, 2000); estas últimas han llamado la atención de observadores por lo que, desde hace algunos años, esta zona se ha convertido en un destino frecuente para su contemplación. La importancia florística de este sector se puede evidenciar, entre otras, por la

presencia de especies como *Brocchinia micrantha* (Bromeliaceae), endémica de la Guayana, que sólo ha sido colectada en la Escalera (Holst, 1997), así como en la abundancia de orquídeas y helechos.

El análisis florístico realizado en la región hasta el presente se ha enfocado, principalmente, en elementos dendrológicos, haciéndose necesario abordar el estudio del componente no arbóreo. Así, el desarrollo de inventarios florísticos en La Escalera con énfasis en las especies herbáceo-arbustivas permitirá complementar el conocimiento de la diversidad de este importante sector y ampliar los rangos de distribución altitudinal y geográfico de las especies, lo que será de utilidad para análisis fitogeográficos, ecológicos y de conservación de estos bosques, y además para otras disciplinas asociadas a la fitodiversidad.

Investigaciones realizadas recientemente han permitido determinar la presencia de al menos 240 especies arbóreas en La Escalera, unas 25 especies de Lauraceae para los bosques premontanos por encima de 1000 m snm, cinco especies nuevas para la Ciencia (Hernández, 2005; Sanoja *et al.*, 2006; Holst & Vivas, 2009; Sanoja, com. pers.) y varios registros nuevos (Feuillet & Vanderplank, 2009; Sanoja, com. pers.). Esto pone en evidencia la necesidad de llevar a cabo expediciones que involucren actividades más intensivas de recolección de material vegetal en el sector, por lo tanto se planteó en el presente trabajo inventariar las especies de arbustos y hierbas de los bosques del sector oriental de La Escalera, Sierra de Lema, estado Bolívar, Venezuela.

2. Área de estudio

El sector La Escalera se encuentra localizado entre los kilómetros 715 y 861 (anteriormente 90 y 136) de la carretera El Dorado-Santa Elena de Uairén, estado Bolívar. Forma parte de la Sierra de Lema, y se ubica aproximadamente entre 5°08' - 6°10' Lat. N y 61°23' - 61°25' Long. O.

Presenta un gradiente altitudinal donde se observa variación climática que va desde macrotérmico hasta submesotérmico muy húmedo, con temperaturas medias anuales que oscilan entre 24 y 18°C. Toda la zona de La Escalera está bajo la influencia directa de los vientos alisios del NE (Huber *et al.*, 2000), lo que origina un promedio de precipitación anual superior a 4000 mm/año. Se caracteriza por la predominancia de bosques submesotérmicos de tierras intermedias (500-1500 m snm, 18-24°C) y bosques macrotérmicos de tierras bajas (170-250 m snm) (Galán, 1984; Huber, 1995). La continuidad de los bosques se encuentra interrumpida ocasionalmente por arbustales sobre afloramientos rocosos locales hacia las cumbres (Sanoja, 2009).

El área estudiada está ubicada fuera del área del Parque Nacional Canaima y comprende los bosques establecidos en los alrededores del troncal 10, en las cercanías del poblado Las Claritas hasta las formaciones boscosas que limitan con la altiplanicie donde comienza la Gran Sabana.

3. Materiales y métodos

El estudio se llevó a cabo a partir de la revisión de material depositado en el Herbario Nacional de Venezuela (VEN), y en el Herbario Regional de Guayana (GUYN) y de colecciones de especímenes en estado reproductivo realizadas por los autores del presente trabajo, a lo largo del lado oriental de la carretera Las Claritas-Luepa, a fin de garantizar el muestreo de los diferentes bosques, presentes en los diversos pisos altitudinales del sector bajo estudio y la cuantificación del mayor número posible de especies. Para este propósito se realizaron colecciones botánicas exhaustivas dentro de los bosques a lo largo de La Escalera y en el margen de la carretera, durante nueve salidas de campo de doce días aproximadamente cada una, efectuadas durante los años 2006-2009.

En general, se recolectaron los especímenes

por triplicado y se analizaron de acuerdo a los procedimientos tradicionales en estudios florísticos que incluyen disección, análisis y determinación del taxón hasta nivel infragenérico.

Se siguen los sistemas de clasificación propuestos por Smith (1985) para los Pteridófitos, Cronquist (1981) para las dicotiledóneas, exceptuando la familia Fabaceae para la que se sigue a APG (2003) y Lewis *et al.* (2005) y Dahlgren *et al.* (1985) para las monocotiledóneas. Los nombres de los autores están citados de acuerdo con Brummit & Powell (1992).

Para la identificación taxonómica y actualización de nomenclatura se utilizó bibliografía especializada: Steyermark *et al.* (1995-2005) y Hokche *et al.* (2008), entre otros, y la consulta de especialistas: Bruce Holst (Bromeliaceae), Fabián Michelangeli (Melastomataceae), Gustavo Romero (Orchidaceae), Irene Fedón (Cyperaceae), Julián Mostacero (Pteridófitos), Neida Avendaño (Faboideae), Shingo Nozawa (Poaceae).

4. Resultados

Se recolectaron 3072 números en total, a partir de los cuales se elaboró una lista de especies y morfoespecies (Tabla 1). Este inventario preliminar reveló una riqueza florística de 491 taxones infragenéricos de plantas vasculares no arbóreas, agrupadas en 300 géneros y 85 familias. En los Pteridófitos se registraron 16 familias, 32 géneros y 51 especies siendo las familias más diversas Grammitidaceae, Dryopteridaceae, Polypodiaceae e Hymenophyllaceae; en la División Angiospermae (440 especies), Clase Dicotiledoneae, se registraron 50 familias, 148 géneros y 182 especies. La clase Monocotiledonae está representada por 19 familias, 120 géneros y 258 especies. Los taxa de las familias Convolvulaceae, Dilleniaceae y Eriocaulaceae no han sido aún identificados.

La familia Orchidaceae es la más diversa con 59 géneros y 168 especies, seguida de Rubiaceae (23 y 33), Melastomataceae (16 y 30), Poaceae (18 y 23), Bromeliaceae (11 y 20) y Cyperaceae (11 y 17). Se encontraron 33 especies de las reportadas como endémicas para Venezuela, las cuales representan 7% de las colectadas en este trabajo; de estas, 23 (5%) se han reportado sólo para el estado Bolívar. El 63% de las especies endémicas estudiadas pertenece a dos familias: Orchidaceae (45%) y Rubiaceae (18%). Se destaca la presencia de *Lindmania vinotincta*, nueva especie para la ciencia, de *Blechnum divergens* como nuevo registro para el estado Bolívar y de *Passiflora tecta* para La Escalera. Los géneros más diversos, con siete o más especies, pertenecen en su mayoría a la familia Orchidaceae y sólo uno a las Melastomataceae. En las Orchidaceae destacan los géneros *Epidendrum* con 20 especies, *Pleurotallis* con 16, *Stelis* 14, *Maxillaria* 14, *Sobralia* 8, *Octomeria* 8, y en las Melastomataceae, *Miconia* con 7 especies. Estas especies representan 20% del total de los taxa estudiados.

Basados en el material colectado en las salidas de campo efectuadas y en el material revisado de herbario, en esta investigación se reportan 149 especies para La Escalera adicionales a las consideradas en la obra *Flora of Venezuelan Guayana* (Steyermark *et al.*, 1995-2005). Cabe señalar que no se tomaron en cuenta los taxones con amplia distribución indicados en dicha publicación.

Se ampliaron las áreas de distribución geográfica para 76 especies dentro del estado Bolívar, que son nuevos registros para el sector La Escalera (Tabla 1).

Para la familia Poaceae se reportan como nuevos registros para la Guayana venezolana *Eragrostis tenuifolia* y *Urochloa brizantha*, ambas introducidas y naturalizadas, y la última también cultivada.

GRUPO	E	NR
PTERIDOFITOS		
ASPLENIACEAE		
<i>Asplenium auritum</i> Sw.		
<i>Asplenium juglandifolium</i> Lam.		
BLECHNACEAE		
<i>Blechnum auratum</i> (Fée) R.M. Tryon & Stolze subsp. <i>auratum</i>		
<i>Blechnum divergens</i> (Kunze) Mett.		
<i>Salpichlaena</i> sp.		
CYATHEACEAE		
<i>Cnemidaria spectabilis</i> (Kunze) R.M. Tryon var. <i>spectabilis</i>		
<i>Cyathea dissimilis</i> (C.V.) Stolze		
DAVALLIACEAE		
<i>Nephrolepis rivularis</i> (Vahl) Mett. ex Krung		
DENNSTAEDTIACEAE		
<i>Lindsaea reniformis</i> Dryand.		
<i>Lindsaea tenuis</i> Klotzsch		
<i>Lindsaea tetraptera</i> K.U. Kramer		
DRYOPTERIDACEAE		
<i>Arachnioides denticulata</i> (Sw) Ching		
<i>Arachnioides macrostegia</i> (Hook.) R.M. Tryon & B.S. Conant		
<i>Cyclodium akawaiourum</i> A.R. Sm.		
<i>Cyclodium meniscioides</i> (Willd.) C. Presl var. <i>meniscioides</i>		
<i>Elaphoglossum peltatum</i> (Sw.) Urb.		x
<i>Elaphoglossum plumosum</i> (Fée) T. Moore		
<i>Elaphoglossum tectum</i> (Humb. & Bonpl. ex Willd.) T. Moore		
<i>Oleandra articulata</i> (Sw.) C. Presl		
<i>Oleandra pilosa</i> Hook.		
GLEICHENIACEAE		
<i>Stricherus bifidus</i> (Willd.) Ching		
GRAMMITIDACEAE		
<i>Ceradenia kalbreyeri</i> (Baker) L.E. Bishop		
<i>Cochlidium linearifolium</i> (Desv.) Maxon ex C. Chr		
<i>Cochlidium serrulatum</i> (Sw.) L.E. Bishop		
<i>Lellingeria subsessilis</i> (Baker) A.R. Sm. & R.C. Moran		
<i>Lellingeria limula</i> (H. Christ) A.R. Sm. & R.C. Moran		

