



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

---

## **POSGRADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS**

Instituto de Biología

“EVALUACIÓN DE LA ABUNDANCIA Y  
DIVERSIDAD DE LOS HONGOS ASOCIADOS AL  
ABANICO DE MAR *Pacifigorgia agassizii* EN EL  
PARQUE NACIONAL ISLAS MARIETAS, NAYARIT,  
MÉXICO”

**T E S I S**

QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADÉMICO DE

**MAESTRA EN CIENCIAS BIOLÓGICAS  
(SISTEMÁTICA)**

P R E S E N T A

BIÓL. MARÍA CRISTINA MEDINA ORTIZ

**DIRECTORA DE TESIS: DRA. MARÍA DEL CARMEN AUXILIO  
GONZÁLEZ VILLASEÑOR**

MÉXICO, D.F.

JUNIO, 2008



Universidad Nacional  
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

**Biblioteca Central**



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

## **AGRADECIMIENTOS Y RECONOCIMIENTOS**

Agradezco ampliamente:

**Al Posgrado en Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional Autónoma de México.**

**Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por la beca número 203356, otorgada para realizar la Maestría en Ciencias Biológicas.**

A los miembros del Comité Tutorial:

**Dra. María del Carmen Auxilio González Villaseñor**

**Dr. Joaquín Cifuentes Blanco**

**Dra. Dení Claudia Rodríguez Vargas**

Por sus valiosas aportaciones, apoyo e interés en el desarrollo y término de esta tesis.

# DEDICATORIA

A Dios

A mis padres Jaime y Cristina, este logro es para ustedes  
con todo mi amor y cariño

A mi hermano Arturo

A mis abuelitos

A toda mi familia

A Oswaldo

Y a todas las personas que me llevan en sus pensamientos...

## AGRADECIMIENTOS

A Dios por haberme bendecido con la oportunidad de vivir y crecer con mis padres y hermano; por siempre guiar mis pasos y sobretodo por cuidar el camino de quienes amo.

A mis padres, por siempre estar conmigo, por su apoyo incondicional, por mostrarme las cosas hermosas de la vida, por demostrarme que me aman, les agradezco inmensamente, yo también los amo. Gracias por cuidarme, guiarme y apapacharme.

A mi hermano Arturo por compartir momentos únicos de alegría, risas y felicidad, te agradezco mucho todo el cariño que me has dado, te quiero mucho hermanito.

A mis abuelitos que ya no están conmigo, pero que los llevo en mis pensamientos y corazón.

A mi Tita por ser una valiosa fuente de inspiración y fuerza.

A mis primos, Feli, Goga, Pichoncito, Gordis, Deborah y César por siempre brindarme lo mejor de ustedes, gracias por todo su apoyo y por todos los momentos mágicos, chistosos e irremplazables. ¡Los adoro! Deborah gracias por todo tu inmenso apoyo y cariño.

Un agradecimiento muy especial a toda mi familia, gracias por compartir momentos hermosos conmigo y demostrarme siempre su afecto.

A Oswaldo por hacer sonreír mi corazón con tan sólo escuchar su voz o pensar en sus ojos. Gracias por brindarme siempre lo mejor de ti y por toda esa felicidad y enorme apoyo que me has brindado.

A la Universidad Nacional Autónoma de México por permitirme ser parte de ella. Una hermosa universidad.

Un agradecimiento muy especial a mi tutora la Dra. María del Carmen González Villaseñor. Dra., gracias por haber creído en mí desde un principio, por su asesoría y apoyo. Gracias por siempre estar conmigo, escucharme, orientarme, por brindarme su amistad y por compartir conmigo experiencias únicas.

Al Dr. Joaquín Cifuentes Blanco por sus enseñanzas, su valioso apoyo y ayuda en la realización de esta tesis. Gracias por su amistad y confianza.

A la Dra. Dení Rodríguez por su valiosa guía. Le agradezco mucho todas sus sugerencias acerca del trabajo. Dra. Dení muchas gracias por brindarme parte de su tiempo.

A la Dra. Conchita Toriello por toda la confianza que ha depositado en mí. Le agradezco mucho todas sus enseñanzas, consejos y atenciones.

Al Dr. Carlos Armando Sánchez, porque a través de su experiencia enriqueció este trabajo, gracias por compartir todo ese conocimiento acerca de los octocorales conmigo.

Al M. en C. Pedro Medina Rosas por su crucial y valiosa participación en la extracción de los corales. Pedro eres uno de los pilares de este trabajo.

Dra. MaryCarmen, Dr. Joaquín, Dra. Dení, Dra. Conchita, Dr. Carlos gracias por ayudarme a construir mi sueño... es a través de todas sus enseñanzas que he llegado hasta aquí. Un reconocimiento a su gran calidad humana y científica.

Al Centro Universitario de la Costa de la Universidad de Guadalajara, por las facilidades otorgadas.

A todos los integrantes y personas que laboran en el Instituto de Biología, un agradecimiento muy especial al Dr. Teófilo Herrera, al Dr. Ulloa, a la maestra Elvirita, al Biól. Samuel Aguilar, a la Biól. Silvia Bautista, a Lety y a Silvia Inés.

A mis compañeros del laboratorio el M. en C. Allan Chavarria, al M. en C. Edmundo Rosique, un especial agradecimiento por apoyarme con los análisis estadísticos, a la Biól. Paty Vélez y Emiliano. Creo que todos tenemos una pasión en común los ;;;hongos microscópicos de agua dulce y marinos!!!

A la M. en C. Berenit Mendoza Garfias por sus atenciones y por la realización de las fotografías en el microscopio electrónico de barrido.

Al Dr. Fernando Cervantes por todos los consejos dados, le agradezco mucho todas sus palabras de apoyo y aliento.

Agradezco de una manera muy especial a la Biól. Carmen Loyola, por su excelente apoyo en cuanto a la toma del material fotográfico, pero sobre todo gracias por escucharme y brindarme su amistad.

A todos mis profesores de la carrera y de la maestría por compartir conmigo su conocimiento y experiencia.

A todos y cada uno de mis compañeros y amigos de la carrera, de la Facultad de Ciencias, amigos gracias por compartir hermosos momentos de alegría, nostalgia, felicidad y tristeza conmigo.

A mis amigos y compañeros del Instituto de Biología, por orden alfabético: Ambarsita, Andrés, Anibal (Chiqui), Ariel, Artur, Carito, Carlitos, Edna (La Flaquita O), a Jaimito Zuñiga muchas gracias por toda tu ayuda en los análisis de datos, Julieta, Lazarito, Luisito, Mimi, Norberto (Nors), Paty (Patito), Rafa (Chinito), Ricardo (Padrino), Ruti, Rodo, Rodri, Viole y a mis amigos de la Colección de Arácnidos Aletz, Carlitos, Chucho y Hectorsito.

Gracias a todos por su alegría, apoyo y ocurrencias.

A mis amigas Alma, Arianne, Fabi, Fátima, Hilda, Itzelita, Lety, Mary, Carmen, gracias por siempre escucharme.

A las personas que en un futuro conoceré...

A cada persona que de manera directa o indirecta ayudaron a la culminación de esta tesis.

# CONTENIDO

## RESUMEN

## ABSTRACT

<b>1</b>	<b>INTRODUCCIÓN</b>	<b>1</b>
<b>2</b>	<b>ANTECEDENTES</b>	<b>9</b>
<b>3</b>	<b>OBJETIVO</b>	<b>14</b>
<b>4</b>	<b>METODOLOGÍA</b>	<b>15</b>
4.1	Área de estudio	15
4.1.1	Descripción del ambiente arrecifal de las Islas Marietas	15
4.2	Muestreo	23
4.3	Procesamiento de las submuestras	24
4.4	Obtención y aislamiento de los hongos	27
4.5	Identificación de los hongos	29
4.6	Controles de la investigación	30
4.7	Análisis de datos	32
4.7.1	Abundancia por frecuencia	32
4.7.2	Índice de diversidad de Shannon	33
4.7.3	Índice de similitud de Sørensen	34
4.7.4	Análisis de varianza (ANOVA)	35
4.7.5	Regresión lineal	35
4.7.6	Curvas de acumulación de especies	35
<b>5</b>	<b>RESULTADOS</b>	<b>36</b>
5.1	Micobiota asociada a <i>Pacifigorgia agassizii</i>	36
5.2	Abundancia y diversidad espacial	64
5.3	Abundancia y diversidad temporal	73
5.4	Relación de la diversidad fúngica con la profundidad	83
5.5	Eficacia de la metodología	83
5.5.1	Tamaño de muestra	83
5.5.2	Resultados de los controles	84
<b>6</b>	<b>DISCUSIÓN</b>	<b>85</b>
<b>7</b>	<b>CONCLUSIONES</b>	<b>98</b>
<b>8</b>	<b>BIBLIOGRAFÍA</b>	<b>100</b>

## RESUMEN

Los hongos marinos, en especial aquellos asociados a corales, han sido poco estudiados a pesar de su diversidad, importancia ecológica y potencial biotecnológico. En México, existen dos antecedentes, el primero llevado a cabo por Bruno *et al.* (2003) en Akumal, Quintana Roo y el segundo realizado por Medina (2005) en las Islas Marietas, Nayarit. Esta investigación es la segunda que se realiza en el arrecife rocoso del Parque Nacional Islas Marietas y su objetivo fue valorar la abundancia y diversidad de los hongos asociados a *Pacifigorgia agassizii* (Cnidaria: Octocorallia) durante dos épocas del año. Se llevaron a cabo dos muestreos, invierno (20 °C) y verano (27 °C), en el área de estudio se establecieron dos puntos de colecta al azar uno localizado en la Isla Redonda y otro en la Isla Larga, en cada uno de estos puntos se extrajeron por buceo autónomo (SCUBA) cuatro submuestras de *P. agassizii*. En el laboratorio, se obtuvieron fragmentos de 0.5 cm<sup>2</sup> de cada submuestra, se desinfectaron superficialmente y se colocaron 4 inóculos sobre la superficie de dos medios de cultivo en cajas de Petri. De esta forma se inocularon 120 cajas de Petri y 20 cajas con los controles para cada isla, éstas se incubaron durante 5 semanas a temperatura ambiente. Se registró la abundancia relativa de los diferentes hongos, se aplicó el índice de diversidad de Shannon y se llevaron a cabo curvas de acumulación de especies para analizar el tamaño de muestra. Como resultado se obtuvieron 35 hongos, 17 ascomicetes anamórficos, 2 ascomicetes y 16 micelios estériles, los cuales fueron *Acremonium* sp., *Aspergillus* sp., *A. candidus*, *A. niger*, *A. oryzae*, *A. terreus*, *A. versicolor*, *Aureobasidium pullulans*, *Cladosporium* sp., *C. algarum*, *C. herbarum*, *Cylindrocarpon* sp., *Emericella varicolor* sp., *Emericella* sp., *Monocillium* sp., *Paecilomyces* sp., *Penicillium citrinum*, *Scopulariopsis* sp. y *Stachyobotrys nephrospora*. Algunos de los cuales son nuevos registros para México de un arrecife rocoso. Se observó una variación de la biodiversidad entre ambas islas y en las dos épocas; la mayor diversidad fúngica se presentó en la Isla Redonda ( $H' = 2.782$ ) y en el verano ( $H' = 2.712$ ). La distribución de la abundancia relativa de las especies mostró la presencia de pocas especies dominantes y una gran proporción de especies raras y no se observaron diferencias significativas entre islas ( $F_{1,136} = 1.809$ ,  $P = 0.30$ ) y épocas del año ( $F_{1,136} = 0.195$ ,  $P = 0.66$ ). La especie más abundante en las dos islas y en invierno y verano fue *Aureobasidium pullulans*, un hongo dimórfico que se aisló en su fase levaduriforme de tejido sano y necrosado del coral, este hongo podría ser un posible patógeno para el coral debido a que fue el más abundante y se ha reportado que es un hongo que causa algunas infecciones en el humano, sin embargo, se requieren estudios más detallados para poder demostrarlo. La mayor riqueza de especies pertenece al género *Aspergillus* con 6 anamorfos y 2 teleomorfos. Un factor al cual se podría atribuir esta riqueza es la plasticidad que presenta su genoma y por lo tanto el amplio rango de tolerancia osmótica. A las especies presentes en las dos épocas muestreadas se les podría considerar euritermas, es decir que presentan un amplio rango de tolerancia de temperatura ya que se observó una variación de 7 °C entre ambas épocas; a las especies presentes únicamente en una sola época se les podría denominar estenotermas. Los resultados de esta investigación sirven como base para realizar estudios futuros para conocer el rol ecológico que juegan estos hongos en el coral y la comunidad marina, así como estudios aplicados de patogenicidad, biotecnología y farmacéuticos.

