

Inventario de grupos de hongos en la Ciénaga de Zapata, Cuba. III

Proyecto PNAP



**Instituto de Ecología y Sistemática, AMA-CITMA
2014**

Título: *Inventario de grupos de hongos en la Ciénaga de Zapata, Cuba. III*

Código:

Proyecto PNAP, AMA-CITMA

Unidad ejecutora: Instituto de Ecología y Sistemática, AMA-CITMA

Fecha de Inicio: Enero 2014

Fecha Terminación: Diciembre 2014

Participantes:

RECURSOS HUMANOS PRINCIPALES					
NOMBRE Y APELLIDOS	Marcar si es Jefe de Resultado	Grado Científico	Categoría científica, docente o tecnológica	Entidad	% de participación
Julio Mena Portales	X	Dr.	Inv. auxiliar	IES	100
Jorge L. Ortiz Medina	X	M.Sc.	Inv. auxiliar	IES	50
Nelis Blanco Hernández	X	M.Sc.	Inv. auxiliar	IES	60
Eduardo Furrázola Gómez		M.Sc.	Inv. auxiliar	IES	20
Ana Martell García		M.Sc.	Inv. auxiliar	IES	20
Yamir Torres Arias		M.Sc.	Inv. agregado	IES	20
Raquel Rodríguez Rodríguez		Lic.	Asp. Inv.	IES	15
Irina Jiménez Gómez		Lic.	Especialista	IES	100
Taimy Cantillo Pérez		Lic.	Especialista	IES	100
Susett González González		Lic.	Especialista	IES	80
Rafaela Aguilera		Lic.	Especialista	IES	70
Rosalba Ortega Fors		Lic.	Reserva	IES	70
Roberto Pons Penabad			Técnico	IES	70
Yaranai Reina			Técnico	IES	100
Osbel A. Gómez Ricardo			Técnico	IES	20
Carlos M. Massia			Técnico	IES	20
Esther Collazo Albornas			Técnico	IES	10
Erick Lacal Rodríguez			Técnico	IES	10

Colaboradores nacionales:

Instituto de Ecología y Sistemática (IES)

Ramona Oviedo Prieto, Nancy Ricardo Nápoles, Jorge Sánchez Rendón, Sara Herrera Figueroa (jubilada)

Jardín Botánico Nacional (JBN)

Mayra Camino Vilaró, Gloria Recio Herrera, Susana Maldonado González, Milay Cabarroi Hernández, Marguit Clavel Calzado.

Instituto de Oceanología (IDO)

Diana Enrique Lavandera

Centro Nacional de Áreas Protegidas (CNAP)

María A. Castañeira Colomé

Parque Nacional Ciénaga de Zapata

Jorge Rangel López

Colaborador extranjero:

David W. Minter, CABI Bioscience, Reino Unido

Objetivos planteados en el proyecto y resultados alcanzados:

Objetivo general

Inventariar grupos fúngicos en la Ciénaga de Zapata, Cuba.

Objetivos específicos

1. Actualizar los inventarios de hongos en las áreas seleccionadas como punto de partida para iniciar el monitoreo de estos organismos.
2. Enriquecimiento de las colecciones micológicas y la base de datos de la institución participante en el proyecto.

Ejecución y análisis del presupuesto

Plan (MP)	Ejecución (MP)	% de ejecución
154.7	125.7	81.3 %

El proyecto de ejecutó hasta septiembre a un 81.3 % de la cifra anual que se planificó. .

Magnitud y características del aporte alcanzado:

- Se identificaron 123 especies pertenecientes a 74 géneros de las divisiones Basidiomycota (33) y Glomeromycota (40) y de Hongos Anamorfos (50), de las cuales, 3 se proponen como nuevas para la ciencia, 6 constituyen nuevos hallazgos para Cuba y 44 son nuevos registros para la localidad.
- Se incrementaron las colecciones micológicas del instituto en 7 cultivos puros de Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA), 538 preparaciones permanentes y 2250 fotografías y microfotografías de hongos (basidiomicetes, glomeromicetes y hongos anamorfos). Se procesaron, limpiaron, ordenaron y desinfectaron 185 muestras de basidiomicetes y se clasificaron 360 muestras de basidiomicetes y hongos anamorfos para su posterior procesamiento y ubicación en las colecciones fúngicas herborizadas, Se actualizó la nomenclatura de 729 especies de basidiomicetes en la base de datos.
- Se analizó la micotrofia de 14 especies de plantas de la Ciénaga de Zapata observándose colonización micorrízico arbuscular en su totalidad. El 64,3% de las especies mostró valores de porcentaje de colonización micorrízica (CM) superiores al 50% mientras la densidad visual (DV) osciló entre 0,1 y 13,42%.

Hay que señalar que las únicas salidas comprometidas son, el informe técnico del inventario y este informe final y que el resultado de la micotrofia no estaba contemplado originalmente en el proyecto. También se debe aclarar que este proyecto estaba concebido como un proyecto propio por lo que concluían en diciembre, quedando por realizar aún una expedición y el taller final.

Eventos científicos

Forum de Base de Ciencia y Técnica. Instituto de Ecología y Sistemática. La Habana. Cuba.

Eficiencia de cepas del género *Glomus* en cultivos de lechuga, papaya y tomate. **J. F. Ley Rivas, E. Collazo Albornas, O. Gómez Ricardo, N. Ricardo Nápoles, J. Sánchez Rendón, E. Furrázola Gómez, R. M. Rodríguez Rodríguez.**

Encuentro Nacional de Micología. La Habana. Cuba.

Experiencias en la aplicación de micorrizas arbusculares. **J. F. Ley Rivas, E. Collazo Albornas, E. Furrázola Gómez, O. Gómez Ricardo.**

II Encuentro de desarrollo agroalimentario local. Habana del Este. La Habana

Micofert ®: Estudios y acciones en la aplicación de micorrizas arbusculares. **J. F. Ley Rivas, E. Collazo Albornas, E. Furrázola Gómez, O. Gómez Ricardo.**

VIII Congreso Latinoamericano de Micología. Medellín. Colombia

Estado del conocimiento de la diversidad fúngica en países y regiones de América Latina y el Caribe. **J. Mena-Portales.** Conferencia. Simposio "Conservación de la diversidad fúngica en América Latina y el Caribe".

Realidades y perspectivas de la conservación de la diversidad fúngica en Cuba. **J. Mena-Portales**, M. C. Camino-Vilaró, **N. Blanco-Hernández**, **J. L. Ortiz-Medina**. Conferencia. Simposio “Conservación de la diversidad fúngica en América Latina y el Caribe”.

Basidiomycetes, Myxomycetes y hongos anamorfos: Análisis de vacío en áreas protegidas cubanas. M. C. Camino-Vilaró, **N. Blanco-Hernández**, **J. Mena-Portales**, M. A. Castañeira-Colomé, David W. Minter. Poster.

Micobiota en ecosistemas vulnerables de Cuba (Ascomycetes marinos, Basidiomycetes, y Myxomycetes): Reserva de la Biosfera Ciénaga de Zapata. **N. Blanco-Hernández**, S. M. Herrera-Figueroa, M. C. Camino-Vilaró, D. Enrique-Lavandera, **J. L. Ortiz-Medina**.

Diversidad de Hifomicetes de la Ciénaga de Zapata, Cuba. **T. Cantillo-Pérez**, **J. Mena-Portales**, **I. Jiménez-Gómez**. Poster.

Publicaciones

Rodríguez-Rodríguez, R.M., Y. Torres-Arias, E. Furrázola-Gómez. 2014. Micorrizas arbusculares asociadas a Júcaro de ciénaga (*Bucida palustris*) y Soplillo (*Lysiloma latisiliquum*) en la Reserva de la Biosfera Ciénaga de Zapata, Cuba. *Revista CNIC Ciencias Biológicas* 45 (2): 86-93.

Cantillo-Pérez, T., J. Mena-Portales, I. Jiménez-Gómez. 2014. Nuevos registros de Hifomicetes de la Ciénaga de Zapata, Cuba. *Bol. Soc. Micol. Madrid* 38: 68-72.

Maldonado, S.G., M. Cabarroi, M.C. Camino, G.M. Recio, **J. Mena, N. Blanco**. 2014. Hongos y Myxomycetes. En: *Plan del Sistema Nacional de Áreas Protegidas 2014-2020*. pp. 21-22. CNAP. La Habana.

Camino, M.C., **N. Blanco, J. Mena**, S.G. Maldonado, M. Cabarroi, **J. L. Ortiz**, S. Herrera, G.M. Recio, M.A. Castañeira. 2014. Estudio de vacío de hongos y Myxomycetes en las áreas protegidas. En: *Plan del Sistema Nacional de Áreas Protegidas 2014-2020*. pp. 153-154 + Anexos 17 y 18 y Tabla 3. CNAP. La Habana.

Mena, J., N. Blanco, M.C. Camino, S. Herrera, M. Cabarroi, **J. L. Ortiz**, S.G. Maldonado, G.M. Recio, M.A. Castañeira. 2014. Lista Roja de hongos y Myxomycetes de Cuba. En: *Plan del Sistema Nacional de Áreas Protegidas 2014-2020*. pp. 154-155 + Anexos 19 y 20. CNAP. La Habana.

Torres-Arias, Y., R. Ortega-Fors, S. González González, E. Furrázola Gómez. Diversidad de Hongos Micorrízicos Arbusculares (Glomeromycota) en tres bosques de la Ciénaga de Zapata, Cuba. *Rev. J. Bot. Nac.* (en prensa).

Impacto previsto y alcanzado

Impacto científico

Se propusieron 3 nuevas especies para la ciencia, se registraron 6 nuevos hallazgos para Cuba y 44 para la localidad.

Impacto social

Durante la realización de este proyecto se logró una buena socialización de los resultados y aspectos de su aplicación a través de la exposición de trabajos en eventos y talleres nacionales e internacionales.

Impacto medioambiental

Los resultados obtenidos contribuyen a la Estrategia de Biodiversidad de la República de Cuba y su Plan de Acción, así como al reporte nacional a la Conferencia de las Partes (COP) que responde al Convenio de Biodiversidad (CBD).

Novedad científica

Se identificaron 123 especies pertenecientes a 74 géneros de las divisiones Basidiomycota, Glomeromycota y de Hongos Anamorfos que incluyen nuevas especies para la ciencia, nuevos registros para Cuba y la ampliación de la distribución conocida de las especies. Se contribuyó al enriquecimiento de las colecciones micológicas con el depósito de 7 cultivos puros de HMA, 538 preparaciones permanentes y 2250 fotografías y microfotografías de hongos, se procesaron y se clasificaron 360 muestras para su posterior ubicación en las colecciones fúngicas herborizadas. Se analizó la micotrofia de 14 especies de plantas de la Ciénaga de Zapata, incluida una especie endémica, observándose colonización micorrízico arbuscular en su totalidad.

Importancia práctica

Los resultados, de gran provecho para distintas instituciones científicas del país y del extranjero en el campo de la Micología, tienen una gran importancia teórica-práctica por su aporte al conocimiento de la diversidad fúngica y por su incidencia en la agricultura, biotecnología, industria farmacéutica, programa alimentario, etc.