<i>Lellingeria melanotrichia</i> (Baker) A.R. Sm. & R.C. Moran		
HYMENOPHYLLACEAE		
<i>Hymenophyllum dependens</i> C.V. Morton		
<i>Hymenophyllum polyanthos</i> (Sw.) Sw.		
<i>Trichomanes rigidum</i> Sw.		
<i>Trichomanes trigonum</i> Desv.		
LYCOPODIACEAE		
<i>Huperzia linifolia</i> (L.) Trevis.		
<i>Lycopodiella uliformis</i> (Underw. & F.E. Lloyd) B. Øllg.		
MARATTIACEAE		
<i>Danaea nodosa</i> (L.) Sm.		
<i>Marattia laevis</i> Sw.		
OPHIOGLOSSACEAE		
<i>Cheiroglossa palmata</i> (L.) C.Presl		
POLYPODIACEAE		
<i>Campyloneurum angustifolium</i> (Sw.) Fée		
<i>Microgramma lycopodioides</i> (L.) Copel.		
<i>Pecluma</i> sp.		
<i>Polypodium attenuatum</i> Humb. & Bonpl. ex Willd.		
<i>Polypodium loriceum</i> L.		
PTERIDACEAE		
<i>Adiantum</i> sp.		
<i>Doryopteris lomariacea</i> Kunze ex Klotzsch		
<i>Pterozonium</i> sp.		
<i>Pityrogramma</i> sp.		
SCHIZAEACEAE		
<i>Schizaea elegans</i> (Vahl) Sw. var. <i>elegans</i>		
<i>Schizaea stricta</i> Lellinger		
SELAGINELLACEAE		
<i>Selaginella palmiformis</i> Alston ex Crabbe & Jermy		
<i>Selaginella revoluta</i> Baker		
<i>Selaginella umbrosa</i> Lem. ex Hieron		
DICOTILEDÓNEAS		
ACANTHACEAE		
<i>Justicia uvida</i> Wassh.	x	x

<i>Justicia guianensis</i> (N.E. Br.) Wassh.		
APOCYNACEAE		
<i>Mandevilla hirsuta</i> (Rich.) K. Schum.		x
AQUIFOLIACEAE		
<i>Illex</i> sp.		
ASTERACEAE		
<i>Baccharis schomburgkii</i> Baker		
<i>Calea solidaginea</i> Kunth subsp. <i>deltophylla</i> (Cowan) Pruski		
<i>Emilia</i> sp.		
<i>Mikania</i> sp.		
<i>Pentacalia ptariana</i> (Cuatrec.) Cuatrec.	x	
<i>Vernonia</i> sp.		
BEGONIACEAE		
<i>Begonia prierii</i> A. DC.		x
BIGNONIACEAE		
<i>Arrabidaea trailii</i> Sprague		
<i>Amphilophium obovatum</i> (Sandwith) L. Lohmann		
<i>Amphilophium porphyrotrichum</i> (Sandwith) L. Lohmann		
BONNETIACEAE		
<i>Archytaea</i> sp.		
<i>Bonnetia tepuiensis</i> Kobuski & Steyerm.		x
BORAGINACEAE		
<i>Cordia</i> sp.		
BRASSICACEAE		
<i>Cardamine flexuosa</i> With.		
CAMPANULACEAE		
<i>Centropogon</i> sp.		
CLETHRACEAE		
<i>Clethra</i> sp.		
CLUSIACEAE		
<i>Clusia</i> sp.		
<i>Mahurea</i> sp.		
<i>Vismia guianensis</i> (Aubl.) Choisy		x
<i>Vismia baccifera</i> (L.) Triana & Planch. subsp. <i>dealbata</i> (Kunth) Ewan		
<i>Vismia steyermarkii</i> N.Robson	x	
CONVOLVULACEAE		
morfoespecie 1		
CUCURBITACEAE		

<i>Gurania nigrescens</i> C. Jeffrey	x	
<i>Gurania simplicifolia</i> (Steud.) C. Jeffrey		
DILLENIA		
morfoespecie 2		
ERICACEAE		
<i>Bejaria</i> sp.		
<i>Notophora</i> sp.		
<i>Sphrospermum</i> sp.		
EUPHORBIACEAE		
<i>Croton guianensis</i> Aubl.		
<i>Euphorbia prostrata</i> Ait.		
<i>Phyllanthus vacciniifolius</i> (Müll.Arg) Müll.Arg.		
FABACEAE		
Mimosoideae		
<i>Calliandra rigida</i> Benth.		
<i>Inga umbellifera</i> (Vahl) Steud. ex DC.		
<i>Mimosa pudica</i> L. var. <i>tetrandra</i> Humb. & Bonpl. ex Willd.) DC.		
Caesalpnioidae		
<i>Bauhinia kunthiana</i> Vogel		
<i>Cassia</i> sp.		
<i>Chamaecrista desvauxii</i> (Collad.) Killip var. <i>mollissima</i> (Benth.) H.S. Irwin & Barneby		
<i>Senna bacillaris</i> (L.f.) H.S. Irwin & Barneby var. <i>bacillaris</i>		
Faboideae		
<i>Centrosema macrocarpum</i> Benth.		x
<i>Crotalaria</i> sp.		
<i>Dalbergia foliosa</i> (Benth.) A.M. Carvalho		
<i>Dalbergia riedelii</i> (Benth.) Sandwith		
<i>Desmodium barbatum</i> (L.) Benth.		
<i>Dioclea ruddiae</i> R.H. Maxwell	x	
<i>Stylosanthes hamata</i> (L.) Taub.		
<i>Zornia</i> sp.		
GENTIANACEAE		
<i>Irlbachia</i> sp.		
<i>Symbolanthus elisabethae</i> (R. Schomb.) Gilg		
<i>Voyria tenella</i> Hook.		
GESNERIACEAE		
<i>Alloplectus savannarum</i> C.V. Morton		x
<i>Besleria penduliflora</i> Fritsch		

<i>Columnnea sanguinea</i> (Pers.) Hanst.		
<i>Corytoplectus deltoideus</i> (C.V. Morton) Wiehler		
<i>Nautilocalyx porphyrotrichus</i> (Leeuwenb.) Wiehler		
<i>Nautilocalyx resioides</i> (Leeuwenb.) Wiehler		
HUGONIACEAE		
<i>Roucheria laxiflora</i> H. Winkl.		
LAMIACEAE		
<i>Hyptis</i> sp.		
LENTIBULARIACEAE		
<i>Utricularia quelchii</i> N.E. Br.		
LOGANIACEAE		
<i>Bonyunia minor</i> N.E. Br.		
<i>Spigelia hamelioides</i> Kunth & Bonpl.		
<i>Strychnos bredemeyeri</i> (Schult. & Schult.f.) Sprague & Sandwith		
<i>Strychnos guianensis</i> (Aubl.) Mart.		
<i>Strychnos mitscherlichii</i> M.R. Schomb. var. <i>mitscherlichii</i>		
LORANTHACEAE		
<i>Phthirusa stenophylla</i> Eichler		x
LYTHRACEAE		
<i>Cuphea</i> sp.		
MALPIGHIACEAE		
<i>Byrsonima</i> sp.		
<i>Heteropterys megaptera</i> A. Juss.		
MALVACEAE		
<i>Sida rhombifolia</i> L.		
MARCGRAVIACEAE		
<i>Marcgravia</i> sp.		
<i>Sarcopera tepuiensis</i> (de Roon) Bedell subsp. <i>tepuiensis</i>		
MELASTOMACEAE		
<i>Aciotis purpurascens</i> (Aubl.) Triana		
<i>Acisanthera</i> sp.		
<i>Adelobotrys permixta</i> Wurdack		
<i>Clidemia buntingii</i> Wurdack		
<i>Clidemia conglomerata</i> DC.		
<i>Clidemia heptamera</i> Wurdack		x
<i>Clidemia pustulata</i> DC.		x
<i>Comolia</i> sp.		
<i>Leandra sanguinea</i> Gleason subsp. <i>sanguinea</i>		

<i>Leandra sanguinea</i> Gleason subsp. <i>tepuiensis</i> Wurdack		
<i>Macairea</i> sp.		
<i>Macrocentrum brevipedicellatum</i> Wurdack		
<i>Macrocentrum droseroides</i> Triana		
<i>Macrocentrum repens</i> (Gleason) Wurdack		
<i>Maieta poeppigii</i> Mart. ex Cogn.		
<i>Marcetia taxifolia</i> (A.St.-Hil.) DC.		x
<i>Meriania urceolata</i> Triana		x
<i>Miconia bracteata</i> (DC.) Triana		
<i>Miconia ciliata</i> (Rich.) DC.		x
<i>Miconia dodecandra</i> (Desr.) Cogn.		
<i>Miconia guaiquinimae</i> Wurdack		
<i>Miconia marginata</i> Triana		
<i>Miconia mirabilis</i> (Aubl.) L.O. Williams		
<i>Miconia plukenetii</i> Naudin		
<i>Microlicia benthamiana</i> Triana ex Cogn.		
<i>Phainantha laxiflora</i> (Triana) Gleason		
<i>Phainantha maguirei</i> Wurdack		
<i>Phainantha myrteoloides</i> Wurdack		
<i>Salpinga glandulosa</i> (Gleason) Wurdack		
<i>Tococa guianensis</i> Aubl.		x
MENDONCIACEAE		
<i>Mendoncia coriacea</i> Wassh.	x	x
<i>Mendoncia steyermarkii</i> Wassh.	x	x
MONIMIACEAE		
<i>Mollinedia ovata</i> Ruiz & Pav.		x
MYRTACEAE		
<i>Blepharocalyx eggersii</i> (Kiaersk.) Landrum		
<i>Eugenia kaieteurensis</i> Amshoff		
<i>Marlierea cuprea</i> Amshoff		
<i>Myrcia sylvatica</i> (G. Mey.) DC.		x
OCHNACEAE		
<i>Poecilandra retusa</i> Tul. var. <i>retusa</i>		
<i>Sauvagesia angustifolia</i> Ule		x
<i>Sauvagesia erecta</i> L.		x
<i>Sauvagesia longipes</i> Steyererm.		x
ONAGRACEAE		
<i>Ludwigia affinis</i> (DC.) H. Hara		