## ABSTRACT

Marine fungi, especially those associated with corals have been little explored in spite of their diversity, ecological and biotechnological importance. In Mexico, two studies have been carried out, the first done by Bruno *et al.* (2003) in Akumal, Quintana Roo and the second one by Medina (2005) in Islas Marietas, Nayarit. The current survey is the second one that had been made in the rocky reef of the Nacional Park Islas Marietas which objective was to evaluate during winter and summer the abundance and diversity of microfungi inhabiting *Pacifigorgia agassizii* (Cnidaria: Octocorallia). Two collections were carried out, in the winter (20 °C) and summer (27 °), in the study area two samples points were established at random, one located at Redonda Island and other located in Larga Island, in each point 4 subsamples of *P. agassizii* were collected via SCUBA. In the laboratory, a 5 mm<sup>2</sup> section was excised from each subsample and superficially disinfected. Cut sections, 4 per palte were placed onto two different culture media. In total 120 Petri dishes and 20 with the controls for each island were inoculated, the Petri dishes were incubated during 5 weeks at room temperature. The abundance of different fungi was recorded, the Shannon diversity index was applied to evaluate fungal diversity, also species-area curves were plotted to examine the sample size. A total of 35 fungi were obtained, 17 anamorphic fungi, 2 ascomycetes and 16 micelia sterilia, the registered fungi were *Acremonium* sp., *Aspergillus* sp., *A. candidus*, *A. niger*, *A. oryzae*, *A. terreus*, *A. versicolor*, *Aureobasidium pullulans*, *Cladosporium* sp., *C. algarum*, *C. herbarum*, *Cylindrocarpon* sp., *Emericella* sp., *Emericella varicolor*, *Monocillium* sp., *Paecilomyces* sp., *Penicillium citrinum*, *Scopulariopsis* sp. and *Stachybotrys nephrospora*. Some of them are new records for Mexico in a rocky reef. The results showed a variation of the fungal diversity between the summer and winter and both islands collections; Redonda Island ( $H' = 2.782$ ) and summer ( $H' = 2.712$ ) presented the major diversity. The abundance distribution showed few dominant species and a great proportion of rare species, variation of the fungal abundances between islands ( $F_{1,136} = 1.809$ ,  $P = 0.30$ ) and seasons were insignificant ( $F_{1,136} = 0.195$ ,  $P = 0.66$ ). The dominant species in both islands and in winter and summer was *Aureobasidium pullulans*, a dimorphic fungus isolated from necrotic and health coral tissue, this fungus could be a pathogen for the coral because it was the most abundant and also it has been reported as an agent of different human mycosis, however more studies have to be done. The major species richness belongs to the genus *Aspergillus* with 6 anamorphs and 2 teleomorphs. This genus can tolerate high values of salinity. Those species present in winter and summer could be considered eurithermic because they present a high tolerance range of temperature, a variation of 7 °C was observed between both seasons, those species registered only in one season could be named sternohermal. Therefore, the results of this survey can be the basis of further studies related with the fungal ecology, pathogenicity, biotechnology and pharmaceuticals.

## 1 INTRODUCCIÓN

Actualmente, los hongos marinos están bien delimitados como un grupo ecológico y fisiológico; no son un grupo taxonómico debido a que las especies marinas pertenecen a diferentes fila dentro del reino Fungi (Hyde *et al.*, 2000). Una definición ampliamente aceptada de los hongos marinos es propuesta por Kohlmeyer (1974) quien considera que se pueden encontrar dos grupos, los marinos estrictos, que crecen y esporulan exclusivamente en un hábitat estuarino o marino, y los facultativos, de origen terrestre o de agua dulce que son capaces de crecer o incluso esporular en el ambiente marino. Anteriormente, la definición de dichos microorganismos marinos se realizó con base en sus requerimientos fisiológicos para poder desarrollarse en las diferentes concentraciones de sales del medio marino (Johnson y Sparrow, 1961; Jones y Jennings, 1964; Meyers, 1968; Tubaki, 1969).

Estos hongos pueden ocurrir en todos los ambientes marinos, se encuentran desde la zona ártica hasta la antártica y desde la zona pelágica hasta la bentónica, como por ejemplo en arrecifes, manglares, marismas, pastos marinos, playas, etc. (Kohlmeyer y Kohlmeyer, 1979). En estos ambientes, los hongos actúan principalmente como saprobios, son los intermediarios del flujo de energía del detritus hacia niveles tróficos más altos al intervenir en el reciclaje de nutrimentos y los procesos de sucesión; también pueden encontrarse como simbioses estableciendo asociaciones con plantas o con animales, por ejemplo, asociaciones de tipo mutualista con algas formando líquenes marinos o parásitas causando diversas enfermedades (Kohlmeyer y Kohlmeyer, 1979; Kohlmeyer y Volkmann-Kohlmeyer, 1988; Hyde y Lee, 1995).

Uno de los ambientes marinos poco explorados desde el punto de vista micológico son los arrecifes de coral, a pesar de que constituyen uno de los ambientes más diversos y complejos del planeta, se dice que son los equivalentes a las selvas tropicales del ambiente terrestre (Kohlmeyer

y Volkmann-Kohlmeyer, 1987). El número total estimado de especies que habitan en los arrecifes del mundo es de 1 a 3 millones y únicamente el 10 % de estas especies han sido descritas (Wilson, 1988). Asimismo, estos ecosistemas ofrecen una gran cantidad de nichos únicos inexplorados y desde el punto de vista ecológico son muy importantes porque son los ecosistemas que en mayor medida contribuyen al mantenimiento de los procesos oceánicos de las costas subtropicales y tropicales (Santavy, 1995; Spalding *et al.*, 2001). Uno de los grupos de organismos más importantes del arrecife son los corales; este término es muy amplio ya que incluye varios taxa dentro del Phylum Cnidaria, sin embargo, los estudios de hongos se han enfocado principalmente a aquellos corales pertenecientes al Suborden Hexacorallia también conocidos como corales pétreos o escleractinios y a los gorgónidos o abanicos de mar que se encuentran dentro del Suborden Octocorallia (Spalding *et al.*, 2001; Brusca y Brusca, 2003). El grupo ecológico de hongos marinos que vive dentro de los pólipos de los corales pétreos y gorgónidos en los arrecifes, recibe el nombre de hongos marinos coralícolas. De acuerdo con la definición de Kohlmeyer (1974), dichos hongos se consideran marinos facultativos; solamente se conocen pocas especies de hongos coralícolas marinos estrictos que viven adheridos a la superficie de los corales pétreos asociados con algas costrosas en la zona del arrecife que queda expuesta durante la marea baja (Kohlmeyer y Volkmann-Kohlmeyer, 1987).

En México, se encuentran registradas 6 710 especies de hongos, de las cuales únicamente 62 son marinas y ninguna de éstas es coralícola (Guzmán, 1998; González *et al.*, 2001). El problema sobre el desconocimiento de la biodiversidad de los hongos no solo se presenta en México, a nivel mundial de las 80 060 especies de hongos, 465 especies son marinas, y, de éstas, 9 especies son coralícolas, a pesar de la alta diversidad de especies de corales que albergan los arrecifes, por ejemplo, en el mundo están descritas alrededor de 800 especies de corales pétreos hermatípicos, 800 especies de corales pétreos ahermatípicos y alrededor de 200 especies de

abanicos de mar (Hawksworth, 1991, Kirk *et al.*, 2001, Spalding *et al.*, 2001, Kohlmeyer y Volkmann-Kohlmeyer, 2003, Shearer *et al.*, 2007).

Asimismo, a nivel mundial es escaso el conocimiento que se tiene acerca de la distribución geográfica de los hongos marinos y como consecuencia de los hongos marinos coralícolas. Existen áreas como África y América (zonas tropicales y subtropicales) que se encuentran prácticamente inexploradas en cuanto a micobiota marina (Kohlmeyer, 1968, Pointing y Hyde, 2000). En México, los principales trabajos relacionados con la distribución geográfica de los hongos marinos han sido realizados por Kohlmeyer (1968), Kohlmeyer y Kohlmeyer (1971) y González *et al.* (1998, 2001). Sobre la relación de los factores abióticos con la distribución geográfica, también se ha investigado poco y los principales trabajos realizados son los de Boyd y Kohlmeyer (1982) y para México no hay información.

El estudio de los hongos marinos coralícolas es importante no solamente desde el punto de vista biológico y conservación de su biodiversidad, sino también por el gran potencial aplicado que tiene el uso de su biodiversidad. Las especies fúngicas coralícolas presentan un genoma diferente al de las especies terrestres debido a su adaptación al medio marino y al hábitat particular que ocupan. Se han descrito algunas especies marinas que producen metabolitos secundarios con aplicación biotecnológica, por lo que también algunas especies coralícolas potencialmente tienen importancia aplicada (Jones y Alias, 1996; Malmstrom, 1999; Jadulco *et al.*, 2001; Jensen y Fenical, 2002).

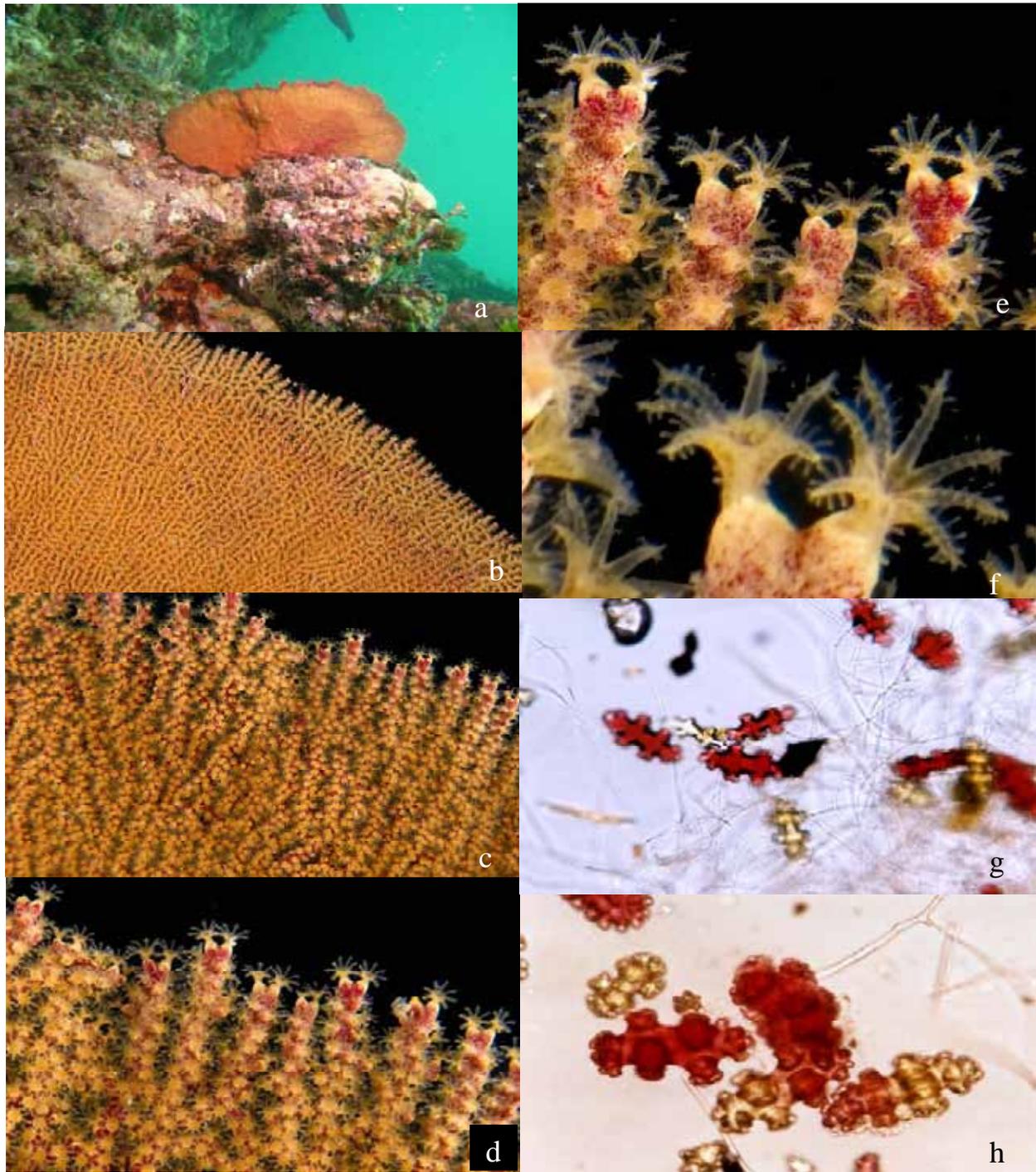
Con respecto al conocimiento de la diversidad fúngica de las Islas Marietas, ésta se desconoce en gran parte. Sin embargo, la diversidad de otros grupos de organismos como crustáceos, equinodermos, moluscos, peces y corales escleractinios se encuentra más estudiada, siendo los corales pétreos y los peces, los grupos mejor estudiados (Chávez *et al.*, 2000; Cupul-Magaña *et al.*, 2000). En contraste, muy pocos estudios se han llevado a cabo acerca de los

octocorales (abanicos de mar) en el Pacífico oriental (Breedy y Guzmán, 2002; Sánchez, 2004). La diversidad de los abanicos de mar se conoce poco, a pesar del importante papel ecológico que realizan, estos animales junto con los peces, equinodermos y moluscos constituyen los taxa de animales marinos más conspicuos (Sánchez, 2004). La presente investigación está enfocada al estudio de la diversidad de los hongos marinos asociados a *Pacifigorgia agassizii* Verrill, 1864, el cual es un abanico de mar perteneciente a la familia Gorgoniidae.