Introducción

Los hongos son un grupo de organismos muy abundantes en la naturaleza que incluye especies con patrones de distribución amplios, aunque también pueden existir otras con áreas de distribución más restringidas. Se les puede encontrar prácticamente en cualquier tipo de substrato orgánico vivo o muerto. Actúan como descomponedores de la materia orgánica junto a bacterias y artrópodos, desarrollándose frecuentemente sobre restos vegetales como cortezas, troncos, hojas, semillas e inflorescencias. A su vez, degradan alimentos y productos industriales como papel, plásticos, madera, textiles, etc. Muchos son patógenos de plantas y animales, incluido el hombre. También son utilizados en la producción y obtención de numerosos metabolitos como antibióticos, ácidos orgánicos, enzimas, alcohol y otros, siendo muy empleados en estudios citológicos, genéticos y bioquímicos.

Sin embargo, los hongos a pesar de su diversidad e importancia han sido poco estudiados. Algunos autores como Hawksworth (1991, 2001) y Blackwell (2011) consideraron que en el mundo debían existir aproximadamente entre 1.5 y 5.1 millones de especies. Sin embargo, Hawksworth (2012) en un cálculo más reciente sitúa esta cifra en unos 3 millones de hongos, de los que sólo se conocen alrededor de 100 000, lo que representa el 3.3 % del total estimado.

Realmente el número de especies fúngicas en el mundo es considerable, pero difícil de precisar con exactitud. Muchos de estos organismos son microscópicos y requieren de un examen cuidadoso o del cultivo en medios artificiales usando protocolos especializados para su identificación. Como resultado de su habilidad para ocupar y explotar un amplio rango de sustratos los hongos pueden ser encontrados prácticamente en cualquier tipo de materia orgánica, no obstante la mayoría de ellos no se han muestreados extensivamente.

En la actualidad, el conocimiento de la diversidad fúngica es especialmente importante como punto de partida para el monitoreo de estos organismos y sobre todo para su conservación y uso racional, sobre todo si tenemos en cuenta que los hongos ocupan el segundo lugar en número entre todos los organismos vivos, solo superados por los insectos.

Los datos de la Estrategia para la Conservación de la Diversidad Fúngica en Cuba (Mena Portales *et al.*, 2000), confirman que en Cuba el estado de conocimiento de la diversidad fúngica es un “punto crítico”, de la misma manera que ocurre para otros grupos de organismos como los invertebrados y microorganismos, solo por citar algunos.

Este desconocimiento justifica la necesidad de implementar inventarios y monitoreos de nuestra microbiota para descubrir y conservar las especies fúngicas, sobre todo teniendo en cuenta que estos estudios son la base de futuras investigaciones básicas y aplicadas, y que el mantenimiento de la diversidad fúngica en general, puede ser dependiente de las prácticas de manejo (Keizer, 1993).

Metodología empleada

1. Inventarios actualizados de grupos taxonómicos y funcionales de hongos en las áreas escogidas

La Ciénaga de Zapata, junto con la franja marina que lo circunda al sur de la provincia de Matanzas, posee una extensión de 628 171 ha y constituye un reservorio natural de enorme valor reconocido a nivel internacional. Predominan en el territorio los herbazales de ciénaga, la vegetación de lagunas palustres y los manglares.

Para realizar el inventario se identificaron los materiales colectados en el proyecto anterior en diferentes localidades de la Ciénaga de Zapata que no habían sido trabajados. Estas localidades se relacionan a continuación:

1. Bosque frente al órgano del CITMA, Palpite.
2. Bosque detrás del órgano del CITMA, Palpite.
3. Bosque frente al aserradero, Playa Larga.
4. Laguna detrás del caserío Caletón, Playa Larga.
5. Bosque cerca de Playa Máquina.
6. Bosque alrededor en el camino a la zanja La Cocodrila, Santo Tomás.
7. Bosque camino al aserradero viejo, Santo Tomás.
8. Márgenes de la zanja La Cocodrila, Santo Tomás.
9. Bosque El Rocosito, Santo Tomás.
10. Estación Ecológica de Santo Tomas.
11. Cayo Los Muchachos, Santo Tomás.
12. La Castilla, Santo Tomás.
13. Santa Marta, Santo Tomás.
14. Canal de Santo Tomás, Segundo Aparcadero
15. Área carbonera Los Planes, Santo Tomás.
16. Entronque de los ríos Hatiguanico y Guareira, Santo Tomás.

En el estudio taxonómico de los hongos colectados se emplearon los métodos más usuales en Micología, de acuerdo al grupo específico estudiado. En general la metodología más frecuente a utilizar incluye los siguientes aspectos esenciales: a) muestreo b) procesamiento del material c) identificación a nivel macroscópico y microscópico d) realización de ilustraciones y fotografías.

La identificación taxonómica de las especies de los diferentes grupos estudiados se hizo, en todos los casos, mediante el uso de monografías y claves de identificación, la revisión de las descripciones originales de las especies que aparecen en la literatura micológica y la comparación con el material depositado en las colecciones de referencia.

La literatura básica usada de acuerdo al grupo taxonómico fue la siguiente: Glomeromycota (Schenck y Pérez, 1990; Oehl *et al.*, 2011a,b,c); Basidiomycota (Ryvarden ,1974, 1978; Pegler, 1983, 1987; Singer, 1986; Guzmán, 1990; Ryvarden e Iturriaga, 2003); Hongos Anamorfos (Ellis,1971, 1976; Seifert *et al.*, 2011).

La nomenclatura usada y la ubicación de los taxones identificados en los rangos supra genéricos correspondientes es la que aparece en la última edición del diccionario de los hongos (Kirk *et al.*, 2008) y en los sitios web taxonómicos Index Fungorum (<http://www.indexfungorum.org>) y Mycobank (<http://www.mycobank.org>)

1.1. Análisis de comunidades de Hongos Micorrizógenos Arbusculares (HMA) en ecosistemas naturales de la Ciénaga de Zapata

El muestreo se realizó según la metodología de Nassar *et al.* (2008) en dos áreas fundamentales: Palpite donde se estudiaron tres bosques semidecuidos con predominio de *Lysiloma latisiliqua* (L.) Benth. (Soplillo) y *Bucida palustris* Borhidi & O. Muñiz (Júcaro de ciénaga), además de otras especies arbóreas, *Bursera simaruba* L. (Almácigo), *Calophyllum antillanum* Britton (Ocuje), *Hibiscus elatus* Sw. (Majagua), *Tabebuia* spp. (Roble), *Erythroxylum* spp. (Arabo), entre otras, abundantes epífitas y un sotobosque con predominio de gramíneas y ciperáceas, y la comunidad de Santo Tomás donde se estudiaron tres ecosistemas considerados bosques semidecuidos con humedad fluctuante.

En cada sitio de muestreo, fueron determinadas tres áreas (40 m²), donde se seleccionaron cinco parcelas cuadradas de 0.25 m² al azar. Dentro de estos cuadrados, se tomaron, en el centro, monolitos de suelo de 10x10x20 cm. Las muestras de suelo fueron mezcladas y homogenizadas para conformar tres muestras compuestas por ecosistema y fueron puestas a secar a la sombra, en locales bien ventilados del Laboratorio de Micorrizas (IES).

De las muestras de suelo ya secas, se tomó una submuestra de 100 g que fue procesada mediante la técnica del tamizado en húmedo y decantado del suelo (“wet sieving and decanting”, modificado por Herrera *et al.* (2004) a través de tres tamices de 500, 140 y 40 µm respectivamente y centrifugadas a 2500 r.p.m. en gradiente de sacarosa 2 M. Las esporas fueron colectadas con pipetas Pasteur bajo microscopio estereoscópico (Stemi-200C), cuantificadas y clasificadas de acuerdo con las características generales de las especies o morfoespecies observadas. A continuación, fueron montadas en portaobjetos con PVLG o PVLG-Melzer (<http://invam.caf.wvu.edu>).

Las características morfológicas observadas en las especies y morfoespecies (tamaño, forma, color, unión hifal, tipos y grupos de paredes, ornamentaciones, etc.) fueron comparadas con las descripciones originales de las especies publicadas en la literatura especializada. El color de las esporas se obtuvo con ayuda de la carta de color del INVAM. Para la identificación de las especies, se empleó el manual de Schenck y Pérez (1990), la información disponible en la página Web del INVAM (<http://invam.caf.wvu.edu>), la información disponible en la Colección Cubana de Hongos Micorrizogenos Arbusculares (CCHMA) depositada en el Herbario Nacional de Cuba (HAC), que agrupa más de 3 000 preparaciones fijas de esporas colectadas en Bolivia, Brasil, Canadá, Costa Rica, Ecuador, Francia, México, Estados Unidos y Venezuela y más de 20 000 microfotografías de especies de HMA presentes en ecosistemas naturales y de reemplazo de Cuba y otros países. Se tomaron imágenes de las especies y morfoespecies de esporas aisladas con el software AxioVision de Carl Zeiss.

2- Enriquecimiento de las colecciones micológicas y bases de datos de la institución participante en el proyecto

Se realizaron los procedimientos de rutina para incorporar los ejemplares y cultivos puros a las colecciones herborizadas y ceparios de la institución. Los métodos de preservación dependieron del grupo de hongos en cuestión. En la mayoría de los grupos se usaron como métodos de

conservación en cultivos puros las transferencias periódicas en medios líquidos o sólidos a intervalos frecuentes, la conservación en tubos de agar inclinado bajo aceite y la conservación en tubos de agar inclinado bajo agua.

Obtención de cepas puras de HMA

Para la obtención de cepas puras, inicialmente se montaron cultivos trampa en casa de vegetación, en macetas de 1,5 L de capacidad con el suelo colectado que incluye además, de las esporas de HMA, raíces y otros propágulos micorrízicos, se empleó como planta hospedera el *Sorghum bicolor* (sorgo) muy utilizado por los altos niveles de colonización micorrízica que desarrolla. Los cultivos trampa se mantuvieron por un período de cuatro meses, posteriormente se procesó este suelo y se colectaron las esporas de las especies más representativas (abundantes) con pipetas Pasteur bajo microscopio estereoscópico, Seguidamente estas esporas por especie fueron colocadas nuevamente en macetas con suelo estéril y *Sorghum bicolor* por un periodo de 4 meses, tiempo al cabo del cual se comprobó la pureza de las mismas. Se poseen tres plantas trampa provenientes de los tres ecosistemas estudiados en Santo Tomás pendientes de análisis, y que pueden aportar nuevas cepas provenientes de esta zona de estudio.

3- Micotrofia de algunas especies de Santo Tomás Ciénaga de Zapata (Resultado no comprometido).

Se determinó el estatus micorrízico de 14 especies vegetales nativas pertenecientes a 11 familias, en áreas naturales de Santo Tomás, Ciénaga de Zapata. Para ello se muestrearon los sistemas radicales de un mínimo de 5 individuos por especies, los cuales fueron secados al aire y almacenados en sobres de papel hasta su procesamiento.