PASSIFLORACEAE		
<i>Passiflora capparidifolia</i> Killip		
<i>Passiflora cirrhiflora</i> Juss.		
<i>Passiflora coccinea</i> Aubl.		x
<i>Passiflora garckeii</i> Mast.		
<i>Passiflora retipetala</i> Mast.		
<i>Passiflora tecta</i> Feuillet		x
<i>Passiflora vespertilio</i> L.		
PIPERACEAE		
<i>Peperomia emarginella</i> (Sw. ex Wikstr.) C.DC.		
<i>Peperomia macrostachya</i> (Vahl) A. Dietr. var. <i>macrostachya</i>		
<i>Piper aduncum</i> L.		
<i>Piper hostmannianum</i> (Miq.) C. DC.		
<i>Piper lemaense</i> Yunck.	x	
PHYTOLACCACEAE		
<i>Phytolacca rivinoides</i> Kunth & Bouché		
POLYGALACEAE		
<i>Moutabea guianensis</i> Aubl.		
<i>Polygala paniculata</i> L.		
ROSACEAE		
<i>Rubus urticifolius</i> Poir.		x
RUBIACEAE		
<i>Borreria</i> sp.		
<i>Calycophyllum venezuelense</i> Steyererm.	x	x
<i>Chalepophyllum</i> sp.		
<i>Chococca alba</i> (L.) Hitch. var. <i>alba</i>		
<i>Coccocypselum aureum</i> (Spreng.) Cham. & Schltdl.		x
<i>Cosmibuena</i> sp.		
<i>Diodia</i> sp.		
<i>Faramea cardonae</i> Standl. & Steyererm.	x	
<i>Gonzalagunia dicocca</i> Cham. & Schltdl.		x
<i>Hamelia</i> sp.		
<i>Hillia parasitica</i> Jacq.		x
<i>Limnosipanea</i> sp.		
<i>Malanea auyantepuiensis</i> Steyererm.	x	x
<i>Malanea chimantensis</i> Steyererm.	x	x
<i>Malanea gabrielensis</i> Müll.Arg.		x
<i>Malanea macrophylla</i> Griseb.	x	x
<i>Manettia</i> sp.		

<i>Mitracarpus</i> sp.		
<i>Notopleura crassa</i> (Benth.) C.M. Taylor		
<i>Notopleura tapajozensis</i> (Standl.) Bremek		x
<i>Palicourea perquadrangularis</i> Wernham var. <i>guayanensis</i> Steyererm.		x
<i>Psychotria capitata</i> Ruiz & Pav. subsp. <i>inundata</i> (Benth.) Steyererm.		
<i>Psychotria humboldtiana</i> (Cham.) Müll.Arg.		x
<i>Psychotria poeppigiana</i> Müll.Arg.		
<i>Psychotria speluncae</i> Standl. & Steyererm.	x	x
<i>Psychotria tepuiensis</i> (Steyererm.) Steyererm.		x
<i>Psychotria vellosiana</i> Benth.		
<i>Retiniphyllum</i> sp.		
<i>Rudgea</i> sp.		
<i>Sabicea</i> sp.		
<i>Schradera</i> sp.		
<i>Sipanea galioides</i> Wernham		x
<i>Sipanea pratensis</i> Aubl. var. <i>dichotoma</i> (Kunth) Steyererm.		x
RUTACEAE		
<i>Raveniopsis ruellioides</i> (Oliv.) R.S. Cowan		
SAPINDACEAE		
<i>Serjania</i> sp.		
<i>Paullinia</i> sp.		
SCROPHULARIACEAE		
<i>Castilleja arvensis</i> Schldtl. & Cham.		
SOLANACEAE		
<i>Cestrum glabrescens</i> (C.V. Morton) Steyererm. & Maguire	x	
<i>Cyphomandra tobagensis</i> Sandwith		
<i>Lycianthes pauciflora</i> (Vahl) Bitter		
<i>Markea sessiliflora</i> Ducke		
<i>Solanum coriaceum</i> Dunal		
<i>Solanum crinitum</i> Lam.		
<i>Solanum hirtum</i> Vahl		
<i>Witheringia solanacea</i> L'Hér.		
TURNERACEAE		
<i>Turnera scabra</i> Millsp.		
VERBENACEAE		
<i>Aegiphila membranacea</i> Turcz.		

<i>Stachytarpheta cayennensis</i> (Rich.) Vahl		
POLYGALACEAE		
<i>Polygala savannarum</i> Chodat		
VISCACEAE		
<i>Phoradendron chrysocladon</i> A. Gray		
<i>Phoradendron crassifolium</i> (Pohl ex DC.) Eichler		
VITACEAE		
<i>Cissus</i> sp.		
MONOCOTILEDÓNEAS		
ARACEAE		
<i>Anthurium expansum</i> Gleason		
<i>Anthurium ptarianum</i> Steyererm.		
<i>Monstera lechleriana</i> Schott		
<i>Philodendron pedatum</i> (Hook.) Kunth		
ARECACEAE		
<i>Bactris oligoclada</i> Burret		
<i>Geonoma appuniana</i> Spruce		
BROMELIACEAE		
<i>Aechmea mertensii</i> (G. Mey.) Schult.f.		x
<i>Aechmea tillandsioides</i> (Mart. ex Schult.f.) Baker		x
<i>Araeococcus micranthus</i> Brongn.		
<i>Brocchinia acuminata</i> L.B. Sm.		
<i>Brocchinia gilmartiniae</i> G.S. Varad.	x	
<i>Brocchinia micrantha</i> (Baker) Mez		
<i>Brocchinia tatei</i> L.B. Sm.		x
<i>Connelia nutans</i> L.B. Sm.	x	x
<i>Guzmania altsonii</i> L.B. Sm.		x
<i>Guzmania sphaeroidea</i> (André) André ex Mez		
<i>Guzmania squarrosa</i> (Mez & Sodiro) L.B. Sm. & Pittendr.		x
<i>Lindmania vinotincta</i> B. Holst & Y. Vivas		
<i>Pitcairnia brittoniana</i> Mez		x
<i>Pitcairnia maidifolia</i> (E. Morren) Decne. ex Planch. & Linden		x
<i>Racinaea jenmanii</i> (Baker) M.A. Spencer & L.B. Sm.		x
<i>Racinaea spiculosa</i> (Griseb.) M.A. Spencer & L.B. Sm.		x
<i>Tillandsia complanata</i> Benth.		
<i>Tillandsia fendleri</i> Griseb. var. <i>reducta</i> (L.B. Sm.) L.B. Sm.		

<i>Vriesea incurva</i> (Griseb.) Read		x
<i>Werauhia hygrometrica</i> (André) J.R. Grant		x
BURMANNIACEAE		
<i>Burmannia kalbreyeri</i> Oliv.		
<i>Gymnosiphon brachycephalus</i> Snelders & Maas		
<i>Gymnosiphon fimbriatus</i> (Benth.) Urb.		
<i>Hexapterella steyermarkii</i> Maas & H. Maas		
COSTACEAE		
<i>Costus guanaiensis</i> Rusby var. <i>macrostrobilus</i> (K. Schum.) Maas		
CYCLANTHACEAE		
<i>Asplundia venezuelensis</i> Harling		
CYPERACEAE		
<i>Becquerelia</i> sp.		
<i>Bulbostylis conifera</i> (Kunth) C.B. Clarke		
<i>Cephalocarpus rigidus</i> Gilley ex Gleason & Killip		
<i>Didymiandrum stellatum</i> (Boeck.) Gilly		x
<i>Everardia</i> sp.		
<i>Fuirena umbellata</i> Rottb.		
<i>Lagenocarpus glomerulatus</i> Gilly		
<i>Mapania micrococca</i> (T. Koyama) D.A. Simpson		
<i>Mapania pycnocephala</i> (Benth.) Benth.		
<i>Mapania pycnocephala</i> (Benth.) Benth. subsp. <i>fluviatilis</i> (Sandwith) T. Koyama		
<i>Mapania steyermarkii</i> T. Koyama		
<i>Pleurostachys puberula</i> Boeck.		
<i>Rhynchospora filiformis</i> Vahl		
<i>Rhynchospora locuples</i> C.B. Clarke		
<i>Rhynchospora tenerrima</i> Nees ex Spreng. subsp. <i>fallax</i> (Uittien) Kük.		
<i>Rhynchospora tenerrima</i> Nees ex Spreng. subsp. <i>tenerrima</i>		
<i>Scleria stipularis</i> Nees		
DROSERACEAE		
<i>Drosera</i> sp.		
ERIOCAULACEAE		
morfoespecie 3		
HELICONIACEAE		
<i>Heliconia bihai</i> (L.) L.		
<i>Heliconia hirsuta</i> L.f.		
MARANTACEAE		
<i>Monotagma ovatum</i> Hagberg		