El género *Pacifigorgia* Bayer, 1951 (Cnidaria, Anthozoa, Octocorallia, Holaxonia, Gorgoniidae) se distribuye en el Pacífico oriental y es uno de los más abundantes y diversos dentro de la familia Gorgoniidae, su distribución va desde el norte de México (Baja California Sur) hasta el norte de Perú, incluyendo las Islas Galápagos, excepto *Pacifigorgia elegans* Edwards & Haime, 1857; la cual es una especie que se encuentra restringida a una pequeña parte del Atlántico occidental (Brasil) (Breedy y Guzmán, 2002; Brusca y Brusca, 2003). Se conocen 35 especies de este género, comúnmente se les llama abanicos de mar y se encuentran principalmente en zonas de corrientes y oleaje fuerte entre los 5 y 50 m de profundidad (Breedy y Guzmán, 2002; Sánchez, com. pers.). El género se caracteriza por presentar ramificaciones anastomosadas, las cuales forman redes; las colonias pueden formar abanicos simples o compuestos. Las ramas anastomosadas pueden formar abanicos reticulados regulares o irregulares, y en algunas especies ambas formas se presentan en colonias grandes. En cada especie el espacio libre incluido por las ramas anastomosadas o la malla es característica en tamaño y forma. Las colonias siempre se unen al sustrato por una base de formas y dimensiones variadas. Asimismo, las colonias pueden ser consolidadas por nervaduras, los cuales también varían en grosor, ramificación y extensión. Algunas colonias de *Pacifigorgia* no presentan nervaduras, por lo que son abanicos más flexibles. Comúnmente, el cáliz o verruga en este género no son prominentes, pero en algunas especies forman proyecciones cónicas relativamente largas.

Su arreglo y densidad alrededor de las ramas es característico para cada especie, sin embargo, existe una tendencia general por encontrar estructuras más distantes y dispersas en las ramas más densas, en las varillas y en la parte de sostén. Las escleritas pueden ser de forma cabestrante, barra y huso. En contraste con la mayoría de los gorgónidos, en *Pacifigorgia* así como en *Leptogorgia* Verrill, 1868 y *Eugorgia* Verrill, 1868 el cenénquima es muy delgado. Las características taxonómicas importantes en la identificación de las especies son la forma, y los colores de la colonia, el tamaño de las escleritas. Con base en Bayer (1961), el color de la colonia depende de los pigmentos de las escleritas, y cuando el organismo está vivo, su color depende también de algas simbióticas y pigmentos presentes en los tejidos. Las escleritas en *Pacifigorgia* presentan una combinación de colores entre amarillo, rojo y tonalidades púrpuras o incluso pueden llegar a ser incoloras (Breedy y Guzmán, 2002).

*Pacifigorgia agassizii* (Fig. 1) es una especie que hasta el momento es endémica de México (Pacífico mexicano), ha sido registrada en Loreto, La Paz, Cabo San Lucas, Topolobambo, Mazatlán, Bahía de Banderas, Manzanillo, Acapulco y Huatulco, siendo más abundante entre Loreto y Cabo San Lucas. Es decir, la distribución de *P. agassizii* (Fig. 2) va desde Isla Tortuga (centro del Golfo de California) hasta Oaxaca incluyendo las Islas de Revillagigedo. Las colonias presentan un color naranja muy intenso con diferentes tonalidades de amarillo y son más anchas que altas, presentan abanicos simples o compuestos de más de 400 mm de largo y 400 mm de ancho, presentan ramas reticuladas de 1-1.2 mm, la base o tronco de la colonia es corto con muchos nervios centrales lisos y fuertes. Las estructuras externas presentan un color amarillo muy distintivo, las escleritas son rojas, amarillo brillante, incoloras y unas cuantas son bicolores generalmente gruesas, éstas varían en tamaño (0.09-0.11 × 0.04-0.05 mm) y terminan ornamentadas como con pequeñas verrugas. Las escleritas en forma de huso van de



**Fig. 1.** Abanico de mar *Pacifigorgia agassizii*. **a.** Foto submarina de una colonia de *P. agassizii* en el arrecife rocoso del Parque Nacional Islas Marietas. **b.** Orilla de la colonia. **c-d.** Acercamiento de la colonia, se observan los pólipos. **e-f.** Pólipos. **g-h.** Escleritas, se observan también algunas hifas de hongos. **d.**  $\times 2$ . **e.**  $\times 5$ . **f.**  $\times 12$ . **g.**  $\times 140$ . **h.**  $\times 200$ .



**Fig. 2.** Distribución geográfica de *Pacifigorgia agassizii*. Especie endémica de México y hospedera de los hongos estudiados en este trabajo (Sánchez, com. pers.).

0.07-0.10 × 0.04-0.05 mm; las de espiga varían en forma y tamaño (0.04-0.07 × 0.02-0.04 mm). Las colonias de *P. agassizii* se pueden componer de varias unidades de abanicos, y de esta manera forman colonias grandes; algunas se componen de cinco o diez pequeños abanicos, los cuales se unen entre sí justo en la base (Breedy y Guzmán, 2002).

A pesar de que *Pacifigorgia* es uno de los géneros más abundantes en los arrecifes rocosos del Pacífico mexicano, en México y en el mundo se encuentra muy poco estudiado y la información acerca de su taxonomía, distribución y ecología es escasa, sin embargo, Breedy y Guzmán (2002) reportaron 11 especies de *Pacifigorgia* para el Pacífico mexicano, las cuales son:

*P. adamsii* Verrill, 1868; *P. agassizii*; *P. rutila* Verrill, 1868; *P. cribrum* Valenciennes, 1846; *P. pulchra* Verrill, 1870; *P. media* Verrill, 1864; *P. arenata* Valenciennes, 1846; *P. gracilis* Kükenthal, 1924; *P. exilis* Verrill, 1870; *P. englemanni* Horn, 1860; *P. stenobrochis* Valenciennes, 1846. Sin embargo, Sánchez (com. pers.) menciona que existen 35 especies descritas y que faltan por describir 10 más aproximadamente. Sánchez (2004) encontró un marcador a nivel molecular (región ITS1-5.8S-ITS2) útil para la reconstrucción de relaciones filogenéticas a nivel de género y especie. Este género se caracteriza por presentar una amplia variación morfológica intraespecífica en función de las presiones ambientales.

Por todo lo anteriormente mencionado, el presente trabajo es una contribución al problema sobre el desconocimiento de la biodiversidad de los arrecifes de México. Específicamente, contribuye al conocimiento de la diversidad y distribución tanto espacial como estacional de los hongos marinos coralícolas facultativos asociados a una especie de gorgónido *Pacifigorgia agassizii* del arrecife de la Reserva de La Biosfera Islas Marietas y sirve de base para estudios futuros relacionados con la ecología y distribución de estos hongos en los arrecifes de México.

---

---

## 2 ANTECEDENTES

El estudio de los hongos presentes en los arrecifes es reciente (Kendrick *et al.*, 1982; Kohlmeyer y Volkmann-Kohlmeyer, 1987, 1988, 1989, 1990, 1992; Le Campion-Alsumard *et al.*, 1995; Bentis *et al.*, 2000; Morrison-Gardiner, 2002), a pesar de que éstos juegan roles ecológicos importantes como saprobios, patógenos potenciales e intervienen en la conversión heterotrófica de la biomasa del arrecife en nutrientes. Además de que se sabe que la fertilidad del ecosistema es dependiente de la actividad microbiana (Moore y de Ruiter, 1991; Morrison-Gardiner, 2002).

Kendrick *et al.* (1982) investigaron los hongos que habitan en el interior de corales pétreos en el Caribe y Pacífico sur, con el fin de identificar a aquellos que se encuentran involucrados en la bioerosión de sustratos calcáreos. Las especies de corales que estudiaron fueron: *Acropora hyacinthus* Dana, 1846; *A. palifera* Lamarck, 1816; *A. palmata* Lamarck, 1816; *Diploastrea heliopora* Lamarck, 1816; *Diploria labyrinthiformis* Linnaeus, 1758; *Goniastrea australensis* Edwards & Haime, 1857; *G. retiformis* Lamarck, 1816; *Meandrina meandrites* Linnaeus, 1758; *Millepora complanata* Lamarck, 1816; *Montastraea annularis* Ellis & Solander, 1786; *M. cavernosa* Linnaeus, 1767; *Porites australiensis* Vaughan, 1918; *P. porites* Pallas, 1766 y *Stylophora pistillata* Esper, 1797. Estos autores aislaron 20 hongos diferentes, 18 anamorfos y 2 micelios estériles. Los aislados pertenecen a géneros como *Acremonium* Link ex Fr., *Aspergillus* Mich. ex Fr., *Cladosporium* Link ex Fr., *Humicola* Traaen., *Paecilomyces* Bain., *Penicillium* Link ex Fr., *Phialophora* Medlar, etc.

Le Campion-Alsumard *et al.* (1995) y Bentis *et al.* (2000) reportaron hifas y algunas cianobacterias asociadas al esqueleto de algunas especies de corales pétreos como *Porites lobata* Dana, 1864; *Pocillopora eydouxi* Edwards & Haime, 1860 y *Acropora cytherea* Dana, 1846 y se

---

---

enfocaron principalmente a la bioersión del esqueleto calcáreo de las diferentes especies de corales pétreo.

Los reportes relacionados con la diversidad de taxa fúngicos asociados a corales pétreos, son escasos. Cinco especies de *Koralionastes* Kohlm. & Volkm-Kohlm. están restringidas a los corales hermatípicos y viven en asociación con esponjas costrosas (Kohlmeyer y Volkmann-Kohlmeyer, 1987; Kohlmeyer y Volkmann-Kohlmeyer, 1990); 3 especies de *Lulworthia* Sutherl. se encuentran en algas coralinas o en corales (Kohlmeyer, 1984; Kohlmeyer y Volkmann-Kohlmeyer, 1989) y 3 ascomicetes están asociados a las conchas de los moluscos, percebes y corales (Kohlmeyer y Volkmann-Kohlmeyer, 1988; Volkmann-Kohlmeyer y Kohlmeyer, 1992). A pesar de que se han hecho varios esfuerzos por describir hongos coralícolas estrictos, sólo han sido reportadas algunas especies (Tabla I).

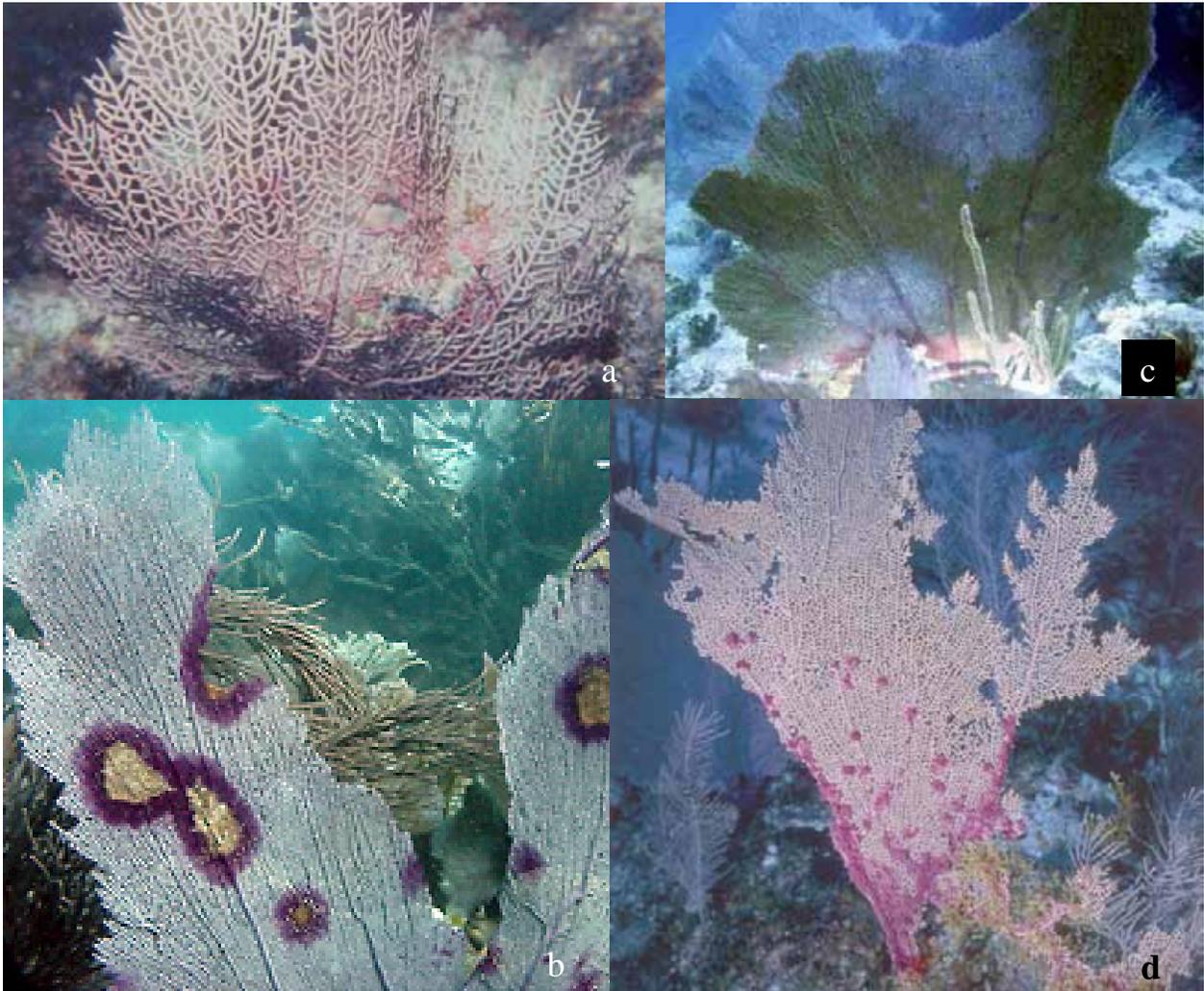
Con respecto a los hongos asociados a los octocorales, las investigaciones se han enfocado principalmente a la caracterización de la enfermedad denominada aspergilosis (Fig. 3) de los abanicos de mar, específicamente *Gorgonia ventalina* Linnaeus, 1758 y *G. flabellum* Linnaeus, 1758 (Smith *et al.*, 1996; Nagelkerken *et al.*, 1997; Geiser *et al.*, 1998; Alker *et al.*, 2001; Dube *et al.*, 2002; Smith y Weil, 2004) que se presenta en el Caribe. Los estudios acerca de la biodiversidad de hongos microscópicos asociados a corales blandos son realmente muy escasos.