Las raicillas menores de 2 mm de diámetro fueron separadas, lavadas y cortadas en segmentos de aproximadamente 1 cm de longitud. Luego fueron mezcladas para conformar una muestra única por especie y se clarearon y tiñeron con Azul de Tripán (0.05%), según el método de Phillips y Hayman (1970). Una vez terminado el proceso de tinción las muestras se lavaron con abundante agua y se dejaron reposar en lactoglicerina (ácido láctico, glicerina y agua destilada en proporción 1:2:1) por 24 h con el propósito de eliminar el exceso de colorante, para su posterior evaluación.

El estatus micorrízico arbuscular, la tasa de colonización micorrízica y la intensidad de la ocupación fúngica fueron evaluados (por triplicado) en cada de las fracciones teñidas bajo el microscopio estereoscopio CARL ZEISS modelo AXIOSKOP 2 Plus.

La tasa de colonización expresada como porcentaje de colonización (%CM) se determinó según el método de intersecciones de Giovannetti y Mosse (1980). A partir de las mismas intersecciones utilizadas para determinar la tasa de colonización micorrízica, se estimó la intensidad de ocupación fúngica dentro de los tejidos corticales expresada como porcentaje de densidad visual del endófito micorrízico arbuscular (%DV) mediante la metodología de Herrera-Peraza *et al.* (2004).

Resultados y Discusión

1- Inventarios actualizados de grupos taxonómicos y funcionales de hongos en las áreas escogidas.

Se identificaron 123 especies pertenecientes a 74 géneros de las divisiones Basidiomycota (33) y Glomeromycota (40) y de Hongos Anamorfos (50) (Anexo 1). Del total de especies, 3 se proponen como nuevas para la ciencia, 6 constituyen nuevos hallazgos para Cuba y 44 son nuevos registros para la localidad (Tabla 1). Se aprecia que Hongos Anamorfos acumulan más nuevos registros para el país y la localidad, además de incluir las especies que se proponen como nuevas para la ciencia.

Tabla 1. Número de géneros, especies, nuevos taxones y registros por grupo taxonómico. Nueva especie para la ciencia (NC), nuevo registro para Cuba (NP) y nuevo registro para la localidad (NL)

Grupo taxonómico	Géneros	Especies	NC	NP	NL
Basidiomycota	27	33	-	-	8
Glomeromycota	11	40	-	1	7
Hongos Anamorfos	36	50	3	5	29
Total	74	123	3	6	44

Los Hongos Anamorfos también fueron los mejor representados en el inventario constituyendo el 40.6 % de las especies identificadas y el 48.6 % de los géneros, lo que se corresponden de forma general con los resultados obtenidos en esta área en un proyecto anterior (Colectivo de autores, 2011) y en otras áreas protegidas como la Reserva de la Biosfera de Cuchillas del Toa, Buenavista y Baconao (Iglesias, *et al.*, 2003, Herrera-Figueroa, *et al.*, 2002, 2005 a, b). Independientemente que estos resultados están influidos por el trabajo sistemático realizado por especialistas en los Hongos Anamorfos, este grupo es muy abundante encontrándose con frecuencia en una gran diversidad de ecosistemas, hábitats y sustratos.

La especie de *Porobeltraniella* Gusmão que se propone como un nuevo taxón (Fig. 1) presenta algunas similitudes morfológicas con *P. porosa* (Piroz. & S.D. Patil) Gusmão (Gusmão, 2004) pero se diferencia de esa especie fundamentalmente por la ausencia de células separadoras y porque sus conidios son más rostrados hacia la base y presentan menor grosor.

Stanjehughesia sp. nov. 1 (Fig. 2) presenta conidios similares morfológicamente a los de *St. larvata* (Cooke & Ellis) Subram., sin embargo las esporas de esa especie tienen mayor número de septos y dimensiones (Ellis, 1958; 1976; Hughes, 1978; Wu & Zhuang, 2005). La otra especie del género con la que nuestro material presenta cierta similitud es con *St. floridensis* G. Delgado. Sin embargo, sus conidios aunque de dimensiones y número de septos similares a los del taxón propuesto como nuevo son obclaviformes o cilindro-obclaviformes (Delgado, 2008).

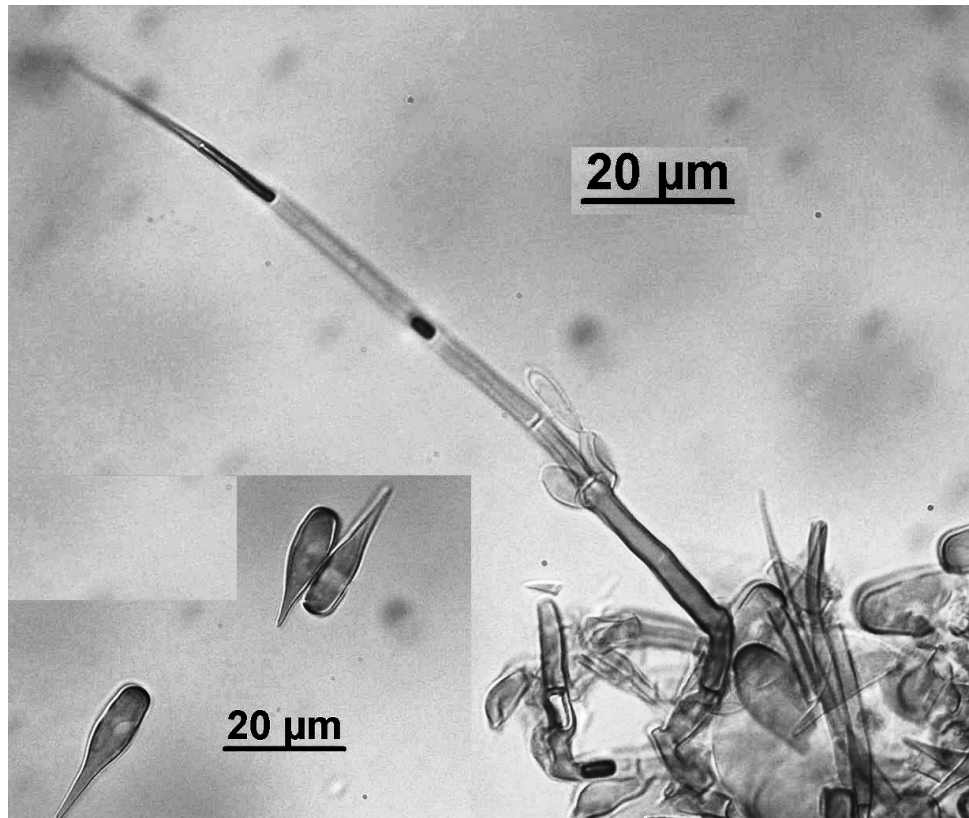


Fig. 1. *Porobeltraniella* sp. nov. Conidióforos setiformes, células conidiógenas obovoides y conidios turbinados, rostrados, con poros circulares cerca de la parte más ancha.

La otra especie de *Stanjehughesia* Subram. propuesta como nueva para la ciencia presenta una combinación única de caracteres (conidios mayormente obclavocilíndricos, muy largos y estrechos, que presentan la célula apical ornamentada y más pálida que las restantes) no observada en las especies descritas en ese género (Subramanian, 1992; McKenzie, 1995; Mena-Portales *et al.*, 2001; Wu y Zhuang, 2005; Delgado, 2008; Marincowitz *et al.*, 2008; Ma *et al.*, 2011; Almeida *et al.*, 2014)

Claroideoglossum lamellosum (Dalpé, Koske & Tews) C. Walker & A. Schüßler fue descrito originalmente como *Glomus lamellosum* por Dalpé, Koske y Tews en 1992 del área de los Grandes Lagos en las playas arenosas de la bahía de Georgia en Ontario, Canadá, y había sido observado previamente por Koske y Tews (1987) en el Puerto Bailey en Wisconsin, quienes lo identificaron en este trabajo como *Glomus* A.

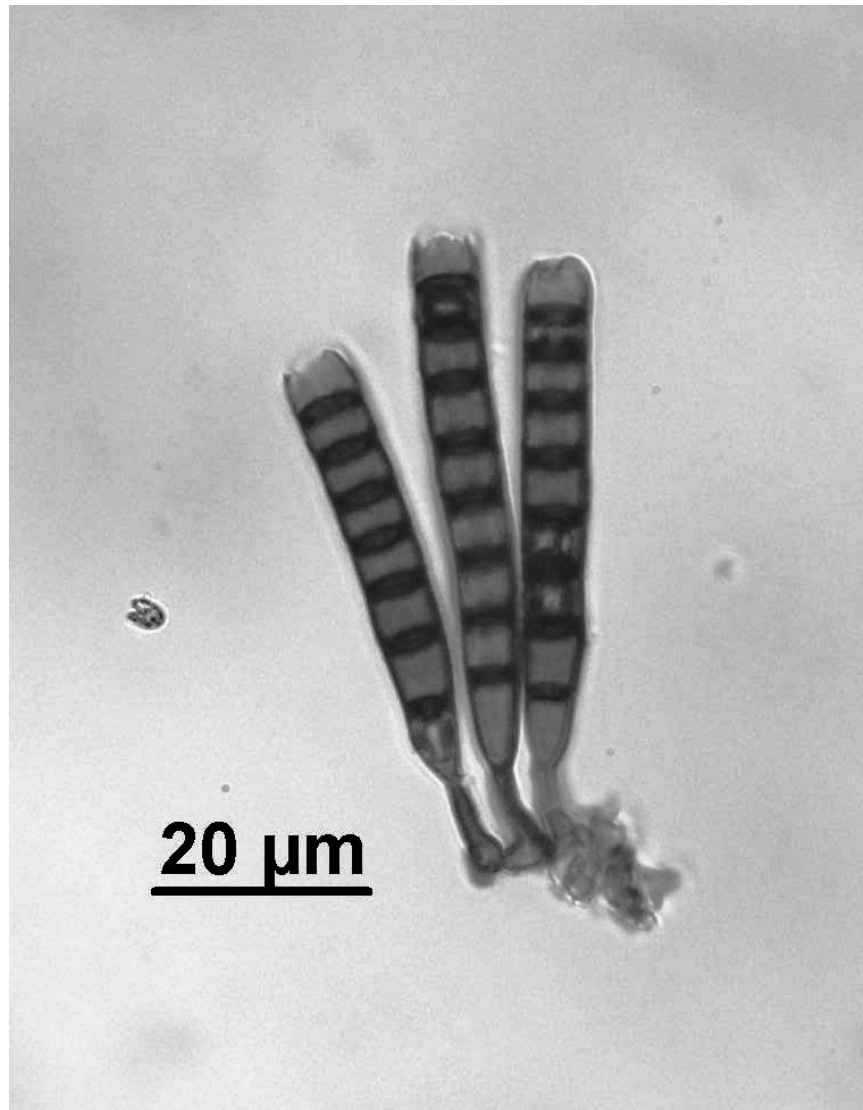


Fig. 2. *Stanjehughesia* sp. nov. Conidióforos reducidos a simples células conidiógenas lageniformes o ampuliformes y conidios cilíndricos, multiseptados.