MAYACACEAE		
<i>Mayaca fluviatilis</i> Aubl.		
ORCHIDACEAE		
<i>Acianthera lanceana</i> (G. Lodd.) Pridgeon & M.W. Chase		
<i>Acianthera sarcosepala</i> (Carnevali & I. Ramírez) Carnevali & G.A. Romero		
<i>Acianthera yauaperyensis</i> (Barb. Rodr.) Pridgeon & M.W. Chase		
<i>Brassavola</i> sp.		
<i>Brassia bidens</i> Lindl.		x
<i>Bifrenaria steyermarkii</i> (Foldats) Garay & Dunst.	x	
<i>Bulbophyllum dunstervillei</i> Garay x	x	
<i>Campylocentrum lansbergii</i> (Rchb.f.) Schltr		
<i>Campylocentrum nataliae</i> Carnevali & I. Ramírez	x	
<i>Chaubardiella tigrina</i> (Garay & Dunst.) Garay		
<i>Cheiradenia cuspidata</i> Lindl.		
<i>Cleistis parviflora</i> Lindl.		x
<i>Cleistis rosea</i> Lindl.		x
<i>Cleistis triflora</i> (C. Schweinf.) Carnevali & I. Ramírez		
<i>Comparettia falcata</i> Poepp. & Endl.		
<i>Crocodelanthe floribunda</i> (Poepp. & Endl.) Luer		
<i>Crocodelanthe moritzii</i> (Rchb.f.) Luer		
<i>Cryptocentrum dunstervilleorum</i> Carnevali & G.A. Romero		
<i>Dichaea hystricina</i> Rchb.f.		
<i>Dichaea pendula</i> (Aubl.) Cogn.		
<i>Dichaea splitgerberi</i> Rchb.f.		
<i>Dunstervillea mirabilis</i> Garay		
<i>Echinosepala arenicola</i> (Carnevali & I. Ramírez) Carnevali & G.A. Romero		
<i>Elleanthus arphylostachys</i> (Rchb.f.) Rchb.f.		
<i>Elleanthus caravata</i> (Aubl.) Rchb.f.		
<i>Elleanthus columnaris</i> (Lindl.) Rchb.f.		
<i>Elleanthus graminifolius</i> (Barb. Rodr.) Løjtnant		x
<i>Elleanthus sphaerocephalus</i> Schltr.		
<i>Elleanthus wagneri</i> (Rchb.f.) Rchb.f.	x	
<i>Encyclia guianensis</i> Carnevali & G.A. Romero		
<i>Epidendrum amazonicoriifolium</i> Hágsater		
<i>Epidendrum anceps</i> Jacq.		

<i>Epidendrum calanthum</i> Rchb.f. & Warsz.		
<i>Epidendrum carpophorum</i> Barb.Rodr.		
<i>Epidendrum chimantense</i> Hágsater & Carnevali	x	
<i>Epidendrum coronatum</i> Ruiz & Pav.		
<i>Epidendrum cristatum</i> Ruiz & Pav.		
<i>Epidendrum ibaguense</i> Kunth		x
<i>Epidendrum macrocarpum</i> Rich.		x
<i>Epidendrum micronoctrum</i> Carnevali & G.A. Romero		
<i>Epidendrum microphyllum</i> Lindl.		
<i>Epidendrum miserrimum</i> Rchb.f.		
<i>Epidendrum nuriense</i> Carnevali & Hágsater	x	
<i>Epidendrum pachyphyton</i> Garay		
<i>Epidendrum repens</i> Cogn.		
<i>Epidendrum saxatile</i> Lindl.		
<i>Epidendrum schlimii</i> Rchb.f.		
<i>Epidendrum secundum</i> Jacq.		x
<i>Epidendrum tumuc-humaciense</i> (Veyret) Carnevali & G.A. Romero		
<i>Epidendrum vinctinum</i> Lindl.		
<i>Epistephium elatum</i> Kunth		
<i>Eriopsis rutidobulbon</i> Hook.		
<i>Eurystyles cotyledon</i> Wawra		
<i>Habenaria floribunda</i> Lindl.		
<i>Habenaria lehmanniana</i> Kraenzl.		
<i>Habenaria obtusa</i> Lindl.		
<i>Habenaria roraimensis</i> Rolfe		
<i>Habenaria schomburgkii</i> Lindl.		
<i>Helonoma americana</i> (C.Schweinf.) Garay	x	
<i>Houlletia odoratissima</i> Linden ex Lindl.		
<i>Ionopsis utricularioides</i> (Sw.) Lindl.		
<i>Jacquiella</i> sp.		
<i>Lepanthes cercion</i> Luer & Escobar		
<i>Lepanthes duidensis</i> Ames & C. Schweinf.		
<i>Lepanthes dussii</i> Urb.		
<i>Lepanthes pariaënsis</i> Foldats		
<i>Lepanthes pectinata</i> Luer		
<i>Lepanthopsis floripecten</i> (Rchb.f.) Ames		
<i>Lepanthopsis pulchella</i> Garay & Dunst.	x	

<i>Lepanthopsis vinacea</i> C. Schweinf.		
<i>Ligeophila juruensis</i> (Hoehne) Garay		
<i>Lockhartia latilabris</i> C. Schweinf. C. Schweinf.		
<i>Macroclinium mirabile</i> (C. Schweinf.) Dodson		
<i>Macroclinium wulschlaegelianum</i> (H. Focke) Dodson		
<i>Malaxis maguirei</i> C. Schweinf.		
<i>Masdevallia picturata</i> Rchb.f.		
<i>Maxillaria acutifolia</i> Lindl.		
<i>Maxillaria albiflora</i> Ames & C.		
<i>Maxillaria alpestris</i> Lindl.		
<i>Maxillaria aurea</i> (Poepp. & Endl.) L.O. Williams		
<i>Maxillaria brachybulbon</i> Schltr.		
<i>Maxillaria colemanii</i> Carnevali & W. Fritz	x	
<i>Maxillaria conferta</i> (Griseb.) C. Schweinf. ex Léon		
<i>Maxillaria cryptobulbon</i> Carnevali & J.T. Atwood		
<i>Maxillaria guadalupensis</i> Cogn.		
<i>Maxillaria lasallei</i> Foldats	x	
<i>Maxillaria longipetiolata</i> Ames & C. Schweinf.		
<i>Maxillaria ramosa</i> Ruiz & Pav.		
<i>Maxillaria reichenheimiana</i> Endres & Rchb.f.		
<i>Maxillaria rufescens</i> Lindl.		
<i>Microchilus paleaceus</i> (Schltr.) Ormerod		
<i>Myoxanthus simplicicaulis</i> (C. Schweinf.) Luer		
<i>Octomeria apiculata</i> (Lindl.) Garay & Sweet		
<i>Octomeria exigua</i> C. Schweinf.		
<i>Octomeria filifolia</i> C. Schweinf.		
<i>Octomeria flaviflora</i> C. Schweinf.	x	
<i>Octomeria minor</i> C. Schweinf.		
<i>Octomeria nana</i> C. Schweinf.	x	
<i>Octomeria steyermarkii</i> Garay & Dunst.	x	
<i>Octomeria taracuana</i> Garay & Dunst.		
<i>Odontoglossum naevium</i> Lindl.		
<i>Ophidion pleurothallopsis</i> (Kraenzl.) Luer		
<i>Otoglossum globuliferum</i> (Kunth) N.H. Williams & M.W. Chase		
<i>Otoglossum scansor</i> (Rchb.f.) Carnevali & I. Ramirez		

<i>Otostylis lepida</i> (Linden & Rchb.f.) Schltr		x
<i>Palmorchis guianensis</i> (Schltr.) C. Schweinf. & Correll		
<i>Palmorchis pubescens</i> Barb.Rodr.		
<i>Phragmipedium lindleyanum</i> (R.H. Schomb. ex Lindl.) Rolfe		x
<i>Pinelianthe alticola</i> (Garay & Dunst.) Rauschert	x	
<i>Pleurothallis archidiaconi</i> Ames		
<i>Pleurothallis aristata</i> Hook.		
<i>Pleurothallis barbulata</i> Lindl.		
<i>Pleurothallis hitchcockii</i> Ames		
<i>Pleurothallis imraei</i> Lindl.		
<i>Pleurothallis loranthophylla</i> Rchb.f.		
<i>Pleurothallis maguirei</i> Luer		
<i>Pleurothallis parvifolia</i> Lindl.		
<i>Pleurothallis ruscifolia</i> (Jacq.) R.Br.		
<i>Pleurothallis samacensis</i> Ames		
<i>Pleurothallis sclerophylla</i> Lindl.		
<i>Pleurothallis suspensa</i> Luer		
<i>Pleurothallis tridentata</i> Klotzsch		
<i>Pleurothallis trinitensis</i> (Griseb.) Carnevali & G.A. Romero		
<i>Pleurothallis vittariifolia</i> Schltr.		
<i>Pleurothallis</i> sp. A		
<i>Scaphosepalum breve</i> (Rchb.f.) Rolfe		
<i>Scaphyglottis bifida</i> (Rchb. f.) C. Schweinf.		
<i>Scaphyglottis dunstervillei</i> (Garay) Foldats		
<i>Scaphyglottis grandiflora</i> Ames & C. Schweinf.		
<i>Scaphyglottis leucantha</i> Rchb.f.		
<i>Scaphyglottis modesta</i> (Rchb.f.) Schltr.		
<i>Selenipedium palmifolium</i> (Lindl.) Rchb.f.		
<i>Selenipedium steyermarkii</i> Foldats		
<i>Sobralia candida</i> Foldats		
<i>Sobralia elisabethae</i> R.H. Schomb.		x
<i>Sobralia fragrans</i> Lindl.		
<i>Sobralia oliva-estevae</i> Carnevali & I. Ramírez		
<i>Sobralia sessilis</i> Lindl.		x
<i>Sobralia suaveolens</i> Rchb.f.		
<i>Sobralia valida</i> Rolfe		x
<i>Sobralia violacea</i> Linden ex Lindl.		