En México únicamente existen dos antecedentes relacionados con la presencia de hongos en arrecifes y ambos fueron llevados a cabo en fechas recientes. El primero fue realizado en el litoral del Caribe por Bruno *et al.* (2003), quienes reportan que el incremento de nutrientes del agua (nitrógeno inorgánico y fósforo) por mínimo que sea, debido a una gran variedad de actividades humanas, puede incrementar considerablemente la severidad de la aspergilosis del

abanico de mar *G. ventalina* y la enfermedad de la banda amarilla en los corales pétreos *Montastraea annularis* y *M. franksii* Gregory, 1895.

Tabla I. Especies fúngicas coralícolas descritas en el mundo.

Especie	País	Sustrato	Referencia bibliográfica	Año
<i>Corallicola nana</i> Volkm.-Kohlm. & Kohlm	Belice	trozos de coral muerto asociado con esponjas costrosas	Mycotaxon 44: 417-424	1992
<i>Halographis runica</i> Kohlm. & Volkmann-Kohlm (liquenoide endolítico)	Australia y Belice	Coral hermatípico y conchas de <i>Vasum muricatum</i> Born, 1978 (Mollusca)	Can. J. Bot. 66: 1138-1141 Crypt. Bot. 2: 367-374	1988 1992
<i>Lulworthia calcicola</i> Kohlm. & Volkm.-Kohlm.	Belice	Coral hermatípico asociado con algas filamentosas	Mycologia 81: 289-292	1989
<i>Koralionastes angustus</i> Kohlm. & Volkm.-Kohlm. y <i>K. giganteus</i> Kohlm. & Volkm.-Kohlm.  <i>K. ellipticus</i> Kohlm. & Volkm.-Kohlm. y <i>K. ovalis</i> Kohlm. & Volkm.-Kohlm.  <i>K. violaceus</i> Kohlm. & Volkm.-Kohlm.  <i>K. ovalis</i> Kohlm. & Volkm.-Kohlm.	Belice  Belice  Australia  Belice	coral asociado a esponjas costrosas en aguas poco profundas	Mycologia 79: 764-778 Can. J. Bot. 68: 1554-1559	1987 1990
<i>Xenus lithophylli</i> Kohlm. & Volkm.-Kohlm.	Belice	coral cubierto de algas coralinas y otros organismos y <i>Lithophyllum</i> sp. Philippi, 1837, que es un alga calcárea.	Crypt. Bot. 2: 367-374	1992



**Fig. 3. Aspergilosis de los abanicos de mar. a-d.** Signos característicos de la enfermedad. Manchas color púrpura, tejido necrosado (Humann y Deloach, 2002).

Sin embargo, es importante mencionar que estos autores diagnosticaron la enfermedad a través de la presencia de uno de los signos característicos de la aspergilosis que consiste en la pigmentación púrpura de las escleritas y no aislaron el hongo.

Medina (2005) llevó a cabo el segundo estudio en un arrecife del Pacífico mexicano ubicado en la Isla Redonda de las Islas Marietas, Nayarit, cuyo objetivo fue probar la metodología para aislar hongos de ambientes arrecifales de Morrison-Gardiner (2002) llevada a

cabo en Australia para adecuarla a México, y valorar de manera preliminar la abundancia de los hongos marinos asociados al gorgónido *Pacifigorgia* sp. En el trabajo se obtuvieron 12 aislados: un ascomicete, 10 anamorfos y uno no determinado que formó solamente micelio estéril. Los géneros que se registraron fueron: *Acremonium*, *Alternaria* Nees ex Fr., *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Emericella* Berk. & Br., *Epicoccum* Link ex Schlecht. y *Penicillium*. Los hongos dominantes pertenecieron al género *Aspergillus* con 4 anamorfos *A. japonicus* Saito, *A. ochraceus* K. Wilh., *A. terreus* Thom, *A. versicolor* (Vuill.) Tirab. y un teleomorfo *Emericella* sp. Este trabajo constituyó el primer estudio sobre la diversidad de los hongos marinos coralícolas en el país.

### 3 OBJETIVO

El objetivo de esta investigación es:

Evaluar durante invierno y verano la abundancia y diversidad de los hongos microscópicos asociados a *Pacifigorgia agassizii* del arrecife rocoso de las Islas Larga y Redonda, en el Parque Nacional Islas Marietas, estado de Nayarit, mediante la aplicación del método de inoculación directa en placa agar.

Es importante señalar que esta investigación no solo es la primera que se conduce en México, sino que además, es la única que se ha realizado en el mundo sobre los hongos marinos facultativos asociados al género de abanico de mar *Pacifigorgia*. Este trabajo es continuación de un estudio de licenciatura, debido a que los resultados fueron interesantes y originales por ello, se decidió realizar un estudio más profundo sobre la diversidad de hongos marinos, así como su relación con la temperatura y profundidad a la que ocurren las colonias de abanico de mar.

---

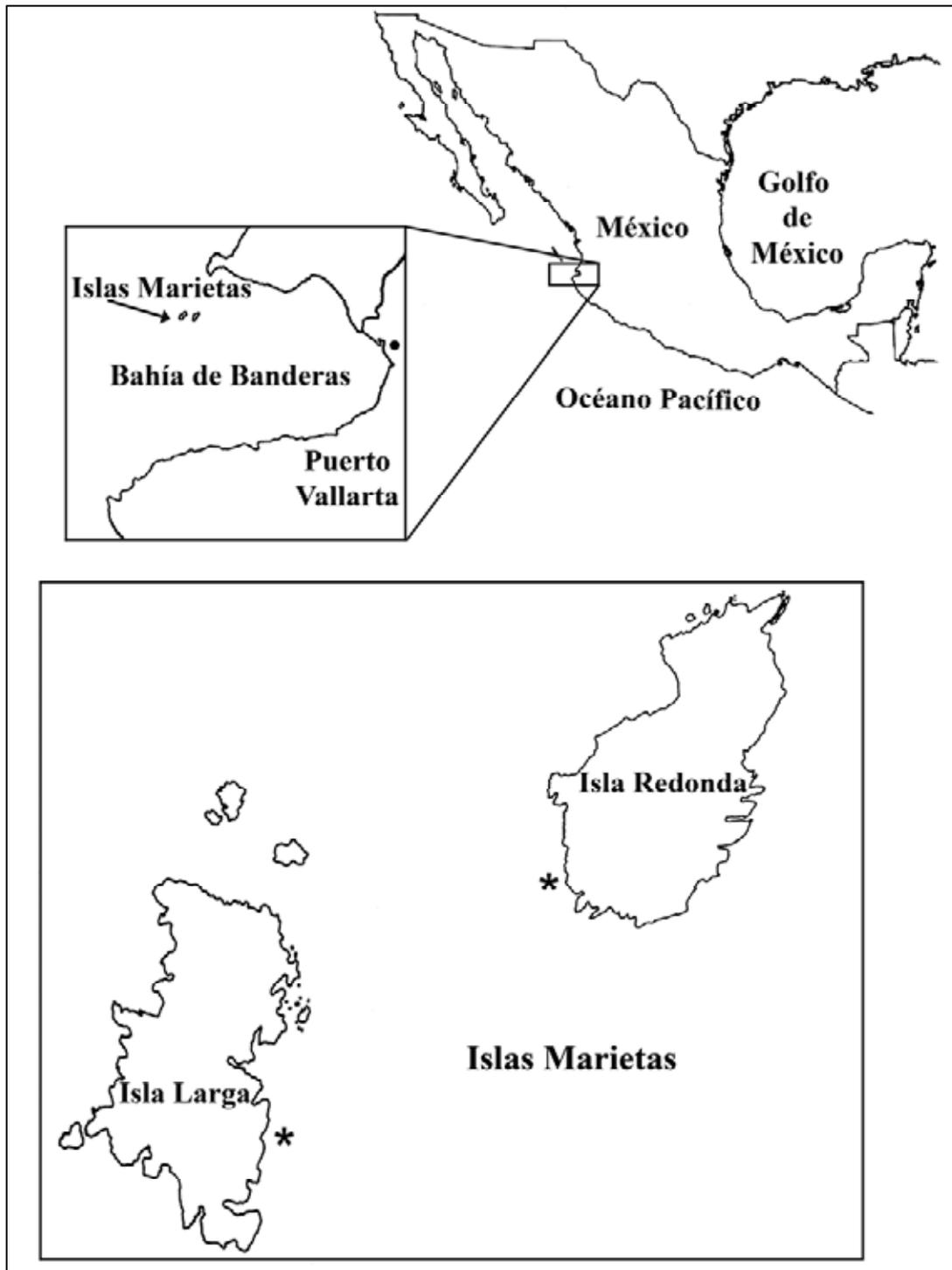
---

## 4 METODOLOGÍA

### 4.1 Área de estudio

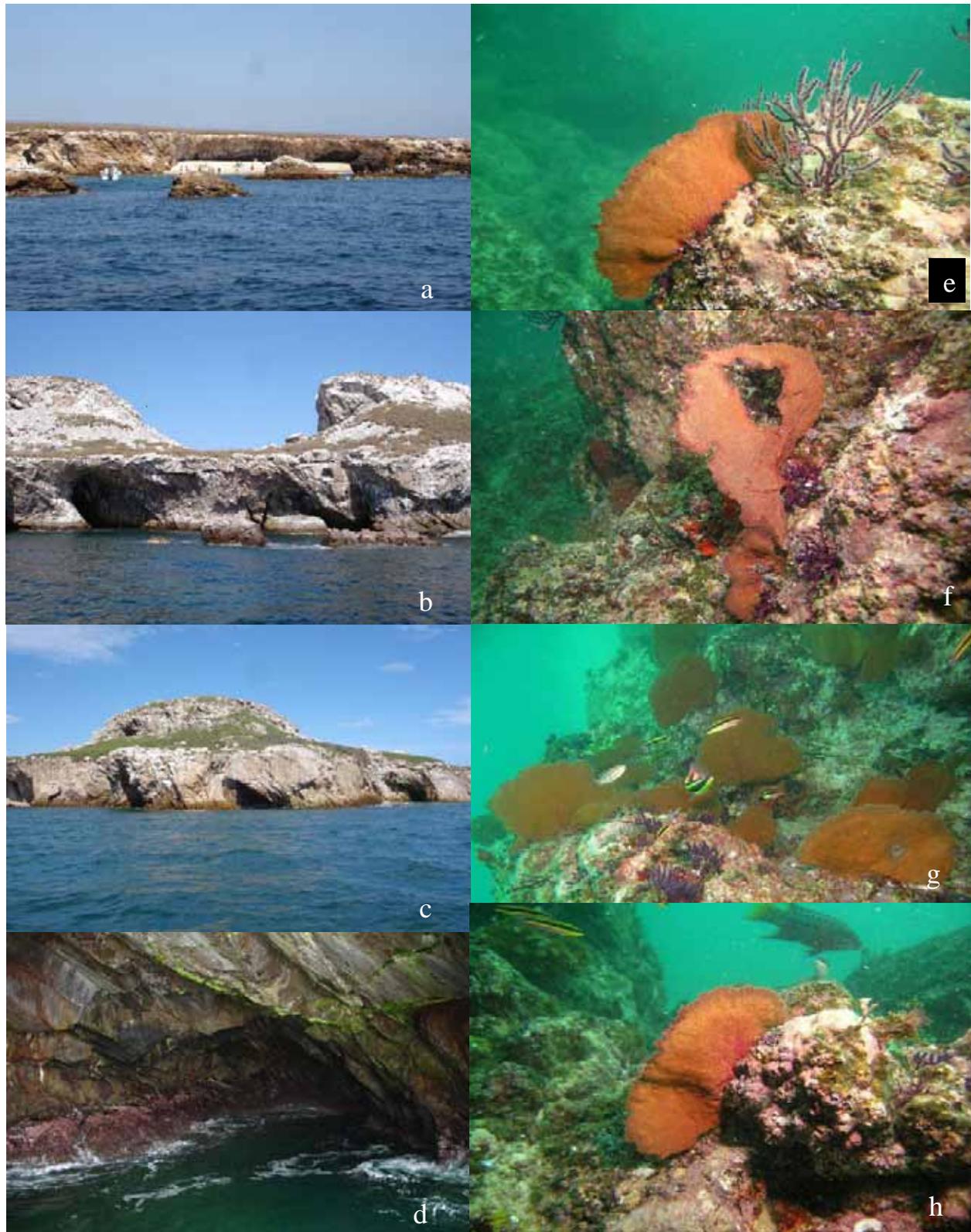
#### 4.1.1 Descripción del ambiente arrecifal de las Islas Marietas