Claroideoglopus lamellosum (Dalpé, Koske & Tews) C. Walker & A. Schüßler fue descrito originalmente como *Glomus lamellosum* por Dalpé, Koske y Tews en 1992 del área de los Grandes Lagos en las playas arenosas de la bahía de Georgia en Ontario, Canadá, y había sido observado previamente por Koske y Tews (1987) en el Puerto Bailey en Wisconsin, quienes lo identificaron en este trabajo como *Glomus* A.

Estos autores plantean que sus esporas resultan fáciles de detectar en un estereomicroscopio por su coloración amarillo limón a amarillo claro y su superficie rugosa bajo la luz reflejada. Con un microscopio compuesto las esporas se distinguen fácilmente por la apariencia escamosa de la superficie de su pared externa, y la pared 2 de la espora, amarilla limón y relativamente gruesa (Fig. 3). Cuando la superficie de la espora es examinada bajo la luz

ultravioleta, esta fluoresce intensamente revelando la naturaleza laminada de su superficie escamosa.

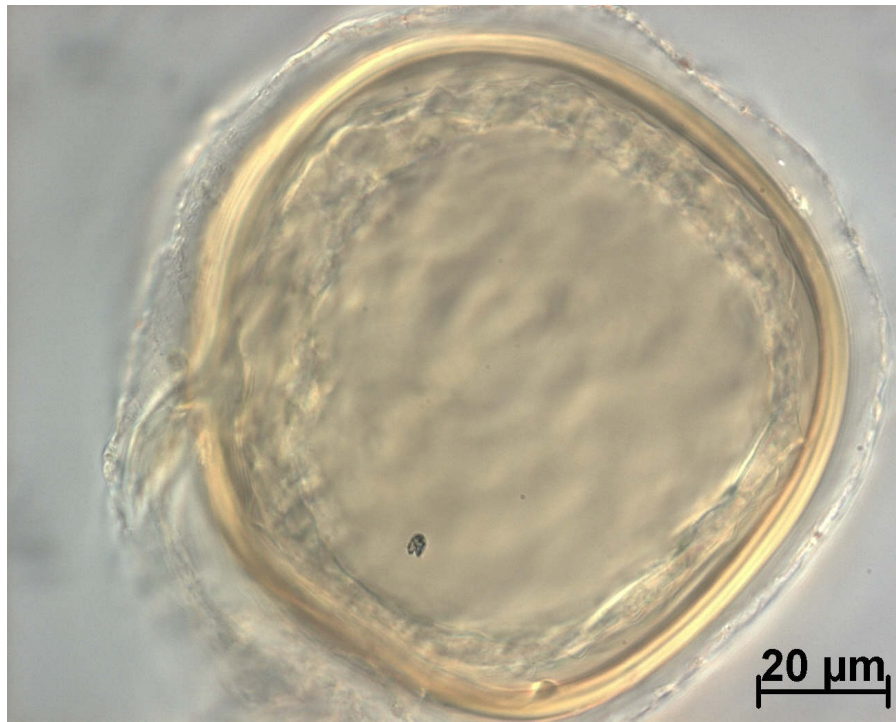


Fig. 3. *Claroideoglossum lamellosum* (Dalpé, Koske & Tews) C. Walker & A. Schüßler. Espora

En el campo la especie se encontró asociada con *Ammophila breviligulata* Fern y *Avena* sp., mientras logró ser cultivada en maceta con *Allium porrum* L., donde formó micorriza vesículo arbuscular típica, además de haber sido cultivada con maíz (*Zea mays* L.) en los EE.UU.

Walker y Vestberg (1998) tuvieron algunas dudas acerca del grado de similitud entre esta especie y *Claroideoglossum claroideum* pero decidieron reconocerla como un taxón diferente, hecho que ha sido aceptado por la generalidad de los taxónomos.

El hallazgo de *Ceratosporella ponapensis* Matsush. (Fig. 4) constituye un nuevo registro para la micobiota cubana y para el hemisferio occidental porque hasta el presente sólo se había colectado sobre *Bentinckiopsis ponapensis* Becc., *Cocos nucifera* L. y *Cyathea* Sm. en Micronesia (Matsushima, 1981) y *Archontophoenix alexandrae* (F. Muell.) H. Wendl. & Drude en Australia (Matsushima, 1989). En general, las características del ejemplar cubano se corresponden con las del material tipo, con la excepción del número de ramas y de septos de los conidios, los cuales son algo menores que los descritos por Matsushima (1981).

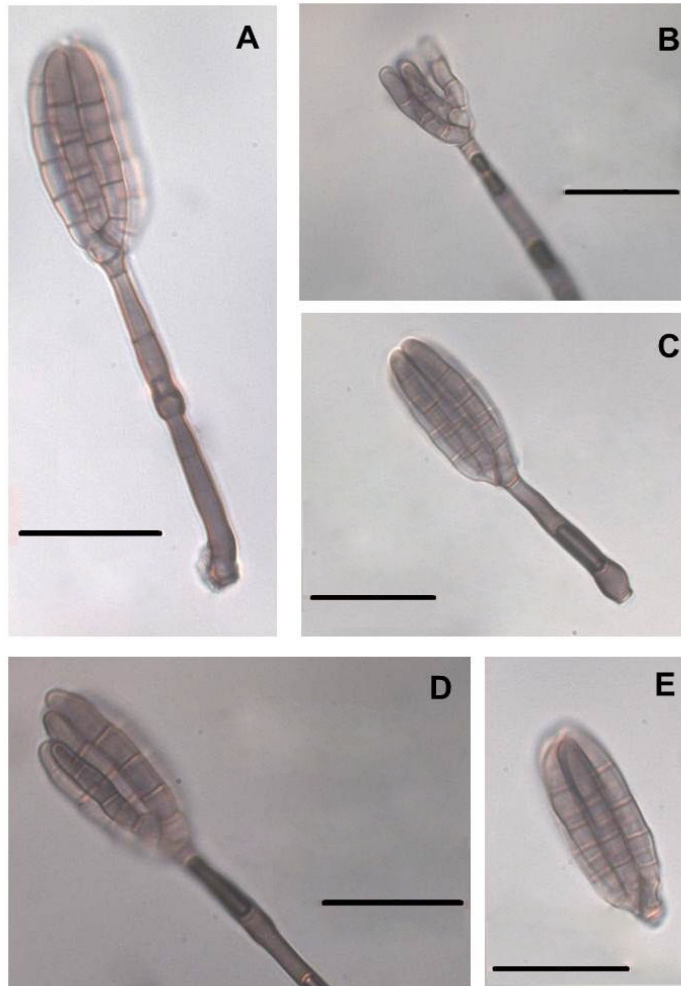


Fig. 4. *Ceratosporella ponapensis* Matsush. A-D. Conidióforos y conidios. E. conidios. Barra = 20 µm.

El registro de *Repetophragma moniliforme* (Matsush.) R.F. Castañeda, McKenzie & K.D. Hyde en la Ciénaga de Zapata constituye el segundo a nivel mundial porque esta especie solo se conocía de la localidad tipo en Perú sobre hojas y peciolo muertos de palmas sin identificar (Matushima, 1993).

Phragmospathulella matsushimae J. Mena & Mercado (Fig. 5) sólo se había colectado con anterioridad sobre raquis de hojas muertas de *Thrinax morrisii* Wendl. en Escaleras de Jaruco (Mena-Portales y Mercado-Sierra, 1986; Mercado-Sierra *et al.*, 1997; Minter *et al.*, 2001), por lo que este hallazgo en la Ciénaga de Zapata sobre *Coccothrinax miraguama* (Kunth) Becc. constituye el segundo registro de esta especie a nivel mundial.

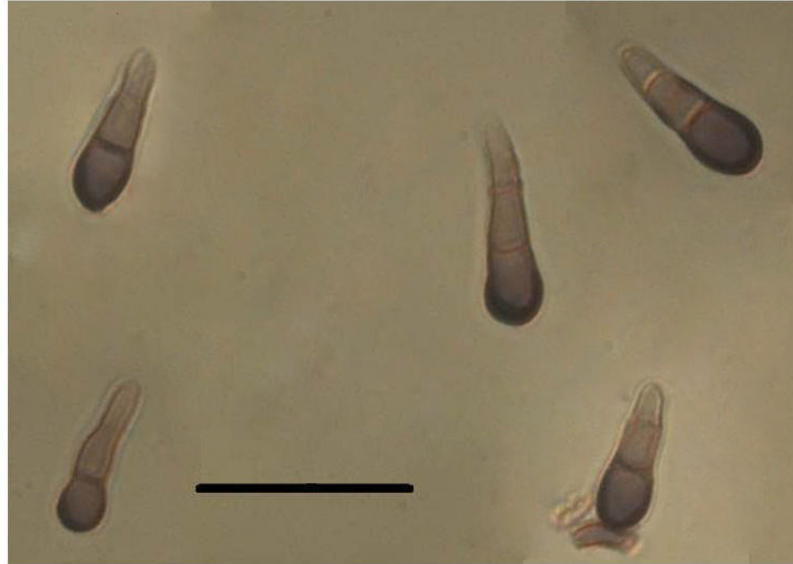


Fig. 5. *Phragmospathulella matsushimae* J. Mena & Mercado. Conidios. Barra = 20 μ m.

1.1. Análisis de comunidades de Hongos Micorrizógenos Arbusculares (HMA) en ecosistemas naturales de la Ciénaga de Zapata

En el área estudiada se observaron 40 especies o morfoespecies de hongos micorrizógenos arbusculares pertenecientes a 7 géneros, distribuidas de la siguiente forma: *Glomus* Tul. & C. Tul. 29 especies, *Acaulospora* Gerd. & Trappe y *Pacispora* Sieverd. & Oehl 3 especies y *Kuklospora* Oehl & Sieverd., *Diversispora* C. Walker & A. Schüßler, *Paraglomus* J.B. Morton & D. Redecker, *Racocetra* Oehl, F.A. Souza & Sieverd. y *Scutellospora* C. Walker & F.E. Sanders 1 especie (Tabla 2).