<i>Stelis alata</i> Lindl.		
<i>Stelis argentata</i> Lindl.		
<i>Stelis aviceps</i> Lindl.		
<i>Stelis bangii</i> Rolfe		
<i>Stelis cucullata</i> Ames		
<i>Stelis effusa</i> Schltr.		
<i>Stelis fraterna</i> Lindl.		
<i>Stelis guianensis</i> Rolfe		
<i>Stelis intermedia</i> Poepp. & Endl.		
<i>Stelis minimiflora</i> Schltr.		
<i>Stelis pygmaea</i> Cogn.		
<i>Stelis santiagoensis</i> Mansf.		
<i>Stelis tolimensis</i> Schltr.		
<i>Stelis zonata</i> Rchb.f.		
<i>Stellilabium alticolum</i> Dodson & R. Escobar		
<i>Teuscheria wagneri</i> (Rchb.f.) Garay		
<i>Trichopilia oicophyllax</i> Rchb.f.	x	
<i>Trichosalpinx cedralensis</i> (Ames) Luer		
<i>Trichosalpinx dura</i> (Lindl.) Luer		
<i>Trichosalpinx memor</i> (Rchb.f.) Luer		
<i>Trichosalpinx orbicularis</i> (Lindl.) Luer		
<i>Trichosalpinx pumila</i> (Luer) Luer		
<i>Triphora surinamensis</i> (Lindl. ex Benth.) Britton		
<i>Vanilla grandiflora</i> Lindl.		
<i>Vanilla mexicana</i> Mill.		
<i>Wulfschlaegelia calcarata</i> Benth.		
<i>Zygostates apiculata</i> (Lindl.) Toscano		
POACEAE		
<i>Andropogon</i> sp.		
<i>Axonopus</i> sp.		
<i>Dichantherium davidsei</i> Zuloaga & Morrone) Zuloaga		
<i>Dichantherium sciurotooides</i> (Zuloaga & Morrone) Davidse		
<i>Echinolaena inflexa</i> (Poir.) Chase		x
<i>Eragrostis tenuifolia</i> (A. Rich.) Hochst. ex Steud.		
<i>Eriochrysis cayennensis</i> P. Beauv.		x
<i>Homolepis aturensis</i> (Kunth) Chase		x
<i>Homolepis glutinosa</i> (Sw.) Zuloaga & Soderstr.		x
<i>Hyparrhenia</i> sp.		

<i>Megathyrsus maximus</i> (Jacq.) B.K. Simon & W.L. Jacobs		
<i>Panicum polygonatum</i> Schrad.		x
<i>Paspalum altsonii</i> Chase		
<i>Paspalum conjugatum</i> P.J. Bergius		x
<i>Paspalum nutans</i> Lam.		
<i>Paspalum saccharoides</i> Nees ex Trin.		
<i>Saccharum asperum</i> (Nees) Steud.		
<i>Schizachyrium sanguineum</i> (Retz.) Alston		x
<i>Steinchisma laxa</i> (Sw.) Zuloaga		
<i>Thrasya robusta</i> Hitchc. & Chase		
<i>Urochloa arrecta</i> (Hack. ex T. Durand & Schinz) Morrone & Zuloaga		
<i>Urochloa brizantha</i> (Hochst. ex A. Rich.) R.D. Webster		x
<i>Urochloa humidicola</i> (Rendle) Morrone & Zuloaga		
RAPATEACEAE		
<i>Epidryos guayanensis</i> Maguire		
<i>Rapatea paludosa</i> Aubl. var. <i>paludosa</i>		
<i>Rapatea steyermarkii</i> Maguire		
<i>Saxofridericia regalis</i> R.H. Schomb.		
<i>Spathanthus unilateralis</i> (Rudge) Desv. var. <i>unilateralis</i>		
<i>Stegolepis perligulata</i> Maguire		x
<i>Stegolepis steyermarkii</i> Maguire		
SMILACACEAE		
<i>Smilax syphilitica</i> Humb. & Bonpl. ex Willd.		
THURNIACEAE		
<i>Thurnia sphaerocephala</i> Hook.f.		
XYRIDACEAE		
<i>Orectanthe ptaritepuiana</i> (Steyerm.) Maguire		
<i>Xyris tenella</i> Kunth		
ZINGIBERACEAE		
<i>Renealmia</i> sp.		

Tabla 1. Especies identificadas. E = endémicas para Venezuela, NR = nuevos registros para La Escalera.

5. Discusión

La importancia del estudio florístico del sector La Escalera se evidencia en el inventario que alberga taxa que incrementan los registros de la flora

nacional, información que sirve de apoyo para considerar incluir esta área dentro de los planes y programas de conservación de la diversidad de la localidad y de Venezuela.

Considerando el número total de especies obtenidas en este trabajo, así como las reportadas por Sanoja (2009), se encuentra que la riqueza florística del sector La Escalera es significativa ya que el número de especies equivale a aproximadamente 5% de lo estimado para la flora de Venezuela y 8% de la flora reportada para la Guayana, aun cuando este sector representa menos del 0,5% del territorio nacional y de la Guayana venezolana.

La Escalera constituye la vía de acceso hacia la Gran Sabana lo que facilita el desplazamiento de especies entre los dos sectores. Un ejemplo de esto es el establecimiento de poblaciones de algunas gramíneas en áreas sabanizadas a lo largo del trayecto.

Como producto de las colecciones realizadas en la zona de estudio destacan la presencia de *Lindmania vinotincta*, nueva especie para la ciencia (Holst & Vivas, 2009) y *Passiflora tecta* como nuevo registro para La Escalera, reportada recientemente para Venezuela Francisco de Yuruaní y Chirimatá (Feuillet & Vanderplank, 2009).

Los estudios florísticos en bosques de la región reportados en la literatura por Díaz (2007), Díaz & Febres (2009) y Sanoja (2009) han sido realizados considerando las formas de crecimiento arbóreas donde familias distintas a las encontradas en este trabajo, y por lo tanto géneros, son los más representativos o ricos en especies. Esta diferencia probablemente obedece a la inclusión únicamente de elementos herbáceo-arbustivos en el inventario realizado en la presente investigación. En otros bosques ubicados también al sur de Venezuela, las familias Rubiaceae y Melastomataceae son las más abundantes (Berry *et al.*, 1995). La dominancia de estas dos familias es debida a la abundancia de

especies de porte herbáceo y arbustivo que son frecuentes en el sotobosque (Rodríguez & Colonnello 2009). Trabajos llevados a cabo en selvas nubladas al norte del Orinoco, donde predominan las formas de vida herbáceas y arbustivas, señalan que Orchidaceae y Rubiaceae son las familias más representativas (Kelly *et al.*, 1994), lo que concuerda con lo encontrado en esta investigación.

Otros aspectos que se considerarán en trabajos futuros son el tipo de ambiente y la distribución altitudinal, entre otros, lo que permitirá establecer posteriores comparaciones con bosques similares y entender la composición florística de este importante sector.

6. Conclusiones

La Escalera alberga gran diversidad de plantas. Esto evidencia la necesidad de intensificar los estudios florísticos en localidades poco exploradas y de evaluar la importancia de incluir esta zona dentro de planes y programas de conservación y protección de la diversidad vegetal.

7. Agradecimientos

Deseamos agradecer a la empresa ConocoPhillips y al Servicio Autónomo Regional de Gestión Forestal, Botánico y Ambiental del estado Bolívar (SARGFOBAM) por el financiamiento, para la realización de las expediciones. Asimismo, agradecemos a los herbarios VEN y GUYN por el servicio prestado, y a nuestros colegas y amigos Elio Sanoja, Bruce Holst y Moisés Peña por el apoyo y los agradables momentos compartidos durante el trabajo de campo.

8. Bibliografía

Angiosperm Phylogeny Group. (2003). An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for

the orders and families of flowering plants: APG II. *Bot. J. Linn. Soc.* 141(4): 399-436.

Aymard, G., S. Elcoro, E. Marín & A. Chaviel. (1997). Caracterización estructural y florística en bosques de tierra Firme de un sector del bajo río Caura, estado Bolívar, Venezuela. In: *Scientia Guaianae N°7: Ecología de la Cuenca del Río Caura, Venezuela II. Estudios Especiales* (O. Huber & J. Rosales, eds.), 143-170. Fundación Instituto Botánico de Venezuela. Caracas.

Berry, P., B. Holst & K. Yatskievych. (1995). Introduction. In: *Flora of the Venezuelan Guayana*. (J. Steyermark, P. Berry & B. Holst, eds.) 15-20. Missouri Botanical Garden Press. St. Louis. USA.

Blanco, C. (2002). Inventario forestal del corredor de servicios de la línea de transmisión Las Claritas-Santa Elena de Uairén. Informe preparado por Constructora Blanco para CVG-EDELCA, Puerto Ordaz. Venezuela.

Brumitt, R. & C. Powell. (1992). *Authors of Plant Name*. Royal Botanic Gardens. Kew. Reino Unido.

Cronquist, A. (1981). An integrated system of classification of flowering plants. Columbia University Press. New York. USA.

Dahlgren, R., H. Clifford & P. Yeo. (1985). *The families of the monocotyledons*. Structure, evolution, and taxonomy. Springer-Verlag. Berlin.

Díaz, W. (2007). Composición florística y estructura de bosques en los asentamientos campesinos Las Delicias, El Guamo y Lechozal, estado Bolívar, Venezuela. *Ernstia* 17(1): 1-24.

Díaz, W. & G. Febres. (2009). Composición florística de comunidades vegetales en los alrededores de la mina La Victoria, El Callao, estado Bolívar, Venezuela. *Pittieria* 33: 99-110.

Durán, C. (2001). Estructura y composición florística de los bosques de Sierra de Lema, con especial énfasis en *Pourouma bolivarensis* C.C. Berg. Trabajo Especial de Grado. Universidad de Los Andes. Facultad de Ciencias Forestales. Mérida. Venezuela.

Feuillet, C. & J. Vanderplank. (2009). Folia taxonomica 14. Notes on *Passiflora* supersection Coccinea (Passifloraceae) from the Guiana Shield. *J. Bot. Res. Inst. Texas*. 3(2): 581-582.