Este trabajo se realizó en el arrecife rocoso del Parque Nacional Islas Marietas (Fig. 4) que se localiza en el noroeste de Bahía de Banderas, aproximadamente a 9.5 km al suroeste del litoral continental del estado de Nayarit (Punta de Mita), en las coordenadas 20° 42' latitud norte y 105° 36' latitud oeste. Cabe mencionar que las Islas Marietas son un conjunto de dos islas, la Isla Larga (Fig. 5) y la Isla Redonda (Fig. 6), tres islotes (El Morro, La Corbeteña y otro sin nombre ubicado frente a la Isla Larga) y un par de rocas (La Ampolla y Los Morros Cuates) situadas en la parte norte de la bahía (Mora *et al.*, 1993), en conjunto cuentan con una superficie de 64 ha. La isla más cercana a tierra (Punta de Mita, Nayarit) es conocida como Isla Redonda (Cupul-Magaña *et al.*, 2000); un canal de alrededor de 1200 m la separa de la Isla Larga situada al oeste. Los islotes se encuentran a aproximadamente 3 km de ésta última (Gaviño y Uribe, 1981). El acceso a las islas es únicamente por vía marítima. La Isla Redonda es de forma alargada e irregular, su longitud mayor es de 1 020 m y 540 m de ancho (Ladrón de Guevara, 1995); no tiene playas, presenta un escalón a los 6.6 m de profundidad con fondo rocoso y algunos parches arenosos. A partir de ahí, la pendiente aumenta hasta llegar a los 33 m, presentando un fondo constituido principalmente por arena (Cupul-Magaña *et al.*, 2000). La Isla Larga mide 1 080 m de largo y 870 m de ancho en su porción oeste y tiene una altura máxima de 30 msnm (Gaviño y Uribe, 1981). Su contorno es muy irregular, con algunas áreas protegidas de oleaje y acantilados hasta de 25 m de altura (Cupul- Magaña *et al.*, 2000). Posee 16 bahías pequeñas, algunas con playas, siendo sólo tres en las que se puede desembarcar y numerosas y amplias cavernas (Gaviño y Uribe, 1981).

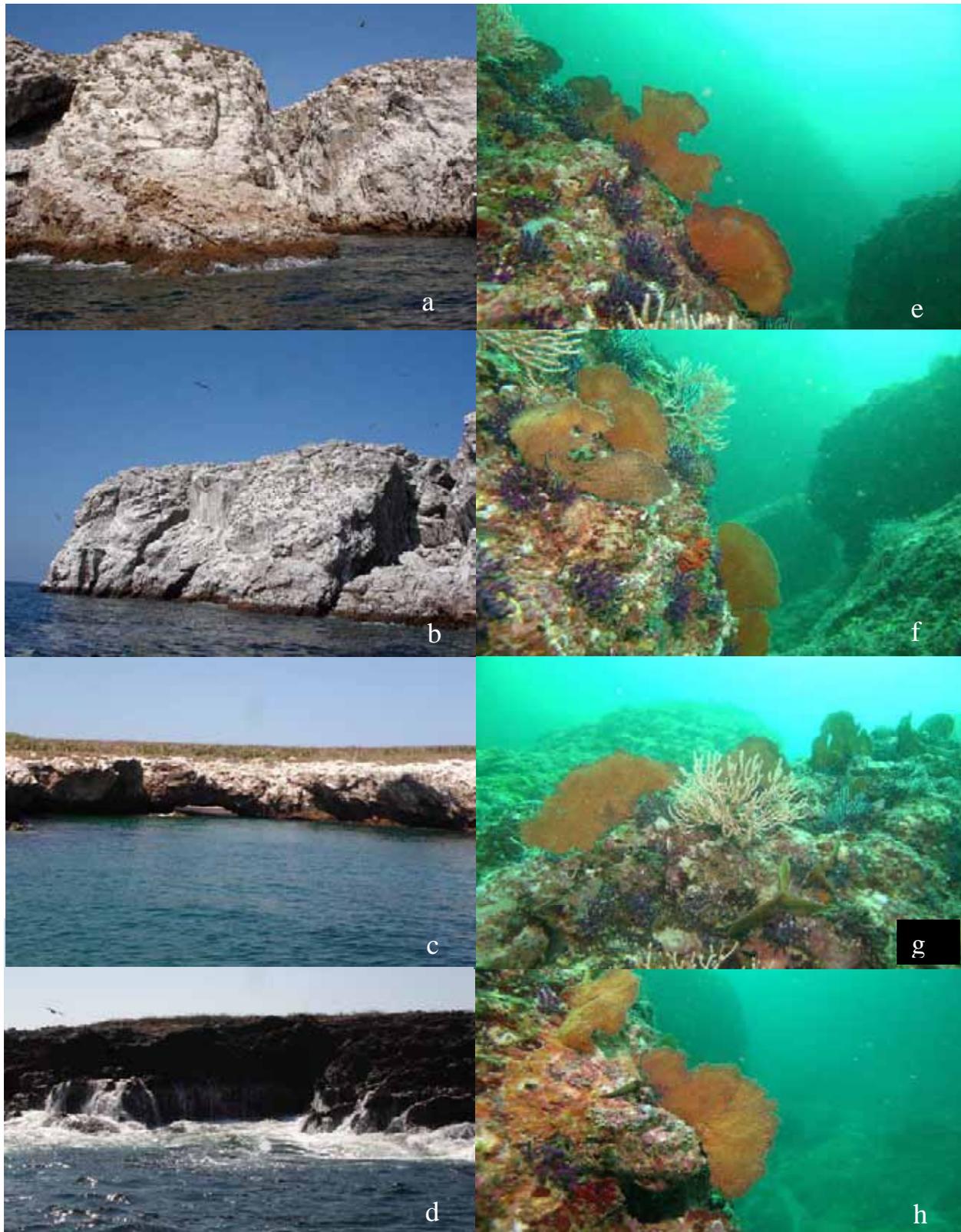


\* Puntos de muestreo

Fig. 4. Localización del área de estudio. Parque Nacional Islas Marietas, Nayarit.



**Fig. 5.** Área de estudio. **a-d.** Isla Larga del Parque Nacional Islas Marietas. **e-h.** Fotos submarinas de colonias de *Pacifigorgia agassizii* en la Isla Larga.



**Fig. 6.** Área de estudio. **a-d.** Isla Redonda del Parque Nacional Islas Marietas. **e-h.** Fotos submarinas de colonias de *Pacifigorgia agassizii* en la Isla Redonda.

La región biogeográfica del Pacífico Oriental Tropical esta delimitada por varios gradientes térmicos de norte a sur, dentro de esta región se han reconocido cuatro provincias biogeográficas: la provincia de Cortéz, Mexicana, de Panamá y Galápagos. Las Islas Marietas se ubican dentro de la provincia biogeográfica Mexicana, esta provincia va desde las costas de Mazatlán, Sinaloa hasta el Istmo de Tehuantepec, Chiapas (Hastings, 2000). Asimismo, las islas se localizan sobre la plataforma continental y sus aguas circundantes no alcanzan profundidades mayores a los 67 m, las aguas adyacentes a las islas se consideran costeras de tipo somero y se encuentran casi totalmente sobre la plataforma continental. Alrededor de ambas islas se presentan profundidades que oscilan entre los 10 y 20 m (Salinas y Bourillón, 1988). El régimen de mareas es del tipo semidiurno mixto, dos pleamares y dos bajamares de diferente amplitud, con un intervalo de mareas de 1.42 m aproximadamente, durante mareas vivas. Tanto en la Isla Larga como en la Redonda el oleaje es más intenso en la parte de sotavento, es decir, en la parte sur y oeste de ambas islas, esto se debe a las corrientes y vientos que producen el oleaje distante predominante. La parte de barlovento de las islas, norte y este, presenta condiciones de oleaje menos intenso y de hecho es la zona más visitada por embarcaciones en ambos casos, por ser zonas con menor oleaje. La temperatura superficial del agua en las Islas Marietas varía de 22.2 °C en abril a 34.4 °C en agosto, el registro más bajo en el agua es de 18 °C a unos 14 m de profundidad y el más alto es de 31 °C a la misma profundidad (CONANP, 2008). No obstante, las temperaturas que se presentan entre los 0 y 20 m de profundidad, son adecuadas para la supervivencia y desarrollo de corales en la región (Carriquiry y Reyes, 1997). La transparencia del agua se ve afectada debido a la presencia de zonas arenosas cercanas a los arrecifes, las cuales son removidas por las corrientes originadas temporalmente por el oleaje, la transparencia promedio del agua obtenida con discos de Sechii varía entre 3.3-6.8 m, siendo el mínimo de 2 m en septiembre y el máximo de 9 m en diciembre. Los registros promedio de los factores

ambientales muestran variaciones importantes, principalmente de temperatura y transparencia del agua (CONANP, 2008). El fondo submarino de las Islas Marietas es de dos tipos, coralino insular y rocoso coralino y se presenta un banco de arena entre las islas y Punta de Mita (Plata y Filonov, 2007). Con respecto a la caracterización química del arrecife existen pocos datos, sin embargo se sabe que el pH y los nitritos se mantienen prácticamente constantes entre los meses de marzo a octubre y se incrementan en noviembre y diciembre. La salinidad se ve ligeramente modificada principalmente por el incremento en el aporte de agua dulce a la bahía por parte de ríos y arroyos, durante la temporada de lluvias. El máximo se observa en diciembre (36.0 ‰) y el mínimo en septiembre (30.2 ‰). Los registros promedio de la salinidad y pH muestran que éstos casi no varían (CONANP, 2008). Asimismo, el arrecife del Parque Nacional es una zona de gran importancia ya que alberga una gran biodiversidad. Cortés (com. pers.) menciona que la composición fitoplanctónica de las Islas Marietas está constituida por 101 taxa, distribuidos en 54 especies de diatomeas, 41 de dinoflagelados, 1 ciliado, 2 silicoflagelados, 2 cianobacterias y 1 fitoflagelada. Serviere-Zaragoza *et al.* (1993) reportan 43 especies de microalgas (7 clorofitas, 10 feofitas y 26 rodofitas). El arrecife alberga también una gran diversidad de invertebrados como la esponja *Aplysina fistularis* Duchassaing & Michelotti, 1864; cnidarios como hidroides, anémonas, corales y gorgónidos. El hidroide más abundante es *Lytocarpus nuttingi* Hargitt, 1927; que coloniza el sustrato rocoso con individuos que alcanzan hasta 30 cm de altura. La anémona de arena *Alicia beebei* Carlgren, 1940 y la anémona excavadora *Pachycerianthus fimbriatus* Mc Murrich, 1910 no son muy abundantes en las islas, se les encuentra principalmente como individuos aislados sobre sustrato arenoso a profundidades mayores de 9 m (Cupul-Magaña *et al.*, 2000).