Tabla 2. Especies y morfoespecies de HMA observadas en las áreas estudiadas

No	Especie HMA	Pálpite Bosque I	Pálpite Bosque II	Pálpite Bosque III	Rocosito 2	Los Planes	La Castilla
1	<i>Acaulospora excavata</i> Ingleby & C. Walker			x			
2	<i>Acaulospora tuberculata</i> Janos & Trappe	x	x				
3	<i>Acaulospora</i> sp. 1			x			
4	<i>Claroideoglomus</i> cf. <i>lamellosum</i> (Dalpé, Koske & Tews) C. Walker & A. Schüßler		x				
5	<i>Corymbiglomus</i> cf. <i>tortuosum</i> (N.C. Schenck & G.S. Sm.) Błaszk. & Chwat				x		

6	<i>Diversispora spurca</i> (C.M. Pfeiff., C. Walker & Bloss) C. Walker & A. Schüßler		x	x			
7	<i>Funneliformis halonatus</i> (S.L. Rose & Trappe) Oehl, G.A. Silva & Sieverd.	x	x	x	x	x	x
8	<i>Glomus cf. aggregatum</i> N.C. Schenck & G.S. Sm.					x	x
9	<i>Glomus ambisporum</i> G.S. Sm. & N.C. Schenck	x	x	x		x	x
10	<i>Glomus brohultii</i> Sieverd. & R.A. Herrera		x	x			
11	<i>Glomus crenatum</i> Furrázola, Ferrer, R.A. Herrera & Goto		x				
12	<i>Glomus pachycaule</i> (C.G. Wu & Z.C. Chen) Sieverd. & Oehl	x		x			
13	<i>Glomus rubiforme</i> (Gerd. & Trappe) R.T. Almeida & N.C. Schenck				x		
14	<i>Glomus sinuosum</i> (Gerd. & B.K. Bakshi) R.T. Almeida & N.C. Schenck			x			
15	<i>Glomus</i> sp. 1	x	x	x			
16	<i>Glomus</i> sp. 2	x					
17	<i>Glomus</i> sp. 3	x		x			
18	<i>Glomus</i> sp. 4	x					
19	<i>Glomus</i> sp. 5	x					
20	<i>Glomus</i> sp. 6	x					
21	<i>Glomus</i> sp. 7	x	x	x			
22	<i>Glomus</i> sp. 8	x					
23	<i>Glomus</i> sp. 9	x	x	x			
24	<i>Glomus</i> sp.10		x				
25	<i>Glomus</i> sp.11	x		x			
26	<i>Glomus</i> sp.12	x					
27	<i>Glomus</i> sp.13	x		x			
28	<i>Glomus</i> sp. 14		x				
29	<i>Glomus</i> sp. 15						x
30	<i>Glomus</i> sp. 16						x
31	<i>Glomus</i> sp. 17				x	x	
32	<i>Glomus</i> sp. 18					x	
33	<i>Glomus</i> sp. 19					x	
34	<i>Kuklospora kentinensis</i> (C.G. Wu & Y.S. Liu) Oehl & Sieverd.						x
35	<i>Pacispora cf. sp. 1</i>	x	x				
36	<i>Pacispora cf. sp. 2</i>						x
37	<i>Pacispora cf. sp. 3</i>					x	

38	<i>Paraglomus occultum</i> (C. Walker) J.B. Morton & D. Redecker			x			
39	<i>Racocetra alborosea</i> (Ferrer & R.A. Herrera) C. Walker, F.E.Sanders, Oehl, F.A. Souza & Sieverd.	x	x	x	x		x
40	<i>Scutellospora</i> sp. 1	x	x				
	Total de especies de HMA	19	15	17	5	7	7

El número de especies de HMA encontradas en estos ecosistemas de la Ciénaga de Zapata (40) son comparables con altos valores reportados para una localidad, 28 (Medina *et al.*, 2010), 35 (Oehl *et al.*, 2004), 40 (Tchabi *et al.*, 2009) y 41 (Furrazola *et al.*, en prensa), en comparación con valores más bajos reportados en otros ecosistemas naturales y de reemplazo, 22 (Becerra *et al.*, 2011), 16 (Guadarrama y Álvarez-Sánchez, 1999), 13 (Ferrer y Herrera, 1988) y 7 (Furrazola *et al.*, 2011).

Por otra parte, el predominio de los géneros *Glomus* (73%), *Acaulospora* (7%) y *Pacispora* (7%) sobre las demás familias en la comunidad de HMA (Fig. 6), en los bosques semidecíduos en la Ciénaga de Zapata, confirman la amplia distribución y predominio de estos géneros en la composición y estructura de las comunidades de HMA, referido en múltiples trabajos sobre la diversidad de hongos micorrizógenos en diferentes latitudes y ecosistemas naturales y de reemplazo, (Zhao *et al.*, 2003; Peña-Venegas *et al.*, 2007; Tchabi *et al.*, 2009; Cuenca y Lovera, 2010; Medina *et al.*, 2010; Oehl *et al.*, 2010; Stürmer y Siqueira, 2010)

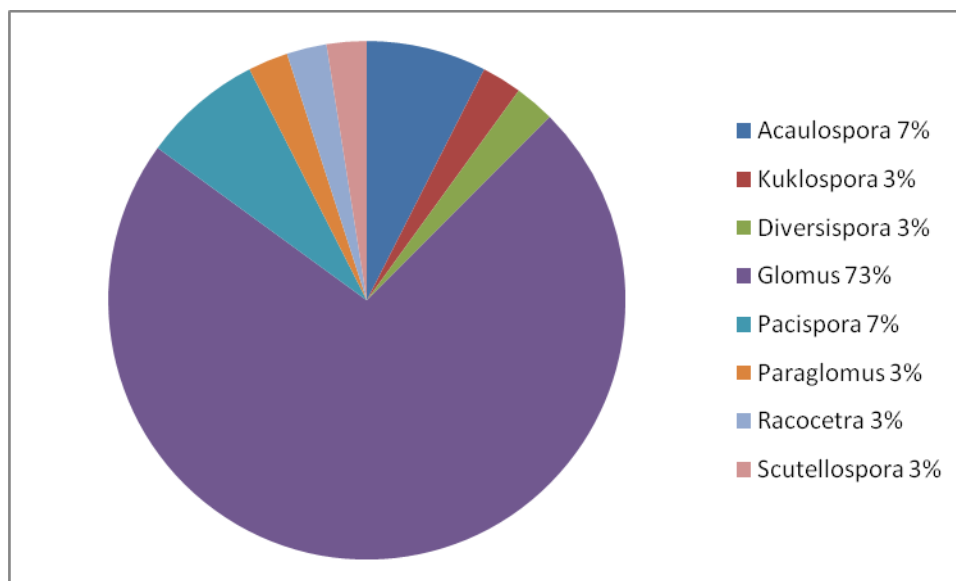


Figura 6. Porcentajes de especies de HMA por familias

Resulta interesante la alta frecuencia de aparición de *Funneliformis halonatus* (S.L. Rose & Trappe) Oehl, G.A. Silva & Sieverd., *Glomus ambisporum* G.S. Sm. & N.C. Schenck y *Racocetra alborosea* (Ferrer & R.A. Herrera) C. Walker, F.E. Sanders, Oehl, F.A. Souza & Sieverd., en el estudio realizado, el primero de ellos presente en todos los ecosistemas analizados. De esta forma, *F. halonatus* parece resultar una especie de una alta distribución mundial pues fue descrita por Rose y Trappe (1980) para México e Inglaterra, observada por Carrenho *et al.* (2008) en el estado de Bahía, Brasil, y posteriormente por Goto *et al.* (2009) en el estado de Pernambuco en este propio país, en una zona cultivada con café (*Coffea canephora* Pierre ex. Froehner [= *Coffea robusta* (L.) Linden], y la presencia de Bija (*Bixa orellana* L.), además de otras especies de plantas herbáceas.

Si bien en el caso de *Glomus ambisporum*, el segundo tipo de espora producido por esta especie descrito por Smith y Schenck (1985) como esporas hialinas a subhialinas, globosas a elipsoides con dos o tres paredes no han sido fácilmente observables en el presente estudio, las características propias de las esporas de esta especie como su formación en esporocarpos, el diámetro de dichas las mismas (entre 120 y 166 μm), y la pared externa que poseen, la cual resulta efímera y se extiende hasta la ancha hifa de sustentación (hasta 26 μm de grosor), permitieron la identificación de esta especie.

2- Enriquecimiento de las colecciones micológicas y bases de datos de la institución participante en el proyecto.

Se incorporaron a la Colección Cubana de Hongos Micorrizógenos Arbusculares (CCHMA) 7 cepas puras de HMA de las especies *Diversispora spurca*, *Glomus* cf. *lamellosum*, *Glomus* sp.1, *Glomus* sp. 2, *Glomus* sp. 3 y *Racocetra alborosea*. Además, se logró un incremento sustancial de las colecciones de HMA con la adición de 182 preparaciones permanentes y 2000 microfotografías.

La colección micológica se incrementó en 356 preparaciones permanentes, mayormente de hongos anamorfos y en 250 imágenes de hongos macroscópicos. Durante este periodo se procesaron, limpiaron, ordenaron y desinfectaron 185 muestras de basidiomicetes. También se trabajó en la clasificación y separación de 360 muestras fúngicas (basidiomicetes y hongos anamorfos) para su posterior procesamiento y ubicación en las colecciones fúngicas herborizadas.

Se actualizó en la base de datos la nomenclatura de 729 especies de la División Basidiomycota según los sitios web Mycobank e Index Fungorum.

3- Micotrofia de algunas especies de Santo Tomás Ciénaga de Zapata. (Resultado no comprometido)

Todas las especies mostraron evidencias de colonización micorrízico arbuscular. Los %CM oscilaron entre 7 y 87% y el 64,3% de las especies mostró valores de CM superiores al 50%. La DV osciló entre 0,1 y 13,42% (Tabla 3).

Tabla 3. Valores medio de las variables micorrízicas en las especies estudiadas: Porcentaje de colonización micorrízica (%CM) y porcentaje de densidad visual total (% DV). (***) Endémico,

Especie	Familia	%CM	%DV
<i>Amaranthus australis</i> (A. Gray) J.D. Sauer	Amaranthaceae	67	6,46
<i>Neobrassa angustifolia</i> Britton ***	Apocynaceae	87	11,80
<i>Asclepias nivea</i> L. var. <i>nivea</i>	Apocynaceae	56	5,78
<i>Ageratum maritimum</i> Kunth	Asteraceae	76,5	7,07
<i>Rhynchospora colorata</i> (L.) H. Pfeiff.	Cyperaceae	7	0,1
<i>Rhynchospora holoschoenoides</i> (Rich.)	Cyperaceae	55,33	4,03
<i>Sisyrinchium angustifolium</i> Mill.	Iridaceae	30	0,81
<i>Mitreola petiolata</i> (J.F. Gmel.) Torr. & A. Gray	Loganiaceae	49,33	4,05
<i>Corchorus siliquosus</i> L.	Malvaceae	48	2,76
<i>Stemodia maritima</i> L.	Plantaginaceae	78,33	8,76
<i>Bacopa monnieri</i> (L.) Pennell	Plantaginaceae	74,5	10,01
<i>Chiococca alba</i> (L.) Hitchc.	Rubiaceae	12	0,67
<i>Zanthoxylum fagara</i> (L.)	Rutaceae	79	13,42
<i>Phyla nodiflora</i> (L.) Greene	Verbenaceae	83,33	10,82

Las especies *Rhynchospora colorata* (L.) H. Pfeiff. (Cyperaceae) y *Chiococca alba* (L.) Hitchc. (Rubiaceae) mostraron valores muy inferiores en las variables micorrízicas evaluadas respecto al resto de las especies.

La familia Rubiaceae es mayormente reconocida como micótrofa del tipo arbuscular, no obstante se reconocen algunos reportes de especies no micótrofas dentro de esta (Wang y Qiu, 2006). Cyperaceae por su parte es una de las familias más controversiales, en cuanto a la categorización de su estatus micorrízico, existiendo grandes contradicciones al respecto (Wang y Qiu, 2006; Brundrett, 2009). En el presente estudio se incluyeron dos ciperáceas pertenecientes al mismo género cuyos valores en las variables MA cuantificadas resultaron contrastantes. El desigual estatus micorrízico dentro de una familia e incluso dentro de una misma especie ha sido reportado con anterioridad dentro de un mismo estudio por Cázares *et al.* (2005), quienes obtuvieron en 22 familias evaluadas tanto especies micótrofas (micorrizas arbuscular, ectomicorrizas, micorrizas ericoides) como no micótrofas y su condición varió incluso entre individuos dentro de una misma especie. Atendiendo a esto, el criterio de Brundrett (2009), que reconoce a especies y familias con reportes consistentes y reiterados MA y NM como NM-MA variable, se ajusta a la familia Cyperaceae y es respaldado por nuestros resultados.