Galán, C. (1984). Memoria explicativa del Mapa de Zonas Bioclimáticas de la Cuenca del Río Caroní. División de Cuencas e Hidrología. Corporación Venezolana de Guayana, Electrificación del Caroní C.A –Edelca. Caracas. 74 p + 1 mapa 1:500.000 (mimeografiado).

Hernández, L. (1994). Bosques. In: *Scientia Guaianae 4: Ecología de la Altiplanicie de la Gran Sabana (Guayana Venezolana) I*. (N. Dezzio, ed.), 80-94. Fundación Instituto Botánico de Venezuela. Caracas.

Hernández, L. (1999). Caracterización florística de los bosques. In: *Scientia Guaianae 9: Ecología de la Altiplanicie de la Gran Sabana (Guayana Venezolana) II*. (L. Hernández, ed.), 53-84. Fundación Instituto Botánico de Venezuela. Caracas.

Hernández, L. (2005). Crecimiento diamétrico de árboles en bosques a lo largo de un gradiente climático entre Sierra de Lema y La Gran Sabana: Resultados preliminares. Memoria del XVI Congreso Venezolano de Botánica. *SABER*. 17:213-214.

Hernández, L. & H. Castellanos. (2006). Crecimiento diamétrico arbóreo en bosques de Sierra de Lema, Guayana Venezolana: primeras evaluaciones. *Interciencia*. 31(11):1-8.

Hernández, L. & J. Ortiz. (2004). Avances del estudio

sobre dinámica de bosques a lo largo de un gradiente climático entre Sierra de Lema y la Gran Sabana. Memorias del IV Congreso Forestal Venezolano. Barinas. Venezuela. 16.

Hokche, O., P. Berry & O. Huber (eds.). (2008). *Nuevo catálogo de la flora vascular de Venezuela*. Fundación Instituto Botánico de Venezuela Dr. Tobías Lasser. Caracas. Venezuela. 859.

Holst, B. (1997). Bromeliaceae. In: *Flora of the Venezuelan Guayana*. Vol. 3: Araliaceae-Cactaceae (J.A. Steyermark, P.E. Berry & B.K. Holst, eds.), 548-676. Missouri Botanical Garden, St. Louis. USA.

Holst, B. & Y. Vivas. (2009). A beautiful new species of *Lindmania*, Bromeliaceae. *JBS*. 59(2): 66-70.

Huber, O. (1995). Vegetation. In: *Flora of the Venezuelan Guayana*. Vol. 1: Introduction (J.A. Steyermark, P.E. Berry & B.K. Holst, eds.), 97-160. Missouri Botanical Garden, St. Louis. USA.

Huber, O., G. Febres & H. Arnal. (2000). *Guía ecológica de la Gran Sabana*. Ecograph. Caracas. Venezuela.

Kelly, D., E. Tanner, E. NicLughadha & V. Kapos. (1994). Floristics and biogeography of a rain forest in the Venezuelan Andes. *J. Biogeogr.* 21(4): 421-440.

Lewis, G., B. Schrire, B. Mackinder & M. Lock. (2005). Introduction. In: *Legumes of the World* (G. Lewis, B. Schrire, B. Mackinder & M. Lock, eds.), pp 1-20. The Royal Botanic Gardens Kew. United Kingdom.

Ortiz, J. (2002). Ensayo de técnicas dendrocronológicas en los géneros *Tachigali* y *Terminalia* en bosques semidecíduos y siempreverdes entre El Dorado y Sierra de Lema, Estado Bolívar. Tesis de Magíster en Ciencias Ambientales. UNEG. Puerto Ordaz. Venezuela.

- Ortiz, J., L. Hernández & M. Worbes. (2006). Crecimiento radical de *Tachigali* y *Terminalia* en bosques de tierras bajas al sureste de Venezuela. *Acta Bot. Venez.* 29(2):211-234.
- Rodríguez, L. & G. Colonnello. (2009). Caracterización florística de ambientes de la cuenca baja del río Cucurital, afluente del río Caroní, estado Bolívar, Guayana venezolana. *Acta Amazon.* 39(1): 35-52.
- Rosales, J., C. Knab-Vispo & G. Rodríguez. (1997). Bosques ribereños del bajo Caura entre el salto Pará y los raudales de la Mura: su clasificación e importancia en la cultura Ye'kwana. *Sci. Guaianae.* 7: 171-213.
- Salas, L., P. Berry & I. Goldstein. (1997). Composición y estructura de una comunidad de árboles grandes en el valle del Río Tabaro, Venezuela. Una muestra de 18,75 has. In: *Scientia Guaianae 7: Ecología de la Cuenca del Río Caura, Venezuela II. Estudios Especiales* (O. Huber & J. Rosales, eds.), 291-308. Fundación Instituto Botánico de Venezuela. Caracas.
- Sanoja, E. (2004). Diagnósis y observaciones sobre la biología de *Catostemma lemense*, nueva Bombacaceae de Venezuela. *Acta Bot. Venez.* 27(2): 84-94.
- Sanoja, E., L. Hernández, W. Díaz, B. Holst & M. Calzadilla. (2006). Estado actual del conocimiento dendrotaxonómico de los bosques de La Escalera, Sierra de Lema, estado Bolívar. I Congreso Internacional de Biodiversidad del Escudo Guayanés. Santa Elena de Uairén, Venezuela. 139.
- Sanoja, E. (2009). Lista dendrológica de los bosques montanos de La Escalera, Sierra de Lema, estado Bolívar, Venezuela. *Acta Bot. Venez.* 32(1): 79-111.
- Smith, A. (1985). Pteridiophytes of Venezuela, an annotated list. University of California. Berkeley. Mimeografiado. USA.
- Steyermark, J. & S. Nilsson. (1962). Botanical novelties in the region of Sierra de Lema, Estado Bolívar. I. *Bol. Soc. Venez. Ci. Nat.* 23: 59-95.
- Steyermark, J. (1966). Contribuciones a la flora de Venezuela, parte 5. *Acta Bot. Venez.* 1(3-4): 9-256.
- Steyermark, J. (1979). Flora of the Guayanan Highland: endemism of the generic flora of the summits of the Venezuelan Tepuis. *Taxon.* 28(1-3): 45-54.
- Steyermark, J., P. Berry & B. Holst. (1995-2005). *Flora of the Venezuelan Guayana*. Vol. 1-10. Missouri Botanical Garden. St. Louis. USA.

Evaluadores de los Artículos

El siguiente es el listado de los distinguidos investigadores que arbitraron los artículos del Volumen 5, Número 1 y Número 2, 2010, de la revista FARAUTE de Ciencias y Tecnología

Alcides A. Mondragón I.	Universidad Centroccidental Lisandro Alvarado.
Aldo Ernesto Reyes	Departamento de Computación, Facultad de Ciencias y Tecnología, Universidad de Carabobo.
Ana K. Fermin R.	Universidad de Paris.
Andrea Menéndez Y.	Instituto de Biología Experimental, Facultad de Ciencias, Universidad Central de Venezuela.
Anibal Castillo	Instituto de Biología Experimental, Facultad de Ciencias, Universidad Central de Venezuela.
Antonio Machado	Instituto de Zoología y Ecología Tropical, Facultad de Ciencias, Universidad Central de Venezuela.
Belsay C. Borges R.	Escuela de Química, Facultad de Ciencias, Universidad Central de Venezuela.
Carlos Bosque	Departamento de Biología de Organismos, Universidad Simón Bolívar.
Damelis J. Jáuregui T.	Instituto de Botánica Agrícola, Facultad de Agronomía, Universidad Central de Venezuela.
Daniel Barraez	Oficina De Investigaciones Económicas, Banco Central de Venezuela.
David Bone	Ecología Marina, Facultad de Ciencias, Universidad Simón Bolívar.
Domenico Pavone	Departamento de Biología, Facultad de Ciencias y Tecnología, Universidad de Carabobo.
Ernesto J. González R.	Escuela de Biología, Facultad de Ciencias, Universidad Central de Venezuela.
Francisco J. Hidrobo T.	Departamento de Computación, Facultad de Ciencias, Universidad de Los Andes.
Francisco Provenzano	Instituto de Zoología y Ecología Tropical, Facultad de Ciencias, Universidad Central de Venezuela.
Fredy Jara	Departamento de Computación, Facultad de Ciencias y Tecnología, Universidad de Carabobo.
Henry Labrador S.	Departamento de Química, Facultad de Ciencias y Tecnología, Universidad de Carabobo.
Issa Solange	Departamento de Biología de Organismos, Universidad Simón Bolívar.
Jimmy A Castillo	Escuela de Química, Facultad de Ciencias, Universidad Central de Venezuela.
Jorge A. Castellanos D.	Departamento de Computación, Facultad de Ciencias y Tecnología, Universidad de Carabobo.
Juan M. Guevara J.	Escuela de Matemática, Facultad de Ciencias, Universidad Central de Venezuela.
Juan Carlos Pereira	Departamento de Química, Facultad de Ciencias y Tecnología, Universidad de Carabobo.
Judith Rosales	Universidad Nacional Experimental de Guayana.
Lourdes M. Suárez V.	Instituto de Zoología y Ecología Tropical, Facultad de Ciencias, Universidad Central de Venezuela.
Luis G. Morales	Instituto de Zoología y Ecología Tropical, Facultad de Ciencias, Universidad Central de Venezuela.
Luis Puerta	Departamento de Química, Facultad de Ciencias y Tecnología, Universidad de Carabobo.
María Angélica Taisma	Escuela de Biología, Facultad de Ciencias, Universidad Central de Venezuela.
Omaira Hokche	Fundación Instituto Botánico de Venezuela "Dr. Tobías Lasser".
Orestes Montilla	Departamento de Matemática, Facultad de Ciencias y Tecnología, Universidad de Carabobo.
Ronaldo Toma	Departamento de Biología, Facultad de Ciencias y tecnología, Universidad de Carabobo.
Thirza Ruiz Zapata	Instituto de Botánica Agrícola, Facultad de Agronomía, Universidad Central de Venezuela.
Zoraya De Guglielmo	Instituto de Oncología y Hematología.
Samuel Segnini	Universidad de los Andes

Guía para los Autores

La Revista FARAUTE UC de la Facultad de Ciencias y Tecnología (FACYT) considerará, para su difusión, trabajos inéditos relacionados con las ramas de las Ciencias Básicas y la Tecnología, tanto de carácter técnico como de carácter divulgativo, siempre que el mismo sea el producto de un proceso de investigación objetivo y comprobable. Se aceptan artículos o notas en español e inglés.