Cupul-Magaña *et al.* (2000) reportan para la zona 10 especies de corales hermatípicos distribuidas en 4 géneros *Psammocora* Dana, 1846; *Pocillopora* Lamarck, 1818; *Porites* Link,

1807 y *Pavona* Lamarck, 1801 lo cual representa aproximadamente el 76 % de los corales hermatípicos conocidos para Bahía de Banderas, por lo que las Islas Marietas se consideran el sitio con mayor diversidad para este grupo dentro de la bahía. Los autores registran también dos especies de corales ahermatípicos (*Tubastrea coccinea* Lesson, 1829 y *Astrangia equatorialis* Durham y Barnard, 1952). Otro grupo representativo es el de los octocorales o abanicos de mar, entre los más comunes para las islas están los gorgónidos *Muricea hebes* Verrill, 1864 y los abanicos de mar del género *Pacifigorgia*, *Leptogorgia* y *Eugorgia*. Las especies someras que pueden ocurrir hasta los 10 m de profundidad son *Leptogorgia rigida* Verrill, 1868; *Leptogorgia ramulus* Edwards & Haime, 1857 y *Pacifigorgia agassizii* y la más profunda entre los 10-20 m es *Muricea hebes* (Sánchez, com. pers.). Los corales se encuentran distribuidos principalmente en la parte este de las islas y en algunas caletas de la parte oeste de la Isla Larga, la cual presenta mayor riqueza de corales pétreos que la Redonda. Las comunidades de *Pavona gigantea* Verrill, 1869 se distribuyen en el lado este de ambas islas, con agrupaciones de mayor tamaño en la Isla Redonda; es la especie que se encuentra a mayor profundidad, colonizando paredes de cuevas y entradas de túneles entre los 7 y 11 m de profundidad, construyen colonias de diversas formas y tamaños. *Porites* y *Psammocora* se distribuyen a lo largo del perfil de profundidad y forman colonias pequeñas, incrustantes y nodulares en el caso de *Porites*. De los corales pétreos, *Porites panamensis* Verrill, 1866 es la especie con mayor número de colonias y también se distribuye en las dos islas. Las colonias de *Tubastrea coccinea* o coral de copa naranja, abundan en las cuevas de la Isla Redonda principalmente y *Astrangia* Edwards & Haime, 1848 en grietas y paredes rocosas.

En el arrecife también se presentan diferentes especies de bivalvos, gasterópodos y poliplacóforos; la comunidad de moluscos de las Islas Marietas comparte algunas especies con otros arrecifes del Pacífico, como en Jalisco, Colima, Guerrero, Oaxaca y Costa Rica. Doce

especies de bivalvos, 43 de gasterópodos y 2 de polioplacóforos se han reportado asociadas a distintos sustratos del sistema coralino de las islas, algunas de estas especies son *Lithophaga rogersi* S.S. Berry, 1957; *L. aristata* Dillwyn, 1817; *Gastrochaena truncata* Sowerby, 1834; *Fissurella microtrema* Sowerby, 1835; *Cerithium maculosum* Kiener, 1841; *Hipponix panamensis* Adams, 1852; *Quoyula madreporarum* Sowerby, 1832; *Q. monodonta* Blainville 1832; y *Thais kioskiformis* Duclos, 1832 (CONANP, 2008). También, se tienen datos acerca de opistobranquios, equinodermos y peces, recientemente, Hermosillo (2006) reportó para las Islas Marietas 59 especies de opistobranquios, distribuidas en 5 ordenes, 4 subórdenes y 25 familias. Con respecto a los equinodermos, Nepote (1998) registró 11 especies de holoturidos tales como: *Pattalus mollis* Selenka, 1868; *Chiridota rigida* Semper, 1868. El total de especies de holoturidos identificadas para la Bahía de Banderas es de 15, por lo que la localidad de las Islas Marietas es la que tiene mayor riqueza de especies en la bahía. Chávez *et al.* (2000) realizaron un estudio preliminar de asteroideos y equinoideos en las Islas Marietas y registraron cuatro especies de asteroideos (*Pharia pyramidatus* Gray, 1840; *Phataria unifascialis* Gray, 1841; *Acanthaster planci* Linnaeus, 1758 y *Mythrodia bradleyi* Verrill, 1869) y seis especies de erizos (*Astropyga pulvinata* Lamarck, 1816; *Diadema mexicanum* Agassiz, 1863; *Toxopneustes roseus* Agassiz, 1863; *Tripneustes depressus* Agassiz, 1863; *Echinometra vanbrunti* Agassiz, 1863 y *Eucidaris thoursii* Valenciennes, 1846), las especies más comunes en la zona son *Phataria unifascialis* y *Diadema mexicanum*. La diversidad de asteroideos y equinoideos presente en las Islas Marietas corresponde al 3.4 % y 5.9 % respectivamente, del total de especies descritas para México (Solís *et al.*, 1993).

Los peces de arrecife en las Islas Marietas presentan la mayor diversidad en Bahía de Banderas. Cupul-Magaña *et al.* (2000) registraron 115 especies, las familias con más representantes en las islas son Labridae, Pomacentridae, Carangidae y Muraenidae.

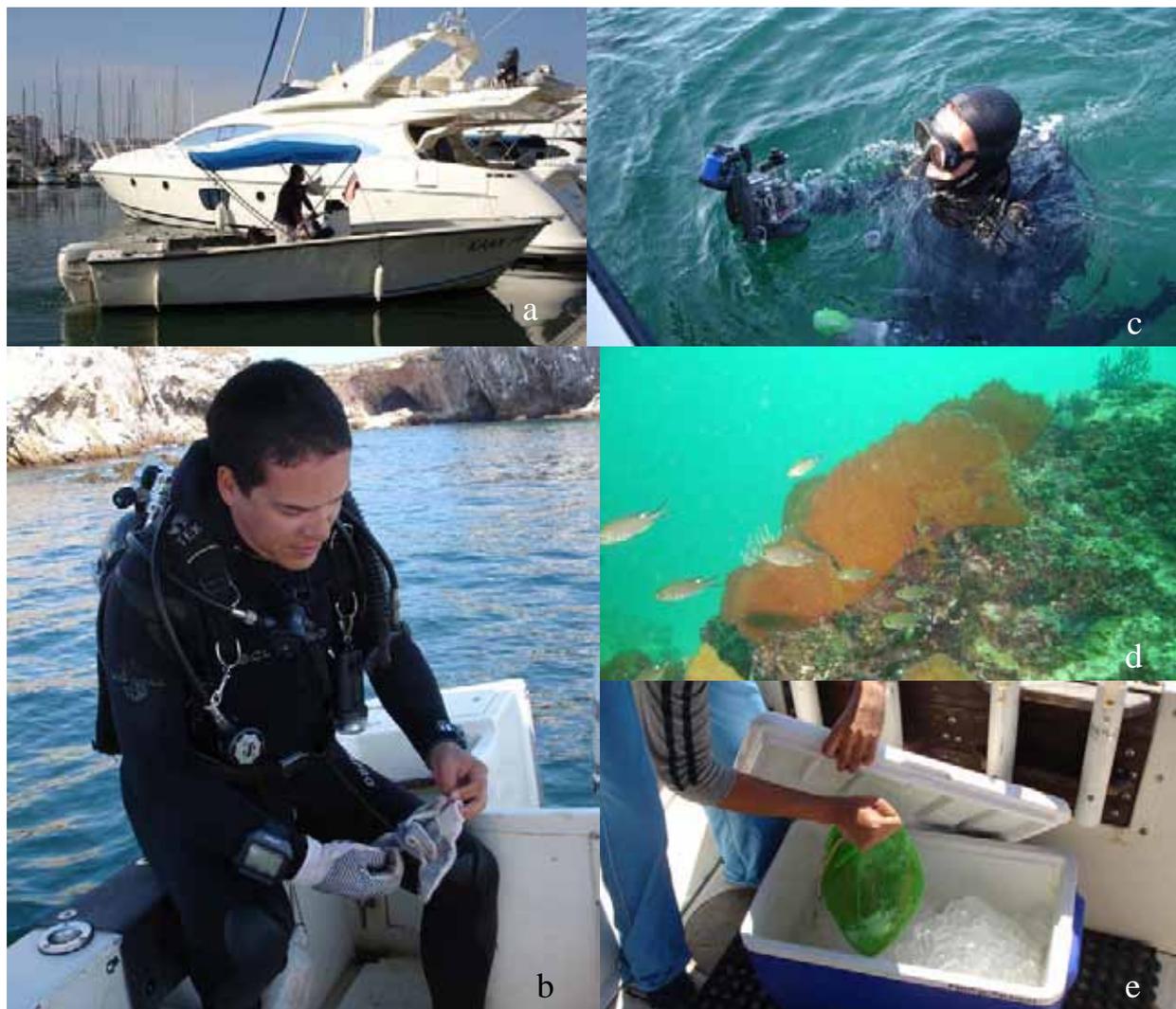
## 4.2 Muestreo

Se llevaron a cabo dos muestreos uno en invierno (febrero 2006) y otro en verano (septiembre 2006). Se siguió el método modificado de Morrison-Gardiner (2002). En el área de estudio se ubicaron dos puntos de muestreo al azar uno localizado en la Isla Redonda y otro localizado en la Isla Larga. En cada uno de estos puntos se extrajeron 4 submuestras del gorgónido *Pacifigorgia agassizii* a diferentes profundidades (Tabla II), las cuales se colocaron en cuatro bolsas Ziploc® estériles. Las bolsas con las submuestras se colocaron en una hielera a aproximadamente 4 °C para su transportación al laboratorio del Centro Universitario de la Costa de la Universidad de Guadalajara (CUC-UDG) (Fig. 7). Se tomaron los datos de la temperatura del agua y la profundidad a la que se colectó cada colonia de coral.

Tabla II. Profundidades de las diferentes colonias extraídas de *P. agassizii* en el arrecife rocoso del Parque Nacional Islas Marietas.

		Profundidades (m)	
		Invierno	Verano
<b>Isla Larga</b>	SM1	8.22	9.14
	SM2	7.62	8.22
	SM3	7.01	12.80
	SM4	7.62	14.02
<b>Isla Redonda</b>	SM1	10.97	11.22
	SM2	14.93	14.02
	SM3	13.10	15.24
	SM4	15.84	12.19

**SM:** Submuestra de *P. agassizii*



**Fig. 7. Muestreo.** a. Embarcación en Puerto Vallarta. b-c. M. en C. Pedro Medina preparándose para extraer las submuestras de *P. agassizii*. d. Colonias de *P. agassizii*. e. Submuestras en hielera para su transportación al laboratorio del CUC-UDG.

### 4.3 Procesamiento de las submuestras

En el laboratorio del CUC-UDG las cuatro submuestras de *P. agassizii* extraídas de la Isla Larga y las cuatro submuestras extraídas de la Isla Redonda se procesaron de la siguiente manera. Cada submuestra se cortó con tijeras estériles y se obtuvieron 120 fragmentos de aproximadamente 0.5 cm<sup>2</sup> del tejido del gorgónido, es decir, de las ocho submuestras de ambas islas se obtuvieron en total 960 fragmentos o inóculos (480 inóculos de la Isla Redonda y 480 inóculos de la Islas

Larga). Los fragmentos de coral se desinfectaron superficialmente con alcohol, una solución de hipoclorito de sodio al 0.06 % y agua destilada estéril (Morrison-Gardiner, 2002) y sobre la superficie de 15 cajas de Petri con medio de cultivo agar harina de maíz (AHMM) y 15 cajas de Petri con medio de cultivo agar papa dextrosa (APDM) adicionados con agua de mar artificial y antibióticos, se colocaron 4 inóculos separados del tejido del coral (Fig. 8). Se utilizaron dos medios de cultivo con diferentes concentraciones de nutrimentos (AHMM con baja concentración y APDM con alta concentración) para obtener la mayor riqueza de hongos. El medio de cultivo AHMM tiene la siguiente formulación: harina de maíz agar (Becton Dickson BBL, USA) 17 g; agua de mar artificial (Instant Ocean® Aquarium Systems, USA) 35.79 g; aforar a un litro con agua destilada; antibióticos: estreptomina 1.2 mL, penicilina 2 mL, cloramfenicol 5 mL por cada litro de medio de cultivo. El medio de cultivo APDM presenta la siguiente formulación: papas 200 g; agar (BD Bioxon®, México) 20 g, dextrosa (JT Baker®, México) 15 g; aforar a un litro con agua destilada y adicionar la misma cantidad de antibióticos antes mencionada.