La familia Amaranthaceae, sin embargo, es reconocida mayormente como NM (Brundrett, 2009). Estudios experimentales especies del género *Amaranthus* L. han observado colonización MA, no obstante, los niveles de colonización han sido mínimos (Sanon *et al.*, 2009; Rinaudo *et al.*, 2010). En el presente estudio *Amaranthus australis* (A. Gray) J.D. Sauer mostró altos valores de CM, lo cual no concuerda con lo reportado para la familia. No obstante, otras especies dentro de dicho género han sido reportadas como MA (Wang y Qiu, 2006). El resto de las familias incluidas en el estudio son reconocidas como micótrofas.

La presencia de micorrizas arbusculares en especies y ecosistemas cenagosos y acuáticos ha sido previamente documentada (Carvalho *et al.*, 2003; Ipsilantis y Sylvia, 2007; de Marins *et al.*, 2009; Wang *et al.*, 2010) sugiriendo que la funcionalidad de los HMA en estos ambientes no está restringido por los períodos hidrológicos ni el anegamiento del suelo.

Los sistemas radicales de las plantas acuáticas y de ciénaga poseen adaptaciones morfológicas y fisiológicas que les permiten sobrevivir bajo estas condiciones. La presencia de raíces superficiales, la alta porosidad radical y el desarrollo de aerénquima son algunas de los mecanismos para aumentar la disponibilidad de oxígeno en la rizosfera (Justin y Armstrong, 1987; Gibberd *et al.*, 1999; North y Peterson, 2005; Callaway y Pugnaire, 2007), por lo que es posible que los HMA que colonizan las plantas en estos suelos, obtengan de la misma no solo carbono, sino también oxígeno (Helgason y Fitter, 2009). Ello, podría explicar los altos % de CM y DV encontrados en la mayoría de las especies.

Conclusiones Generales

- Se identificaron 123 especies pertenecientes a 74 géneros de las divisiones Basidiomycota (33) y Glomeromycota (40) y de Hongos Anamorfos (50), de las cuales, 3 se proponen como nuevas para la ciencia, 6 constituyen nuevos hallazgos para Cuba y 44 son nuevos registros para la localidad.
- La colección micológica del instituto se incrementó en 7 cultivos puros de HMA, 538 preparaciones permanentes y 2250 fotografías y microfotografías de hongos (basidiomicetes, glomeromicetes y hongos anamorfos). Se procesaron, limpiaron, ordenaron y desinfectaron 185 muestras de basidiomicetes y se clasificaron 360 muestras de basidiomicetes y hongos anamorfos para su posterior procesamiento y ubicación en las colecciones fúngicas herborizadas, Se actualizó la nomenclatura de 729 especies de basidiomicetes en la base de datos.
- Se observó colonización micorrízico arbuscular en las 14 especies de plantas en que se evaluó la micotrofia. El 64,3% de las especies mostró valores de porcentaje de colonización micorrízica (CM) superiores al 50% mientras la densidad visual (DV) osciló entre 0,1 y 13,42%.

Recomendaciones

- Ampliar el inventario de diferentes grupos de hongos en áreas aun sin explorar de la Ciénaga de Zapata como punto de partida para iniciar el monitoreo de la diversidad fúngica y de esa manera evaluar los posibles impactos de los cambios globales y malas prácticas de manejo sobre estos importantes organismos.

Referencias

Almeida, D.A.C, A.N. Miller, L.F.P. Gusmão. 2014. New species and combinations of conidial fungi from the semi-arid Caatinga biome of Brazil. *Nova Hedwigia*. 98:431-447

- An, G-H., S. Kobayashi, H. Enoki, K. Sonobe, M. Muraki, T. Karasawa, T. Ezawa. 2010. How does arbuscular mycorrhizal colonization vary with host plant genotype? An example based on maize (*Zea mays*) germplasms. *Plant Soil* 327: 441-453.
- Becerra, A.G., M.N. Cabello, N.J. Bartoloni. 2011. Native arbuscular mycorrhizal fungi in the Yungas forests, Argentina. *Mycologia* 103(2): 273–279.
- Blackwell, M. 2011. The Fungi: 1, 2, 3 ... 5.1 million species? *Am. J. Bot.* 98: 426-438.
- Brundrett, M.C. 2009. Mycorrhizal associations and other means of nutrition of vascular plants: understanding the global diversity of host plants by resolving conflicting information and developing reliable means of diagnosis. *Plant Soil* 320: 37–77.
- Callaway, R.M., F.I. Pugnaire. 2007. Facilitation in Plant Communities. En: Pugnaire FI, Valladares F, editores. *Functional Plant Ecology*. Second Edition. CRC Press. Boca Raton, London, New York. pp.435-455.
- Carrenho, R., F.F. Barbosa, C.V.M. Araújo, L.A. Alves, O.M. Santos. 2008. Mycorrhizal Associations in *Eucalyptus*: Status and Needs. *Tree and Forestry Science and Biotechnology* 2: 57-67.
- Carvalho, L.M., P.M. Correia, I. Caçador, M.A. Martins-Loução. 2003. Effects of salinity and flooding on the infectivity of salt marsh arbuscular mycorrhizal fungi in *Aster tripolium* L. *Biol. Fertil. Soils* 38: 137-143.
- Cázares, E., J.M. Trappe, A. Jumpponem. 2005. Mycorrhiza-plant colonization patterns on a subalpine glacier forefront as a model system of primary succession. *Mycorrhiza* 15: 405-416.
- Cuenca, G., M. Lovera. 2010. Seasonal variation and distribution at different soil depths of arbuscular mycorrhizal fungal spores in a tropical sclerophyllous shrubland. *Botany* 88, 54-64.
- Colectivo de Autores. 2011. *Evaluación de los posibles impactos del Cambio Climático sobre la diversidad fúngica en Cuba*. Informe final Proyecto 036 Programa Ramal Diversidad Biológica, Instituto de Ecología y Sistemática, Agencia de Ciencia y Tecnología, CITMA, La Habana. 107 pp.
- Dalpé, Y., R.E. Koske, L.L. Tews. 1992. *Glomus lamellosum* sp. nov.: a new glomaceae associated with beach grass. *Mycotaxon* 43: 289-293.
- de Marins, J.F., R. Carrenho, S.M. Thomaz. 2009. Occurrence and coexistence of arbuscular mycorrhizal fungi and dark septate fungi in aquatic macrophytes in a tropical river–floodplain system. *Aquatic Botany* 91: 13-19.
- Delgado G. 2008. South Florida microfungi: a new species of *Stanjehughesia* (Hyphomycetes) from *Sabal* palm. *Mycotaxon* 103: 229–234.
- Ellis, M. B. 1958. *Clasterosporium* and some allied dematiaceae. *Phragmosporae* I. *Mycol Pap.* 70: 1-89.
- Ellis, M. B. 1971. Dematiaceous Hyphomycetes. Commonwealth Mycological Institute, Kew, 608pp.
- Ellis, M.B. 1976. More Dematiaceous Hyphomycetes. Commonwealth Mycological Institute. Kew. 507 pp.
- Ferrer, R.L., R.A. Herrera. 1988. Micotrofia en Sierra del Rosario. En: *Ecología de los bosques siempreverdes de la Sierra del Rosario, Cuba. Proyecto MAB No. 1, 1974-1987*. ROSTLAC. Montevideo. pp. 473-484.
- Furrazola, E., R. Ferrer, M.O. Orozco, Y. Torres-Arias, E. Collazo, R. Herrera-Peraza. 2011. Especies de hongos micorrizógenos arbusculares (Glomeromycota) en un

- agroecosistema de la provincia La Habana, con un nuevo reporte para Cuba, *Glomus glomerulatum*. *Acta Botánica Cubana* 210: 26–30.
- Furrazola, E., R.A. Herrera-Peraza, L. González, R.L. Ferrer, L. Hernández. Diversidad del orden Glomales (hongos micorrizógenos) en un bosque tropical. En: Biodiversidad en Iberoamérica: Ecosistemas, Evolución y Procesos Sociales (Ed. Maximina Monasterio), Programa Iberoamericano de Ciencia y Tecnología para el Desarrollo, Subprograma XII, Diversidad Biológica, Mérida, Octubre de 1993 (en imprenta desde 1993).
- Gibberd, M.R., T.D. Colmer, P.S. Cocks. 1999. Root porosity and oxygen movement in waterlogging-tolerant *Trifolium tomentosum* and -intolerant *Trifolium glomeratum*. *Plant, Cell and Environment* 22: 1161-1168.
- Giovannetti, M., B. Mosse. 1980. An evaluation of techniques to measure vesicular-arbuscular infection in roots. *New Phytologist* 84: 489-500.
- Goto, B.T., C.M. Carneiro Costa, L. Costa Maia, 2009. *Glomus halonatum* Rose & Trappe (Glomeromycota) in South America: comments on the morphological characteristics of the species. *Acta bot. bras.* 23(4): 1167-1170.
- Guadarrama, P., F.J. Álvarez-Sánchez. 1999. Abundance of arbuscular mycorrhizal fungi spores in different environments in a tropical rain forest, Veracruz, Mexico. *Mycorrhiza* 8: 267–270.
- Gusmão, L.F.P. 2004. *Porobeltraniella* gen. nov. to accommodate two species of *Beltraniella* *Mycologia*, 96(1): 150–153.
- Guzmán, G. 1990. Identificación de los hongos comestibles, venenosos y alucinantes. Ed. Limusa, Noruega Editores. 42 pp.
- Hawksworth, D.L. 1991. The fungal dimension of biodiversity: magnitude, significance, and conservation. *Mycol. Res.* 95: 641-655.
- Hawksworth, D.L. 2001. The magnitude of fungal diversity: the 1.5 million species estimate revised. *Mycol. Res.* 105: 1422-1432.
- Hawksworth, D.L. 2012. Global species numbers of fungi: are tropical studies and molecular approaches contributing to a more robust estimate? *Biodivers. Conserv.* 21: 2425-2433.
- Helgason, T., A.H. Fitter. 2009. Natural selection and the evolutionary ecology of the arbuscular mycorrhizal fungi (Phylum Glomeromycota). *Journal of Experimental Botany* 60(9): 2465-2480.
- Herrera- Figueroa, S., J. L. Ortiz, H. Iglesias, G. González & A. Hernández. 2002. Hongos de las Reservas de Biosfera de Cuba I: Listado de las especies reportadas en las Reservas Guanahacabibes y Sierra del Rosario. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 23 (2): 223-241.
- Herrera- Figueroa, S., J. L. Ortiz, H. Iglesias, G. González & A. Hernández. 2005a. Hongos de las Reservas de Biosfera de Cuba II: Lista de las especies registradas de la Reserva Cuchillas del Toa. *Acta Botánica Cubana* 194: 32-39.
- Herrera- Figueroa, S., J. L. Ortiz, H. Iglesias, G. González & A. Hernández. 2005b. Hongos de las Reservas de Biosfera de Cuba III: Lista de las especies registradas de la Reserva Baconao. *Acta Botánica Cubana*, No. 195: 1-7.
- Herrera-Peraza, R.A., E. Furrazola, R.L. Ferrer, R. Fernández Valle, Y. Torres Arias. 2004. Functional strategies of root hairs and arbuscular mycorrhizae in an evergreen tropical forest, Sierra del Rosario, Cuba. *Revista CENIC Ciencias Biológicas* 35 (2): .