Tipos de Trabajos

- a) Artículos científicos con un máximo de doce (12) páginas.
- b) Artículos divulgativos de investigación con un máximo de doce (12) páginas.
- c) Notas Técnicas con un máximo de cinco (5) páginas.
- d) Artículos de Actualización Científica que resuman el “Estado del Arte” de un área específica de las ciencias y tecnología, con un máximo de veinte (20) páginas.
- e) Artículos de invitados especiales, con un máximo de cinco (5) páginas.
- f) Cartas al Editor, que consistan en observaciones técnicas de artículos publicados en la revista.

Requerimientos de formato para manuscritos enviados para su evaluación:

El formato del manuscrito debe seguir las siguientes recomendaciones:

1. Tipo de letra: Times New Roman, número 12, a excepción del título en español.
2. Texto del artículo a doble columna, a excepción del título, la información del(os) autor(es) y el resumen.
3. Espaciado: simple
4. Tamaño de papel: Carta con márgenes justificado de 2,5 cm por cada lado.
5. Los artículos deben constar de las siguientes secciones:
 - **Título:** en español e inglés. El título en español debe ser en letra Times New Roman, tamaño 14, en mayúsculas, negritas, centrado. Se deja una línea de por medio y luego se coloca el título en inglés, en letra tamaño 12, negrita, en mayúsculas únicamente las iniciales de los nombres, pronombres, verbos, adjetivos y adverbios. Solamente se permite palabras en cursivas y minúsculas, cuando se trate del nombre científico de una especie. Ejemplo:

DETERMINACIÓN Y CARACTERIZACIÓN PARCIAL DE PROTEASAS OBTENIDAS DEL FRUTO DE *Thevetia ahouai* (L.) A.DC

- **Información del(os) autor(es):** Colocar el primer nombre completo, inicial del segundo; primer apellido completo e inicial del segundo, en mayúscula y centrado. En la siguiente línea colocar la dirección física de los autores y en la última línea la dirección de correo electrónico. Emplear superíndices numéricos para la identificación de los autores y sus respectivas direcciones. En caso de que varios autores posean correos electrónicos bajo un mismo dominio, utilizar el formato siguiente {login1, login2, ... loginn}@dominio. Ejemplo:

{sardito, hvasquez, jrodrigu}@uc.edu.ve

- **Resumen:** máximo de 150 palabras a una sola columna justificada, sin incluir referencias bibliográficas. Luego colocar entre tres (3) y cinco (5) palabras clave en orden alfabético. Se debe incluir además, el resumen (“abstract”) y las palabras clave en idioma inglés.
- **Introducción.**

- **Cuerpo del artículo:** Materiales y métodos (en caso de ser necesario), resultados y discusión.
- **Conclusiones** (opcional).

Agradecimientos (opcional).

- **Bibliografía.** Las referencias bibliográficas serán listadas en orden alfabético. Incluirán primer apellido, inicial del nombre, y en caso de ser varios autores, inicial del nombre seguido del primer apellido, año de publicación, título de la obra o del trabajo citado. Se debe colocar en mayúscula solo la letra inicial de la primera palabra. Ejemplos según sea el caso:

- Publicaciones periódicas: Autor. Año. Título del artículo. Nombre de la Revista abreviada. Volumen (Número): páginas.

Baum, L. E., T. Petrie, G. Soules & N. Weiss. (1970). A maximization technique occurring in the statistical analysis of a probabilistic function of Markov chains. *Ann. Math. Stat.* 41(1):164–171.

- Libros: Autor. Año. Título del libro. Casa Editora. Ciudad.

- Bernardo, J. & A. Smith. (1994). *Bayesian theory*. Wiley. New York.

- Libros colegiados: Autor. Año. Título del capítulo. In: Título del libro (editores), páginas. Casa Editora. Ciudad. País.

Steyermark, J. (1994). Aspectos morfológicos del Parque Nacional Morrocoy. In: *Flora del Parque Nacional Morrocoy* (B. Manara, ed.), pp. 66-103. Fundación Instituto Botánico de Venezuela y Agencia Española de Cooperación Internacional. Caracas, País.

- Proceedings o memorias: Autor. Año. Título de la ponencia. Nombre del Evento. Institución donde se realizó el mismo. Ciudad. País. Páginas.

Toyota, M. (1999). Caracterização química e citológica como subsídios à taxonomia de grupos-problema. VIII Reunião brasileira de ficologia. Sociedade brasileira de ficologia. Pernambuco. Brasil. 41.

- Tesis o trabajos de ascenso: Autor. Año. Título. Tipo de Trabajo. Facultad. Universidad. Ciudad, País.

Vera, B. (2000). Estudio ficoflorístico de la región oriental del litoral central de Venezuela, Edo. Vargas, Venezuela. Trabajo de ascenso a la categoría de Asistente. Facultad de Ciencias. Universidad Central de Venezuela. Caracas, Venezuela.

- Documento en electrónico: citar según las indicaciones del documento electrónico o seguir los formatos indicados en la norma ISO 690-2, disponible en la dirección:

http://www.ugr.es/~pwlac/G00_Referencias_electronicas.html

6. Las referencias deben ser citadas en el artículo, de acuerdo a:

- **Un solo autor:** se indica el primer apellido del autor seguido por el año de la publicación; todo esto entre paréntesis.

..... (Vargas, 1999)....

- **Dos autores:** se coloca el primer apellido del primer autor, el símbolo & y el primer apellido del segundo autor, seguidamente la fecha de publicación; todo esto entre paréntesis.

..... (Vargas & Rodríguez, 2002).....

- **Más de dos autores:** se coloca el primer apellido del primer autor, luego se coloca “et al.”, seguidamente la fecha de publicación; todo esto entre paréntesis.

..... (Vega *et al.*, 2005)

- **Más de dos referencias:** se coloca cada referencia de acuerdo a lo anterior, separados por puntos y comas (;). Se deben ordenar primeramente en orden cronológico y en segundo lugar alfabéticamente; todo esto entre paréntesis.

..... (Vargas, 1999; Vargas & Rodríguez, 2002; Graterol *et al.*, 2005; Vega *et al.*, 2005)

7. Los encabezados de cada sección se escribirán en negritas y deben estar enumerados.
8. Las figuras, fotografías, diagramas y gráficos deben denominarse como “Fig.”. Las tablas deben denominarse “Tabla” si el artículo está en español y “Table” si está en inglés. Estas denominaciones deben colocarse alineadas a la izquierda, debajo de cada una de ellas junto con sus descripciones, en letra Times New Roman, tamaño 10. Las tablas y figuras deben enumerarse correlativamente y estar citadas en el texto en el mismo formato anterior.
9. Las figuras se presentarán insertas en el cuerpo del artículo y además se debe entregar una copia en versión digital de las mismas. Estas deben estar en blanco y negro o escala de grises en formato JPEG o TIFF a una resolución de 300 dpi, y el archivo debe ser nombrado como “Fig” seguido del número que corresponda en el artículo.
10. Unidades de medida. Los valores se deben expresar en el sistema métrico decimal de acuerdo con el Sistema Internacional de Unidades (SI). La mayoría de los símbolos se escriben abreviados, en minúscula, salvo algunas excepciones como aquellos derivados de nombres propios; no llevan punto y se separan del valor numérico por un espacio. Ejemplos: cm (centímetro), h (hora), °C (Celsius).
11. Las ecuaciones deben identificarse con un número entre paréntesis correspondiente a la enumeración correlativa de las ecuaciones. Estas deben estar en cursiva. Ejemplo:

$$I_F \quad I_B \quad I_C \quad A^2 I_{A1} \quad AI_{A2} \quad I_{A0} \quad \frac{J\sqrt{3}E_A}{Z_1 \quad Z_2} \quad (1)$$

Las ecuaciones tienen que estar citadas en el manuscrito y deben identificarse como “Ec.” cuando el artículo está en español y “Eq.” si está en inglés, acompañadas del número correspondiente.

12. Los algoritmos o códigos fuentes de programas se deben identificar con la palabra “Algoritmo” seguidos de un número correspondiente a la numeración correlativa de los algoritmos, y un título que lo identifique, todo esto centrado y colocado en la parte inferior. Cada línea debe estar enumerada de la forma abajo mostrada. Éstas deben respetar la indentación y en letra courier tamaño 9. Ejemplo:

```
(1) void * sum(void * arg) {  
(2) int * p; p = (int *)arg;  
(3) pthread_mutex_lock(&m);  
(4) s = s + *p;  
(5) pthread_mutex_unlock(&m);  
(6) }
```

Algoritmo 1. Hilo que efectúa la suma.

13. Nombres y coordenadas geográficas. Los nombres geográficos sólo se escriben en mayúscula cuando forman parte de un nombre propio, por ejemplo: Península de Paraguaná, Río Cabiliales. Las coordenadas deben citarse utilizando las siglas correspondientes: Lat. (latitud), Long. (longitud), N (norte), S (sur), E (este), O (oeste), ejemplo: 10°31'01” Lat. N., 67°06'10” Long. O.