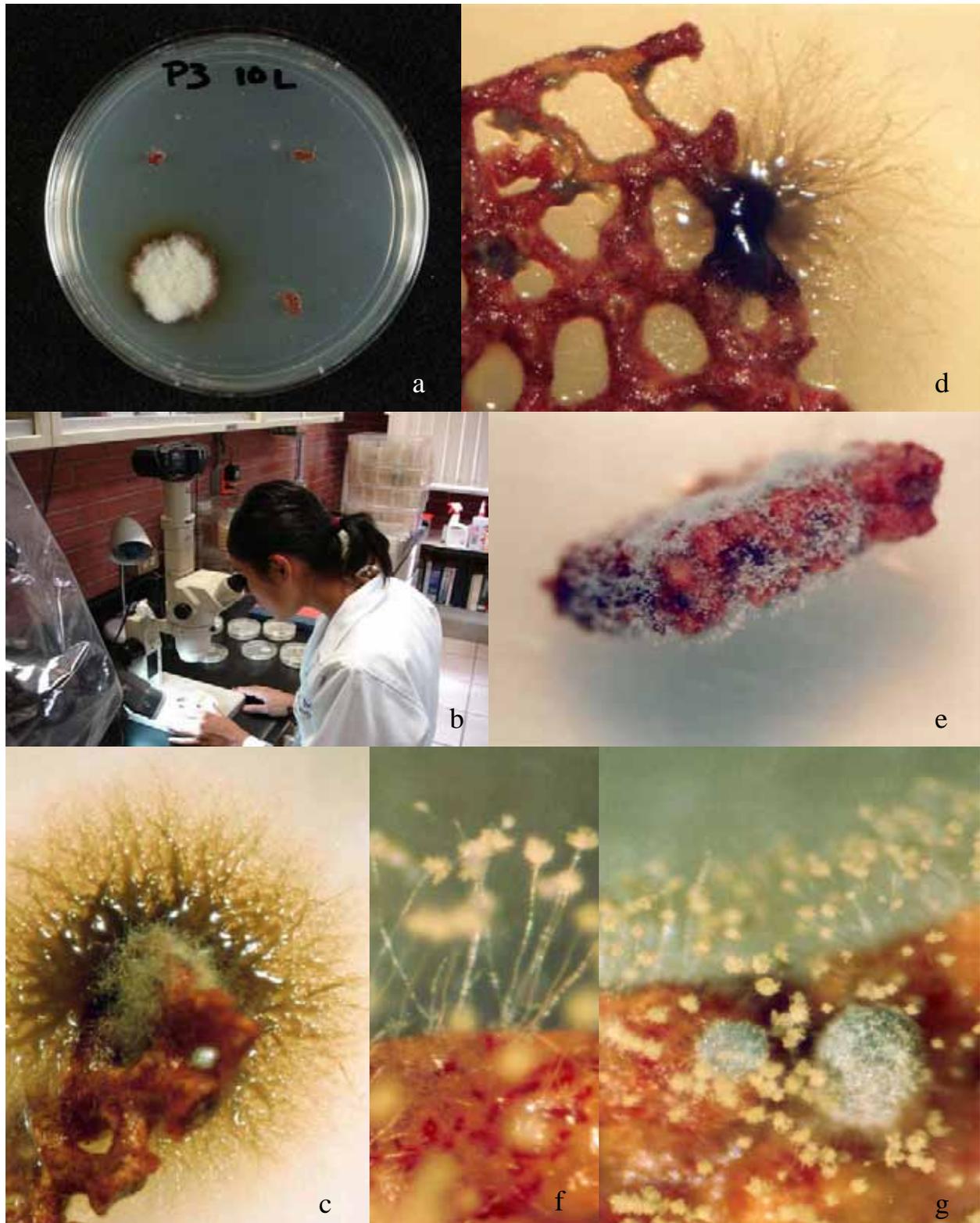
Todas las cajas inoculadas con los fragmentos de *P. agassizii* se sellaron y empaquetaron para su transportación al laboratorio C-121 del Instituto de Biología, UNAM.



**Fig. 8. Procesamiento de las submuestras en el laboratorio. a.** Submuestras extraídas del arrecife rocoso en bolsas Ziploc® estériles. **b.** Colonia de coral cortada en fragmentos de aproximadamente 0.5 cm<sup>2</sup>. **c.** Desinfección superficial de los fragmentos de coral con alcohol, hipoclorito de sodio al 0.06 % y agua destilada estéril. **d.** Caja de Petri inoculada con 4 fragmentos de la submuestra del coral. **e-f.** Material procesado.

#### **4.4 Obtención y aislamiento de los hongos**

En el laboratorio de Micromicetes C-121 del Instituto de Biología de la UNAM, las 240 cajas inoculadas con el tejido del coral (120 cajas de la Isla Larga y 120 cajas de la Isla Redonda) se incubaron a temperatura ambiente durante 5 semanas. Las cajas se revisaron de 3 a 4 veces por semana para ubicar el crecimiento fúngico (Fig. 9) y se tomaron los datos de incidencia de las diferentes colonias de hongos. Una vez ubicadas las colonias, aquellas con diferente morfología se transfirieron a cajas de Petri con medio de cultivo agar jugo de ocho verduras adicionado con agua de mar artificial (AV8M), el cual tiene la siguiente formulación: agar (BD Bioxon®) 20 g; carbonato de calcio (JT Baker®, USA) 2 g; jugo V8 180 mL; agua de mar artificial (Instant Ocean® Aquarium Systems) 35.79 g; aforar a un litro con agua destilada. Una vez separadas todas las colonias fúngicas, se transfirieron a tubos de cultivo con medio AV8M, cada tubo se rotuló con la fecha de elaboración, clave del hongo, isla, época del año y medio de cultivo del cual se aisló.



**Fig. 9. Obtención y aislamiento de los hongos.** a. Colonia fúngica creciendo del tejido de *P. agassizii* en caja de Petri. b. Revisión periódica de las cajas de Petri para localizar crecimiento fúngico. c-g. Hongos creciendo de los fragmentos del tejido de *P. agassizii*. e.  $\times 10$ . f.  $\times 40$ . g.  $\times 20$ .

#### 4.5 Identificación de los hongos

Una vez obtenidos y separados todos los hongos en cultivo puro, se agruparon con base en la morfología de la colonia (color, textura, velocidad de crecimiento). Posteriormente se separaron por las características morfológicas microscópicas de las estructuras reproductivas y se procedió con la identificación taxonómica. Para la identificación a nivel de género se siguieron claves generales como Kohlmeyer y Kohlmeyer (1979), Kohlmeyer y Volkamm-Kohlmeyer (1991), Barnett y Hunter (1998), Hoog (1998), Hyde y Sarma (2000), Sarma y Hyde (2000). Para nivel de especie se siguieron claves especializadas; para el género *Aspergillus* Raper y Fennell (1965) y Klich (2002); para *Penicillium* Pitt (1973, 1974, 1979); *Fusarium* Link ex Fr. Booth (1971); *Cladosporium* Ho (1999) y para otras especies Domsch *et al.* (1993) por mencionar algunas. El medio de cultivo utilizado para la identificación a nivel de género fue agar papa dextrosa (APD), el cual se preparó en 1 L de agua destilada como sigue: papa 200 g, agar (BD Bioxon®) 20 g, dextrosa (JT Baker®) 15 g. Los hongos se sembraron en este medio y se incubaron durante 10 días a temperatura ambiente, al cabo de estos días se tomaron los datos macroscópicos y microscópicos, una vez identificados los diferentes hongos aislados de *P. agassizii* a nivel de género se procedió con la identificación a nivel de especie para lo cual se siguieron las metodologías específicas para cada género.

**Datos macroscópicos.** Se prepararon medios de cultivo específicos para la identificación de las especies y las cajas de Petri se inocularon a partir de suspensiones de esporas, las cajas se incubaron a la temperatura y a los días marcados en las claves y las colonias se fotografiaron con una cámara digital Rebel/EOS 300D. El examen y la toma de datos se hace rigurosamente a los días que marcan las claves, se midió el diámetro de las colonias, se tomó el color con base en la guía de colores Methuen (Kornerup y Wanscher, 1978), asimismo se tomaron los datos de forma, textura y presencia o ausencia de exudado.

**Datos microscópicos.** Para llevar a cabo las observaciones de las estructuras microscópicas de los hongos, se elaboraron preparaciones en agua, alcohol polivinílico y azul de algodón en ácido láctico, asimismo se hicieron microcultivos para llevar a cabo las mediciones de las estructuras fúngicas en el microscopio de contraste de fases. Las fotomicrografías de los conidióforos y ascosporas se tomaron con un microscopio Olympus SZ-PT 60 con cámara fotográfica acoplada Olympus SC-35. Para los aislados de *Aspergillus*, *Penicillium* y *Emericella* se tomaron además fotomicrografías en el microscopio electrónico de barrido Hitachi S-2460N, con cámara modelo Pentax Z-10; para lo cual una pequeña porción del hongo se colocó en un portamuestras con película adhesiva y se cubrieron con una capa de oro de 20 nm de grosor con una ionizadora Emitech K-550.

**Conservación de los hongos.** Para conservar los hongos obtenidos en ambos muestreos se transfirieron a tubos grandes con medio de cultivo AV8M y se etiquetaron con los siguientes datos: identidad del hongo, fecha de aislamiento, fecha de elaboración del tubo, medio en el cual se encuentra, localidad, colector, persona que identificó y clave de la base de datos. Los hongos se depositaron en la Colección de Hongos del Herbario Nacional de México (MEXU).

#### 4.6 Controles de la investigación

Como parte de la metodología se llevó a cabo un control negativo y un control positivo en las dos épocas y en los dos puntos de muestreo.

**Control negativo.** El control negativo demuestra la esterilidad del material utilizado y del proceso al no obtener crecimiento de ningún hongo al final del proceso. Para llevar a cabo el control negativo, en el laboratorio se prepararon dos tubos de cultivo con 10 mL de agua destilada estéril, éstos se transportaron a los puntos de muestreo (Isla Larga, Isla Redonda) y se vertió el agua destilada estéril en una bolsa Ziploc® estéril con varios pedazos de papel filtro

---

---

Whatman No. 1 de aproximadamente 0.5 cm<sup>2</sup>. Las dos bolsas del control negativo se colocaron en la misma hielera junto con las demás submuestras de *P. agassizii* para su transportación al laboratorio. En el laboratorio del CUC-UDG, el control negativo se procesó bajo condiciones estériles, cuatro pedazos de papel filtro embebidos con el agua destilada estéril, se colocaron sobre la superficie de 5 cajas de Petri con medio de cultivo AHMM y antibióticos y sobre la superficie de 5 cajas de Petri con medio de cultivo APDM y antibióticos. Las 20 cajas del control negativo (10 cajas de la Isla Larga y 10 cajas de la Isla Redonda) se transportaron al laboratorio de Micromicetes C-121 del Instituto de Biología, UNAM y se incubaron a temperatura ambiente durante 5 semanas, una vez transcurrido este tiempo las cajas se fotografiaron. Al final del proceso en los pedazos de papel filtro no tiene que presentarse crecimiento fúngico, lo que demuestra que el material utilizado y las condiciones del procesamiento fueron estériles y adecuadas; también el control negativo demuestra que los hongos que se obtendrán realmente provienen del tejido del coral y no son hongos aislados del aire del laboratorio o producto de una contaminación.

**Control positivo.** Para llevar a cabo el control positivo, en el laboratorio se prepararon dos tubos de cultivo con 10 mL de caldo de extracto de malta cada uno, los tubos se inocularon con *Aspergillus versicolor*, este hongo se aisló en el trabajo de licenciatura de un punto de muestreo de la Isla Redonda (Medina, 2005). En ambos puntos de muestreo el cultivo líquido de *A. versicolor* se vertió sobre los pedazos de papel filtro contenidos en las bolsas Ziploc® estériles. Las dos bolsas del control positivo se transportaron al laboratorio en la misma hielera que las bolsas del control negativo y las submuestras del coral. En el laboratorio del CUC-UDG, el control positivo se procesó de la misma manera que el control negativo y que las submuestras. Cuatro pedazos de papel filtro inoculados con *A. versicolor* se colocaron sobre la superficie de 5 cajas de Petri con medio de cultivo AHMM y sobre la superficie de 5 cajas de Petri con medio de

cultivo APDM; ambos medios de cultivo contenían la misma concentración de antibióticos que las cajas en donde se inocularon los fragmentos del tejido del coral. Las 20 cajas del control positivo se transportaron al laboratorio de Micromicetes C-121 del Instituto de Biología, UNAM donde se incubaron a temperatura ambiente durante 5 semanas, transcurrido este tiempo todas las cajas del control positivo se fotografiaron. Al final del proceso en las 20 cajas únicamente se tendrá que presentar el crecimiento de *A. versicolor*, lo que demuestra la eficiencia del método para recuperar al hongo al final del proceso.

## **4.7 Análisis de datos**

### **4.7.1 Abundancia por frecuencia**

La abundancia relativa de cada especie se expresó como el número de veces de aparición de la especie entre la frecuencia total de las submuestras. Para comparar las frecuencias de los hongos y para enfatizar los hongos dominantes y los raros, la abundancia relativa de cada especie se presentó en orden descendente para cada isla y época (Bills y Polishook, 1994; Cai *et al.*, 2006). La abundancia relativa de cada hongo se obtuvo de la siguiente manera:

$$\frac{\text{Número de veces de aparición de la especie}}{\text{Frecuencia total}} \times 100$$

La delimitación entre las especies dominantes, sub-dominantes, comunes y raras se hizo con base en estudios de diversidad y abundancia de hongos microscópicos; llevados a cabo por Hyde (1986), González y Herrera (1995), González *et al.* (1998), Prasannarai y Sridhar (2001), Cai *et al.* (2006) y Figueira y Barata (2007).

#### 4.7.2 Índice de diversidad de Shannon

El índice de Shannon ( $H'$ ) es uno de los más utilizados en estudios acerca de la diversidad; este índice se considera un estimador heterogéneo debido a que toma en cuenta también el grado de equiparabilidad en las abundancias de las especies. El índice asume que los individuos son muestreados al azar en una comunidad relativamente grande (Pielou, 1975) y que todas las especies son representadas en la muestra. La máxima diversidad ( $H_{\max}$ ) que se puede encontrar en una comunidad se presentaría en una situación en donde todas las especies tuvieran las mismas abundancias relativas, en otras palabras si  $H' = H_{\max} = \ln S$  (Magurran, 2004). El ratio de diversidad observada para una diversidad máxima es usado como una medida de equiparabilidad ( $J'$ ) (Pielou, 1969, 1975):

$$J' = H' / H_{\max} = H' / \ln S$$

El índice de diversidad de Shannon se calculó para evaluar la diversidad y la equiparabilidad de las comunidades fúngicas en la Isla Larga, la Isla Redonda y en la época de invierno y verano.

$$H' = -\sum_{i=1}^S (p_i) (\log_2 p_i)$$

donde:

$H'$  = índice de diversidad de Shannon

$S$  = número de especies

$p_i$  = proporción total de la muestra que corresponde a la especie  $i$

Con base en lo anterior tenemos que los valores calculados de diversidad tienen dos componentes

1) la riqueza de especies, es decir el número de especies en la comunidad y 2) la uniformidad de

las especies o equiparabilidad, que se refiere a como están distribuidas las abundancias entre las especies (Ludwig y Reynolds, 1988). Los valores del índice de Shannon caen dentro del rango 1.5 -3.5 y rara vez sobrepasa el valor de 4 (Magurran, 2004).