- Herrera-Peraza, R.A., E. Furrázola, R.L. Ferrer, R. Fernández Valle, Y. Torres Arias. 2004. Functional strategies of roots hairs and arbuscular mycorrhizae, in evergreen tropical forest, Sierra del Rosario, Cuba. *Revista CENIC Ciencias Biológicas* 35(2): 113-123.
- Hughes, S.J. 1978. New Zealand Fungi 25. Miscellaneous species. *New Zealand J. Bot.* 16: 311-370.
- Iglesias, H., S. Herrera-Figueroa, J. L. Ortiz y J. Mena. 2003. Hongos de las Reservas de la Biosfera de Cuba: Especies registradas de la Reserva Buenavista. CDR Memorias del VII Simposio de Botánica. ISBN 950270029-X.
- Ipsilantis, I., D.M. Sylvia. 2007. Abundance of fungi and bacteria in a nutrient-impacted Florida wetland. *Applied Soil Ecology* 35: 272-280.
- Justin, S.H.F.W., W. Armstrong. 1987. The anatomical characteristics of roots and plant response to soil flooding. *New Phytologist* 105: 465-495.
- Keiser, P. 1993. *The influence of nature in management on the macromycete flora*. En: D.N. Pegler, L. Boddy, B. Ing & P.M. Kirk (eds.). *Fungi in Europe: Investigation, Recording and Conservation*. Royal Botanic Garden. Kew. pp. 251-269.
- Kirk, P.M., P.F. Cannon, D.W. Minter & J.A. Stalpers. 2008. *Dictionary of the Fungi*. 10th Edition. CAB International, Wallingford, Oxon, 771 pp.
- Koske, R.E., L.L. Tews. 1987. Vesicular arbuscular mycorrhizal fungi of Wisconsin sandy soils. *Mycologia* 79: 901-905.
- McKenzie, E.H.C. 1995. Dematiaceous hyphomycetes on Pandanaceae. 5. *Sporidesmium sensu lato*. *Mycotaxon* 56: 9-29.
- Ma, J., L.G. Ma, Y.D. Zhang, X.G. Zhang. 2011. Three new hyphomycetes from southern China. *Mycotaxon* 117:247-253
- Marincowitz S, P.W. Crous, J.Z. Groenewald, M.J. Winfield. 2008. Microfungi occurring on Proteaceae in the fynbos. *CBS Biodiversity Series* 7: 1-166 + 93 colour plates, 6 black & white plates.
- Matsushima, T. 1981. Matsushima Mycological Memoirs No. 2. Matsushima Fungus Collect., Kobe, Japan, 68 pp.
- Matsushima, T. 1989. Matsushima Mycological Memoirs No. 6. Matsushima Fungus Collect., Kobe, Japan, 100 pp.
- Matsushima, T. (1993): Matsushima Mycological Memories No. 7. Matsushima Fungus Collect., Kobe, Japan, 75 pp.
- Medina, L.E, Y. Torres-Arias, R. Herrera, Y. Rodríguez. 2010. Aislamiento e identificación de hongos micorrízicos arbusculares nativos de la zona de las caobas, Holguín. *Cultivos Tropicales* 31(4): 33-42.
- Mena-Portales, J., A. Mercado-Sierra, 1986. Nuevos o raros hifomicetes de Cuba. III. *Phragmospathulella* un nuevo género trético. *Rev. J. Bot. Nac.* 7: 31-34.
- Mena-Portales, J., S. Herrera-Figueroa, A. Mercado-Sierra & D. Minter (eds.) 2000. *Estrategia de Conservación de la Diversidad Fúngica en Cuba*. Instituto de Ecología y Sistemática, 161 pp. (<http://www.ecosis.cu/>).
- Mena-Portales, J., G. Delgado-Rodríguez, A. Mercado-Sierra, J. Guarro, J. Gené, V. Viacona. 2001. New or interesting hyphomycetes from the Biosphere Reserve of Sierra del Rosario, Cuba. *Mycologia* 93: 751-757.
- Mercado-Sierra, A., V. Holubová-Jechová & J. Mena-Portales. 1997. *Hifomicetes demaciáceos de Cuba*. *Enteroblásticos*. Museo Regional de Historia Natural. Turín. Monografía 23, 388 pp.

- Minter, D.W., Rodríguez-Hernández, M., Mena-Portales, J. (Eds.). 2001. *Fungi of the Caribbean*. FMDS Publisher, London, 946 pp.
- Nassar, J. M., J. P. Rodríguez, A. Sánchez-Azofeifa, T. Garvin y M. Quesada (Eds.). 2008. *Manual of Methods Human, Ecological and Biophysical Dimensions of Tropical Dry Forests*. ISBN: 978-980-261-103-4. 136 p.
- North, G.B., C.A. Peterson. 2005. Water Flow in Roots: Structural and Regulatory Features. En: Holbrook NM, Zwieniecki MA, editores. *Vascular Transport in Plants*. Elsevier Academic Press. pp.131-156.
- Oehl, F., E. Sieverding, P. Mäder, D. Dubois, K. Ineichen, T. Boller, A. Wiemken. 2004. Impact of long term conventional and organic farming on the diversity of arbuscular mycorrhizal fungi. *Oecologia* (Berl.), 138: 574–583.
- Oehl, F., E. Laczko, A. Bogenrieder, K. Stahr, R. Bösch, M. van der Heijden, E. Sieverding. 2010. Soil type and land use intensity determine the composition of arbuscular mycorrhizal fungal communities. *Soil Biology and Biochemistry* 42: 724-738.
- Oehl, F., A. G. Alves da Silva, B. Tomio Goto, E. Sieverding. 2011. *Glomeromycota*: three new genera and glomoid species reorganized. *Mycotaxon* 116:75–120. doi: 10.5248/116.75.
- Oehl, F., A. G. Alves da Silva, I. Sánchez-Castro, B. Tomio Goto, L. Costa Maia, H. E. Evangelista Vieira, J.M. Barea, E. Sieverding , J. Palenzuela.2011. Revision of *Glomeromycetes* with entrophosporoid and glomoid spore formation with three new genera *Mycotaxon* 117: 297–316. doi:10.5248/117.297
- Oehl, F., E. Sieverding, J. Palenzuela, K. Ineichen, G. Alves da Silva. 2011. Advances in *Glomeromycota* taxonomy and classification. *IMA Fungus* 2 (2): 191–199.
- Pánková, H., Z. Múzbergová, J. Rydlová, M. Vosátka. 2008. Differences in AM fungal root colonization between populations of perennial Aster species have genetic reasons. *Oecologia* 157: 211-220.
- Pegler, D.N.1983. The genus *Lentinus*: A world monograph. Royal Botanic Gardens. Kew Bulletin Additional, Series X, Kew, 281 pp.
- Pegler, D.N. 1987. Species Described by Berkeley & Curtis. *Kew Bulletin* 42: 501-585.
- Peña-Venegas, C.P., G.I. Cardona, J.H. Arguelles, A.L. Arcos. 2007. Micorrizas Arbusculares del Sur de la Amazonia Colombiana y su relación con algunos factores fisicoquímicos y biológicos del suelo. *Acta Amazónica* 37(3): 327 – 336.
- Phillips, J.M., D.S. Hayman. 1970. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 55: 158-161.
- Rinaudo, V., P. Barberi, M. Giovannetti, M.G.A. van der Heijden. 2010. Mycorrhizal fungi suppress aggressive agricultural weeds. *Plant Soil* 333: 7-20.
- Rose, S.L., J.M. Trappe. 1980. Three new endomycorrhizal *Glomus* spp. associated with actinorrhizal shrubs. *Mycotaxon* 10: 413-420.
- Ryvarden L. 1974. Type studies in the Polyporaceae. 3. *Svensk. Bot. Tid.* 68: 273–284.
- Ryvarden L. 1978. The Polyporaceae of North Europe. Vol. 2. Fungiflora, Oslo, Norway: 219–507.
- Ryvarden L., T. Iturriaga. 2003. Studies in Neotropical polypores 10. New Polypores from Venezuela. *Mycologia* 95: 1066–1077.
- Sanon, A., T. Béguiristain, A. Cébron, J. Berthelin, I. Ndoye, C. Leyval, S. Sylla, R. Duponnois. 2009. Changes in soil diversity and global activities following invasions of the exotic

- invasive plant, *Amaranthus viridis* L., decrease the growth of native sahelian *Acacias* species. *FEMS Microbiol. Ecol.* 70: 118-31.
- Schenck N.C., Y. Perez. 1990. Manual for the Identification of VA Mycorrhizal Fungi. 3rd. Ed. Synergistic Publ., Gainesville, FL.
- Seifert, K., G. Morgan-Jones, W. Gams, B. Kendrick. 2011. The Genera of *Hyphomycetes*. *CBS Biodiversity Series* 9: 1-997.
- Singer, R. 1986. The Agaricales in Modern Taxonomy. 4th edition. Koeltz Scientific Scientific Books, F.R.G., 912 pp.
- Smith, G. S., N.C. Schenck. 1985. Two new dimorphic species in the Endogonaceae: *Glomus ambisporum* and *Glomus heterosporum*. *Mycologia* 77(4): 566-574.
- Stürmer, S.L., J.O. Siqueira. 2010. Species richness and spore abundance of arbuscular mycorrhizal fungi across distinct land uses in Western Brazilian Amazon. *Mycorrhiza*. DOI 10.1007/s00572-010-0330-6
- Subramanian, C.V. 1992. A reassessment of *Sporidesmium* (Hyphomycetes) and some related taxa. *Proceedings of the Indian National Science Academy*. Part B 58: 179-190.
- Tchabi, A., C. Burger, D. Coyne, F. Hountondji, L. Lawouin, A. Wiemken, F. Oehl. 2009. Promiscuous arbuscular mycorrhizal symbiosis of yam (*Dioscorea* spp.), a key staple crop in West Africa. *Mycorrhiza*, DOI 10.1007/s00572-009-0241-6
- Walker, C., M. Vestberg. 1998. Synonymy amongst the arbuscular mycorrhizal fungi: *Glomus claroideum*, *G. maculosum*, *G. multisubstensum* and *G. fistulosum*. *Annals of Botany* 82:601-624.
- Wang, B., Y-L. Qiu. 2006. Phylogenetic distribution and evolution of mycorrhizas in land plants. *Mycorrhiza* 16: 299-363.
- Wang, Y., Q. Qiu, Z. Yang, Z. Hu, N.F-Y. Tam, G. Xin, 2010. Arbuscular mycorrhizal fungi in two mangroves in South China. *Plant Soil* 331: 181-191.
- Wu, W., W. Zhuang. 2005. *Sporidesmium*, *Endophragmiella* and related genera from China. Fungal Diversity Press. Hong Kong.. 350 pp.
- Zhao, Z.W., G.H. Wang, L. Yang. 2003. Biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi in a tropical rainforest of Xishuangbanna, southwest China. *Fungal Diversity* : 233-242.
- Nassar, J. M., J. P. Rodríguez, A. Sánchez-Azofeifa, T. Garvin y M. Quesada (ed.). 2008. Manual of Methods Human, Ecological and Biophysical Dimensions of Tropical Dry Forests. 136 pp.