Envío de manuscritos para arbitraje:

Los *manuscritos iniciales* deben ser enviados en formato electrónico PDF o MSWord (al menos en la versión XP) a la siguiente dirección: faraute@uc.edu.ve

Hojas de estilo para artículos aceptados para su publicación:

El arte final de los artículos aceptados para su publicación debe respetar todos los requerimientos anteriores. Para ello se ponen a disposición de los autores las hojas de estilo correspondiente a cada formato (LATEX o Microsoft WORD), las cuales pueden ser obtenidas electrónicamente en la siguiente dirección electrónica: <http://www.facyt.uc.edu.ve/investigacion/faraute>

Hoja de Estilos para LATEX:

CyT_UC.sty
CyT_UC.tex

Hoja de Estilos para WORD:

CyT_UC.doc

Notas finales:

- Los artículos serán sometidos a arbitraje en extenso previa publicación. Se entregará un ejemplar por autor y podrán entregarse separatas por artículo a solicitud del autor, cuyo costo será a convenir.
- Los artículos arbitrados sujetos a modificación, deben ser corregidos en un plazo de tres semanas para su incorporación en el número correspondiente. En caso de no ser entregados, permanecerán por un periodo de espera de seis meses como máximo, para la entrega de la versión corregida. Una vez vencido este plazo el trabajo será arbitrado nuevamente previa solicitud por parte del autor.

Guide for Authors

“Faraute” Journal of the Experimental Faculty of Science and Technology (Facyt) publishes original papers of interest to a broad group of readers from the Basic Science and Technology community.

A submission to Faraute UC must be the original contribution of the author(s) and must not be published elsewhere or be under consideration for another publication in its submitted or a substantially similar form in any language. Contributions in Spanish and English in the following categories may be submitted.

Types of contributions

- a) Research. Articles with original results in the Basic Science and Technology . Maximum twelve (12) pages.
- b) Technical Notes. Maximum five (5) pages.
- c) Reviews. Critical surveys of specific field of science and technology in which existing published information is analyzed and discussed. Maximum twenty (20) pages.
- d) Articles of Special Guests. Maximum five (5) pages.
- e) Letters to the Editor regarding technical observations of articles published in the journal.

Preparation of text

The format of the manuscript must follow the following recommendations:

1. Type of letter: Times New Roman size 12, except the title in Spanish.
2. Text of the article in double columns, except the title, the information of the author(s) and the abstract.
3. Spacing: single
4. Size of paper: Letter, with justified margins of 2.5 cm on either size.
5. The articles must have the following sections:
 - **Title:** In Spanish and English. The title in Spanish must be in Times New Roman, size 14, in capital letters, bold, centered, leaving one line size 12 in between. The titles in English will be bold; capital letters are to be used only for the initial the names, pronouns, verbs, adjectives and adverbs. Cursive words are allowed, only when referring to the scientific nam

DETERMINACIÓN Y CARACTERIZACIÓN PARCIAL DE PROTEASAS OBTENIDAS DEL FRUTO DE *Thevetia ahouai* (L.) A.DC

- **Information of author(s):** Place the first name, initial of the second one, last name and initial of the second one, in capital letters and centered. In the following line place the physical address of the authors, and in the last line the electronic address. Use numeric super indexes to identify authors and their addresses. In case of various authors having electronic addresses under the same domain, use the following format: {login1, login2,...loginn}@domain. For example:

{sardito, hvasquez, jrodrigu}@uc.edu.ve

- **Abstract:** The abstract must contain a maximum of 150 words in one column, justified, without including bibliographic references. Afterwards, add between three (3) and five (5) keywords in

alphabetical order.

- **Introduction:** This section should provide a comprehensible statement of the problem, a relevant literature on the subject, and the proposed approach or solution.
- **Body of the article:** The paper may include a section of materials and methods, if necessary, and must contain both a result and a discussion section.
- **Conclusions:** A conclusions section is optional.
- **Acknowledgements:** This section is also optional.

- **Bibliography:** Bibliographical references will be listed in alphabetical order. They will include, for the first author, first surname and initial of the first name. For the rest of the authors, if there are any, initial of first name followed by first surname. After the authors' names it follows the year of publication in parenthesis. The next information should be the title of the work referenced. Only the first letter of the first word should be in capital letters. Examples of possible referenced works are given in the following paragraphs:

- **Periodic publications:** Author or authors. Year. Title of the article. Abbreviated name of publication (in italics). Volume (Number): pages.

Baum, L. E., T. Petrie, G. Soules & N. Weiss. (1970). A maximization technique occurring in the statistical analysis of a probabilistic functions of Markov chains. *Ann. Math. Stat.* 41(1):164–171.

- **Books:** Author. year. Title of book. Publishers). City.

Bernardo, J. & A. Smith. (1994). *Bayesian theory*. Wiley. New York.

- **Collaborative books:** Author. Year. Title of chapter. In: Title of book (editors), pages. Publishers. City.

Steyermark, J. (1994). Aspectos morfológicos del Parque Nacional Morrocoy. In: Flora del Parque Nacional Morrocoy (B. Manara, ed.), 66-103. Fundación Instituto Botánico de Venezuela y Agencia Española de Cooperación Internacional. Caracas, Venezuela.

- **Proceedings or memoirs:** Author. Year. Name of presentation. Name of the Event. Institution where the event took place. City. Country. Pages.

Toyota, M. (1999). Caracterização química e citológica como subsídios à taxonomia de grupos-problema. VIII Reunião brasileira de ficologia. Sociedade brasileira de ficologia. Pernambuco. Brasil. 41.

- **Thesis or promotion research projects:** Author. Year. Title. Type of work. Faculty. University. City, Country.

Vera, B. (2000). Estudio ficoflorístico de la región oriental del litoral central de Venezuela, Edo. Vargas, Venezuela. Trabajo de ascenso a la categoría de Asistente. Facultad de Ciencias. Universidad Central de Venezuela. Caracas, Venezuela.

- **Document in electronic format:** cite according to indications of the electronic document or follow the

and "Eq.". If it is in English, together with the corresponding number.

- Algorithms or codes of program sources must be identified with the word "Algorithm", followed by a number corresponding to the correlative number of the algorithms and a title that identifies it, all centered and placed in the lower part. Each line must be numbered as shown below. These must respect the indentation and be in "Courier" size 9. Example:

```
(1) void * sum(void * arg) {  
(2) int * p; p = (int *)arg;  
(3) pthread_mutex_lock(&m);  
(4) s = s + *p;  
(5) pthread_mutex_unlock(&m);  
(6) }
```

Algoritmo 1. Hilo que efectúa la suma.

- Names and geographical coordinates. Geographical names are only written in capital letters when they are part of a proper name, for example: Península de Paraguana, Río Cabriales. Coordinates must be cited using the corresponding abbreviation: Lat. (latitude), Long. (length), N (north), S (south), E (east), W (west), for example: 10°31'01" Lat. N., 67°06'10" Long. O.

Sending manuscripts for arbitration:

The initial manuscripts must be sent in PDF or MSW electronic format (at least in the XP version, to the following address: faraute@uc.edu.ve

Style pages for articles accepted for publication:

The final art of the articles accepted for publication must respect all the previous requirements. Therefore, the authors are offered the style pages that correspond to each format (LATEX o Microsoft WORD), which can be obtained at the following electronic address: <http://www.facyt.uc.edu.ve/investigacion/faraute>.

For LATEX style pages:

CyT_UC.sty

CyT_UC.tex

For WORD style pages:

CyT_UC.doc

Final notes:

The articles will undergo complete arbitration prior to publication. One copy per author will be given, and offprint per article can be delivered upon author's request, with arranged price. The arbitrated articles subjected to modifications, must be corrected in three weeks to be included in the corresponding number. In case they are not turned in they will be held for a maximum of six months, awaiting for the corrected version. Once that period expires the article will be subjected to arbitration again upon the author's request

formats indicated in the norm ISO 690-2, available in the address:

http://www.ugr.es/~pwlac/G00_Referencias_electronicas.html

6. The references must be cited in the article according to:

- **One author:** Indicate the first surname of the author followed by the year of publication, all in parenthesis.

..... (Vargas, 1999)....

- **Two authors:** Indicate the first surname of the first author, the symbol & and the surname of the second author; followed by the date of the publication; all in parenthesis.

..... (Vargas & Rodríguez, 2002).....

- **More than two authors:** Indicate the last name of the first author, then add “et al.”, followed by the date of the publication; all in parenthesis.

..... (Vega *et al.*, 2005)

- **More than two references:** write each reference according to the previous information, separated by semi-colons (;). They should be sorted chronologically firstly and then alphabetically, all in parenthesis.

..... (Vargas, 1999; Vargas & Rodríguez, 2002; Graterol *et al.*, 2005; Vega *et al.*, 2005)

7. The headings of each section must be written in bold, and should be numbered.

8. Figures, photographs, and graphics should be identified as “Fig”. Tables should be called “Table” (Tabla, if the article is in Spanish). These words should be placed under the figure or table aligned to the left. There should follow a description, in Times New Roman letters, size 10. The tables and figures must be numbered correlatively and be cited in the text in the same previous format.

9. Figures will be inserted in the body of the article, and a digital copy should be handed in. They should be in black and white, or in a scale of grays in JPEG or TIFF, a resolution of 300 dpi, and the file should be named as “Fig”, followed by the corresponding number of the article.

10. Units of measure. The values must be expressed in the decimal metric system, according to the Système International d'Unités (SI). Most symbols are abbreviated, in common letters, except in some cases, as those derived from proper names, they do not take a period, and are separated from the numeric value by a space. Examples: cm (centimeter), h (hour), °C (Celsius).

11. Equations must be identified with a number in parenthesis corresponding to the correlative numbers of the equations. These must be in cursive. For example:

$$I_F = I_B = -I_C = A^2 I_{A1} + A I_{A2} + I_{A0} = \frac{-J\sqrt{3}E_A}{Z_1 + Z_2} \quad (1)$$

To refer to these equations in the manuscript should be identified as "Ec" when the article is in Spanish

Esta revista fue impresa en

en del 2011

Tiraje 300 ejemplares