Resumen

El objetivo del proyecto fue inventariar grupos fúngicos en la Ciénaga de Zapata y el enriquecimiento de las colecciones micológicas y la bases de datos de la institución. Para realizar el inventario se identificaron los materiales colectados en el proyecto anterior en diferentes localidades de la Ciénaga de Zapata que no habían sido trabajados. En el estudio taxonómico de los hongos colectados se emplearon los métodos más usuales en Micología, de acuerdo al grupo específico estudiado. La identificación taxonómica de las especies de los diferentes grupos estudiados se hizo, en todos los casos, mediante el uso de monografías y claves de identificación, la revisión de las descripciones originales de las especies que aparecen en la literatura micológica y la comparación con el material depositado en las colecciones de

referencia. Se realizaron los procedimientos de rutina para incorporar los ejemplares y cultivos puros a las colecciones herborizadas y ceparios de la institución. Los métodos de preservación dependieron del grupo de hongos en cuestión. Se identificaron 123 especies pertenecientes a 74 géneros de las divisiones Basidiomycota (33) y Glomeromycota (40) y de Hongos Anamorfos (50), de las cuales, 3 se proponen como nuevas para la ciencia, 6 constituyen nuevos hallazgos para Cuba y 44 son nuevos registros para la localidad. Las colecciones micológicas del instituto se incrementaron en 7 cultivos puros de Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA), 538 preparaciones permanentes y 2250 fotografías y microfotografías de hongos (basidiomicetes, glomeromicetes y hongos anamorfos). Se procesaron, limpiaron, ordenaron y desinfectaron 185 muestras de basidiomicetes y se clasificaron 360 muestras de basidiomicetes y hongos anamorfos para su posterior procesamiento y ubicación en las colecciones fúngicas herborizadas, Se actualizó la nomenclatura de 729 especies de basidiomicetes en la base de datos. Adicionalmente, se analizó la micotrofia de 14 especies vegetales observándose colonización micorrízico arbuscular en su totalidad. El 64,3% de las especies mostró valores de porcentaje de colonización micorrízica (CM) superiores al 50% mientras la densidad visual (DV) osciló entre 0,1 y 13,42%.

Anexo 1. Lista de las especies fúngicas identificadas en la Ciénaga de Zapata.

División Glomeromycota

1. *Acaulospora excavata* Ingleby & C. Walker
2. *Acaulospora tuberculata* Janos & Trappe
3. *Acaulospora* sp.
4. *Claroideoglosum* cf. *lamellosum* (Dalpé, Koske & Tews) C. Walker & A. Schüßler **
5. *Corymbiglosum* cf. *tortuosum* (N.C. Schenck & G.S. Sm.) Błaszk. & Chwat *
6. *Diversispora spurca* (C.M. Pfeiff., C. Walker & Bloss) C. Walker & A. Schüßler
7. *Funneliformis halonatus* (S.L. Rose & Trappe) Oehl, G.A. Silva & Sieverd.
8. *Glomus* cf. *aggregatum* N.C. Schenck & G.S. Sm.
9. *Glomus ambisporum* G.S. Sm. & N.C. Schenck
10. *Glomus brohultii* Sieverd. & R.A. Herrera
11. *Glomus crenatum* Furrázola, Ferrer, R.A. Herrera & Goto
12. *Glomus pachycaule* (C.G. Wu y Z.C. Chen) Sieverd. & Oehl *
13. *Glomus rubiforme* (Gerd. & Trappe) R.T. Almeida & N.C. Schenck
14. *Glomus sinuosum* (Gerd. y B.K. Bakshi) R.T. Almeida y N.C. Schenck
15. *Glomus* sp. 1
16. *Glomus* sp. 2
17. *Glomus* sp. 3
18. *Glomus* sp. 4
19. *Glomus* sp. 5
20. *Glomus* sp. 6
21. *Glomus* sp. 7
22. *Glomus* sp. 8
23. *Glomus* sp. 9
24. *Glomus* sp. 10
25. *Glomus* sp. 11
26. *Glomus* sp. 12
27. *Glomus* sp. 13
28. *Glomus* sp. 14
29. *Glomus* sp. 15
30. *Glomus* sp. 16
31. *Glomus* sp. 17
32. *Glomus* sp. 18
33. *Glomus* sp. 19
34. *Kuklospora kentinensis* (C.G. Wu y Y.S. Liu) Oehl y Sieverd
35. *Pacispora* sp. 1 *
36. *Pacispora* sp. 2 *
37. *Pacispora* sp. 3 *
38. *Paraglomus occultum* (C. Walker) J.B. Morton & D. Redecker *
39. *Racocetra alborosea* (Ferrer y R.A. Herrera) C. Walker y F.E. Sanders, Oehl, F.A. Souza y Sieverd.
40. *Scutellospora* sp.

División Basidiomycota

41. *Auricularia cornea* Ehrenb
42. *Auricularia mesenterica* (Dicks.) Fr.
43. *Calocera cornea* (Batsch) Fr. *
44. *Coprinopsis lagopus* (Fr.) Redhead, Vilgalys & Moncalvo
45. *Coprinus disseminatus* (Pers.) J.E. Lange
46. *Corticium* sp. *
47. *Cymatoderma caperatum* (Berk. & Mont.) D.A. Reid
48. *Cymatoderma dendriticum* (Pers.) D.A. Reid
49. *Dacryopinax spathularia* (Schwein.) G.W. Martin
50. *Datronia caperata* (Berk.) Ryvarden
51. *Earliella scabrosa* (Pers.) Gilbn. & Ryvarden
52. *Favolus tenuiculus* P. Beauv.
53. *Flavodon flavus* (Klotzsch) Ryvarden *
54. *Fomitopsis feei* (Fr.) Kreisel
55. *Ganoderma personatum* Murrill *
56. *Hexagonia hydroides* (Sw.) M. Fidalgo
57. *Lentinus crinitus* (L.) Fr.
58. *Lenzites elegans* (Spreng.) Pat.
59. *Leucocoprinus birnbaumii* (Corda) Singer
60. *Oudemansiella canarii* (Jungh.) Höhn.
61. *Phellinus fastuosus* (Lév.) S. Ahmad
62. *Phellinus gilvus* (Schw.:Fr.) Pat. *
63. *Phellinus linteus* (Berk. & M.A. Curtis) Teng.
64. *Phylloporia chrysites* (Berk.) Ryvarden
65. *Polyporus tenuiculus* P. Beauv.
66. *Pycnoporus sanguineus* (L.) Murrill
67. *Rigidoporus vinctus* (Berk.) Ryvarden *
68. *Schizophyllum commune* Fr.
69. *Stereum sanguinolentum* (Alb. & Schwein.) Fr. *
70. *Suillus* sp. *
71. *Trametes maxima* (Mont.) David & Rajchenberg
72. *Trametes membranaceae* (Sw.) Kreisel
73. *Trametes villosa* (Fr.) Kreisel

Hongos Anamorfos

74. *Acrodictys elaeidis* Jo-Min Yen & Sulmont *
75. *Beltrania rhombica* Penz.
76. *Brachysporiella gayana* Bat., in Batista & Vital *
77. *Canalisporium caribense* (Hol.-Jech. & Mercado) Nawawi & Kuthub.*
78. *Ceratosporella ponapensis* Matsush.**
79. *Chloridium codinaeoides* Piroz.
80. *Circinotrichum maculiforme* Nees
81. *Chryseidea africana* Onofri *

82. *Circinotrichum cf. maculiforme* Nees
83. *Corynespora cf. vismiae* M.B. Ellis *
84. *Curvularia fallax* Boedijn *
85. *Curvularia pallescens* Boedijn *
86. *Curvularia geniculata* (Tracy & Earle) Boedijn
87. *Curvularia trifolii* (Kauffman) Boedijn
88. *Dictyosporium elegans* Corda *
89. *Dictyosporium toruloides* (Corda) Guég. *
90. *Ellisembia brachypus* (Ellis & Everh.) Subram. *
91. *Ellisembia crassispora* (M.B. Ellis) Subram.
92. *Ellisembia vaga* (Nees & T. Nees) Subram. *
93. *Helminthosporium palmigenum* Matsush.
94. *Hemicorynespora clavata* Delgado & J. Mena
95. *Hermatomyces sphaericum* (Sacc.) S. Hughes
96. *Hermatomyces tucumanensis* Speg. *
97. *Holubovaea roystoneicola* Mercado
98. *Intercalarispora nigra* J.L. Crane & Schokn., in Schoknecht & Crane *
99. *Junewangia martinii* (J.L. Crane & Dumont) W.A. Baker & Morgan-Jones *
100. *Melanoglyphium cookei* M.B. Ellis *
101. *Nigrospora sphaerica* (Sacc.) Mason
102. *Periconia cookei* E.W. Mason & M.B. Ellis *
103. *Periconia echinochloae* (Bat.) M.B. Ellis
104. *Periconia minutissima* Corda *
105. *Phragmospaathula brachyspaathula* Mercado
106. *Phragmospaathula phoenicis* Subram. & N.G. Nair
107. *Phragmospaathulella matsushimae* J. Mena & Mercado *
108. *Piricauda cochinchinensis* (Subram.) M.B. Ellis
109. *Piricaudilium lobatum* Hol.-Jech.*
110. *Porobeltraniella* sp nov. ***
111. *Pseudopetrakia kambakkamensis* M. B. Ellis
112. *Repetophragma moniliforme* (Matsush.) R.F. Castañeda, McKenzie & K.D. Hyde
113. *Sporidesmiella parva* (M.B. Ellis) P.M. Kirk
114. *Sporidesmium tropicale* M.B. Ellis
115. *Sporoschisma nigroseptatum* D. Rao & P. Rag. Rao *
116. *Sporoschisma saccardoii* E.W. Mason & S. Hughes *
117. *Stangehughesia fasciculata* J. Mena, Delgado & Guarro
118. *Stangehughesia* sp nov.1 ***
119. *Stangehughesia* sp nov.2 ***
120. *Taeniolella subsessilis* (Ellis & Everh.) S. Hughes *
121. *Tetraploa ellisii* Cooke *
122. *Zygosporium gibbum* (Sacc., M. Rousseau & E. Bommer) S. Hughes *
123. *Zygosporium oscheoides* Mont.

* Nuevo registro para la localidad

** Nuevo registro para Cuba

*** Nueva especie para la ciencia