#### 4.7.3 Índice de similitud de Sørensen

Para comparar la similitud en la composición de especies entre la Isla Larga y la Isla Redonda y entre la época de invierno y verano se aplicó el índice de similitud de Sørensen ( $S'$ ), este índice fue propuesto por Sørensen (1948), y es uno de los más efectivos y utilizados en las mediciones de similitud y esta basado únicamente en la presencia/ausencia de las especies; se utiliza para cuantificar desde la disimilitud total hasta la semejanza completa, respectivamente (Southwood y Henderson, 2000).

$$S = \frac{2c}{a + b} \times 100$$

donde:

S= Índice de similitud de Sørensen, límites de 0 a 100

c= Número de especies comunes para ambos puntos de recolección

a= Número de especies de un punto de recolección

b= Número de especies de otro punto de recolección

Una de las grandes ventajas de este índice es que puede ser fácilmente calculado e interpretado. Cuando el índice se acerca a 100 es por que los puntos muestreados son similares (Magurran, 2004).

#### **4.7.4 Análisis de varianza (ANOVA)**

Para determinar si hubo diferencias entre la abundancia de los hongos aislados entre ambas islas y entre la época de invierno y verano se aplicó un ANOVA de dos vías. El factor 1 fueron los sitios (Isla Larga e Isla Redonda) y el factor 2 fueron las estaciones (invierno y verano). La variable respuesta fue la abundancia. El análisis de varianza (ANOVA) es una técnica estadística para determinar si la diferencia observada entre tres o más medidas muestrales se puede atribuir al azar o si en realidad la diferencia es estadísticamente significativa (Daniel, 2002).

#### **4.7.5 Regresión lineal**

Para probar si existe un efecto de la profundidad sobre la diversidad de los hongos se aplicó una regresión lineal:

$$y (D) = a + b x (P)$$

#### **4.7.6 Curvas de acumulación de especies**

Las curvas de acumulación de especies son estimadores de la riqueza de especies, estas curvas, muestran el número acumulativo de especies registradas (S) como función del esfuerzo de muestreo (n). El esfuerzo puede ser el número de individuos colectados o bien otra medida como el número acumulativo de muestras o el tiempo de muestreo (Colwell y Coddington, 1994), en el caso de esta investigación el esfuerzo de colecta fueron los 1920 fragmentos del coral. Con el objetivo de examinar el tamaño de muestra definido en este estudio, se llevaron a cabo curvas de acumulación de especies en donde se graficó el número de especies en función del número de inóculos.

---

---

## 5 RESULTADOS

### 5.1 Micobiota asociada a *Pacifigorgia agassizii*

Como resultado del muestreo en el arrecife de las Islas Marietas durante la época de invierno y verano se obtuvieron 35 hongos diferentes a partir de 1920 inóculos o fragmentos de coral (17 ascomicetes anamórficos, 2 ascomicetes y 16 micelios estériles). Los hongos obtenidos en ambos muestreos fueron los siguientes: *Acremonium* sp., *Aspergillus* sp., *A. candidus*, *A. niger*, *A. oryzae*, *A. terreus*, *A. versicolor*, *Aureobasidium pullulans*, *Cladosporium* sp., *C. algarum*, *C. herbarum*, *Cylindrocarpon* sp. Morgan, *Emericella* sp., *Emericella varicolor*, *Monocillium* sp. Saksena, *Paecilomyces* sp. Bain, *Penicillium citrinum*, *Scopulariopsis* sp., *Stachyobotrys nephrospora* (Tabla III) y 16 hongos que desarrollaron únicamente micelio estéril. Se registran por primera vez en México de un arrecife rocoso las siguientes especies: *Aspergillus candidus*, *A. niger*, *A. oryzae*, *Aureobasidium pullulans*, *Cladosporium algarum*, *C. herbarum*, *Cylindrocarpon* sp., *Emericella varicolor*, *Monocillium* sp., *Paecilomyces* sp., *Scopulariopsis* sp. Bain y *Stachyobotrys nephrospora*. A continuación se describen e ilustran los hongos aislados de *P. agassizii*.

Tabla III. Clasificación sistemática de los ascomicetes anamórficos aislados de *Pacifigorgia agassizii* en el arrecife del Parque Nacional Islas Marietas

Phylum	Ascomycota	
	<b>Clase</b>	<b>Eurotiomycetes</b>
	Orden	Eurotiales
		Familia Trichocomaceae
		Género <i>Aspergillus</i>
		<i>Aspergillus candidus</i>
		<i>Aspergillus niger</i>
		<i>Aspergillus oryzae</i>
		<i>Aspergillus terreus</i>
		<i>Aspergillus versicolor</i>
		<i>Aspergillus</i> sp
		Género <i>Emericella</i>
		<i>Emericella varicolor</i>
		<i>Emericella</i> sp.
		Género <i>Paecilomyces</i>
		<i>Paecilomyces</i> sp.
		Género <i>Penicillium</i>
		<i>Penicillium citrinum</i>
	<b>Clase</b>	<b>Dothideomycetes</b>
	Orden	Dothideales
		Familia Dothioraceae
		Género <i>Aureobasidium</i>
		<i>Aureobasidium pullulans</i>
	Orden	Capnodiales
		Familia Mycosphaerellaceae
		Género <i>Cladosporium</i>
		<i>Cladosporium algarum</i>
		<i>Cladosporium herbarum</i>
		<i>Cladosporium</i> sp.
	<b>Clase</b>	<b>Sordariomycetes</b>
	Orden	Chaetosphaeriales
		Familia Chaetosphaeriaceae,
		Género <i>Stachybotrys</i>
		<i>Stachybotrys</i> sp.
	Orden	Hypocreales
		Familia Nectriaceae
		Género <i>Cylindrocarpon</i>
		<i>Cylindrocarpon</i> sp.
		Familia Niessliaceae
		Género <i>Monocillium</i>
		<i>Monocillium</i> sp.
		Familia Incertae sedis
		Género <i>Acremonium</i>
		<i>Acremonium</i> sp.
	Orden	Microascales
		Familia Microascaceae
		Género <i>Scopulariopsis</i>
		<i>Scopulariopsis</i> sp.

---

---

## Descripciones de los hongos

### *Acremonium* sp.

**Diámetro de las colonias** a los 7 días en mm: **CYA25** 25-26; **AEM** 18-19. **Color de las colonias:** **CYA25** crema (4A3); **AEM** blanco. **Características microscópicas:** Conidios se originan a partir de fiálides, son de una sola célula, se agrupan en cadenas y presentan un crecimiento basípeto (Fig. 10).

### *Aspergillus* sp.

**Diámetro de las colonias** a los 7 días en mm: **CYA25** 57-60; **AEM** 50-55; **CYA37** 7-12; **CY20S** 65. **Colores de las colonias:** **CYA25** centro (3A2), orilla blanca (3A1); **AEM** amarillo pálido (2A2); **CYA37** canela (6D4); **CY20S** amarillo pálido (2A3). **Características microscópicas:** conidióforos  $347 \times 9.3 \mu\text{m}$ ; pie con textura rugosa, con pigmentación amarilla; biseriado, vesícula globosa  $33.2 \mu\text{m}$ , conidiosporas globosas a subglobosas  $2-3 \mu\text{m}$  (Fig. 11).

*Aspergillus candidus* Link Ges. Natura. Freunde Mag. Nevesten Entdeck. Gesamten Natura. 3:16. 1809.

**Diámetro de las colonias** a los 7 días en mm: **CYA25** 27-28; **AEM** 30-31; **CYA37** no hubo crecimiento; **CY20S** 33-39. **Colores de las colonias:** **CYA25** centro amarillo pálido (2A3) orilla blanco satín (2A1); **AEM** centro amarillo pálido (3A3) parte media de la colonia amarillo pastel (2A4) orilla pálido (2A2); **CY20S** colonia blanco satín (2A1) con círculos blanco amarillento (2A2). **Características microscópicas:** cabezas conidiales radiadas, pie liso o finamente rugoso, hialino; vesículas globosas, conidiosporas globosas a ligeramente ovoides  $3-4 \mu\text{m}$  (Fig. 12).

---

### Medios de cultivo y temperatura para la identificación de especies de *Acremonium*

**CYA25:** Medio de cultivo agar Czapek, las colonias se incuban a  $25^\circ\text{C}$

**AEM:** Medio de cultivo agar extracto de malta, las colonias se incuban a  $25^\circ\text{C}$

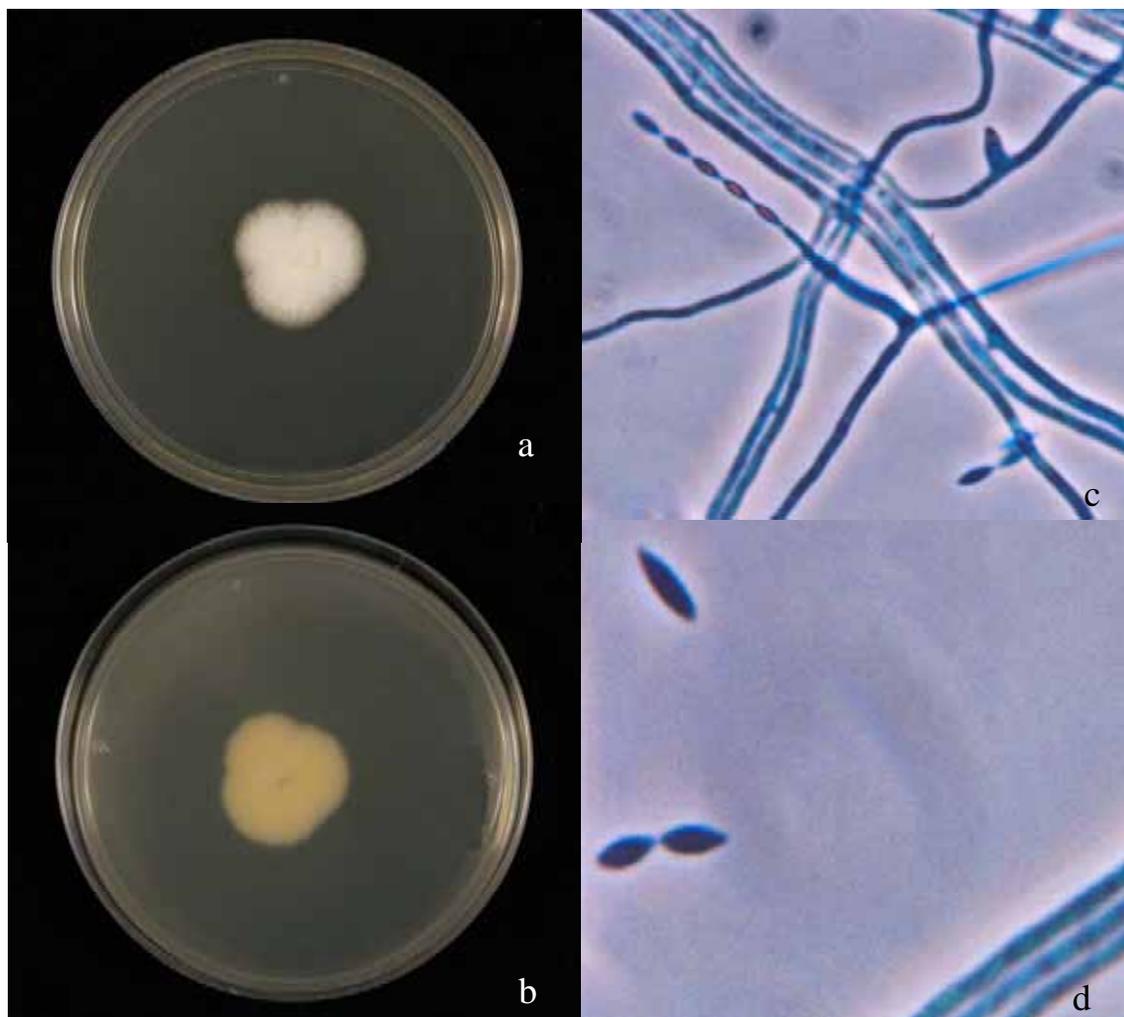
### Medios de cultivo y temperatura específicos para la identificación de especies de *Aspergillus*

**CYA25:** Medio de cultivo agar Czapek, las colonias se incuban a  $25^\circ\text{C}$

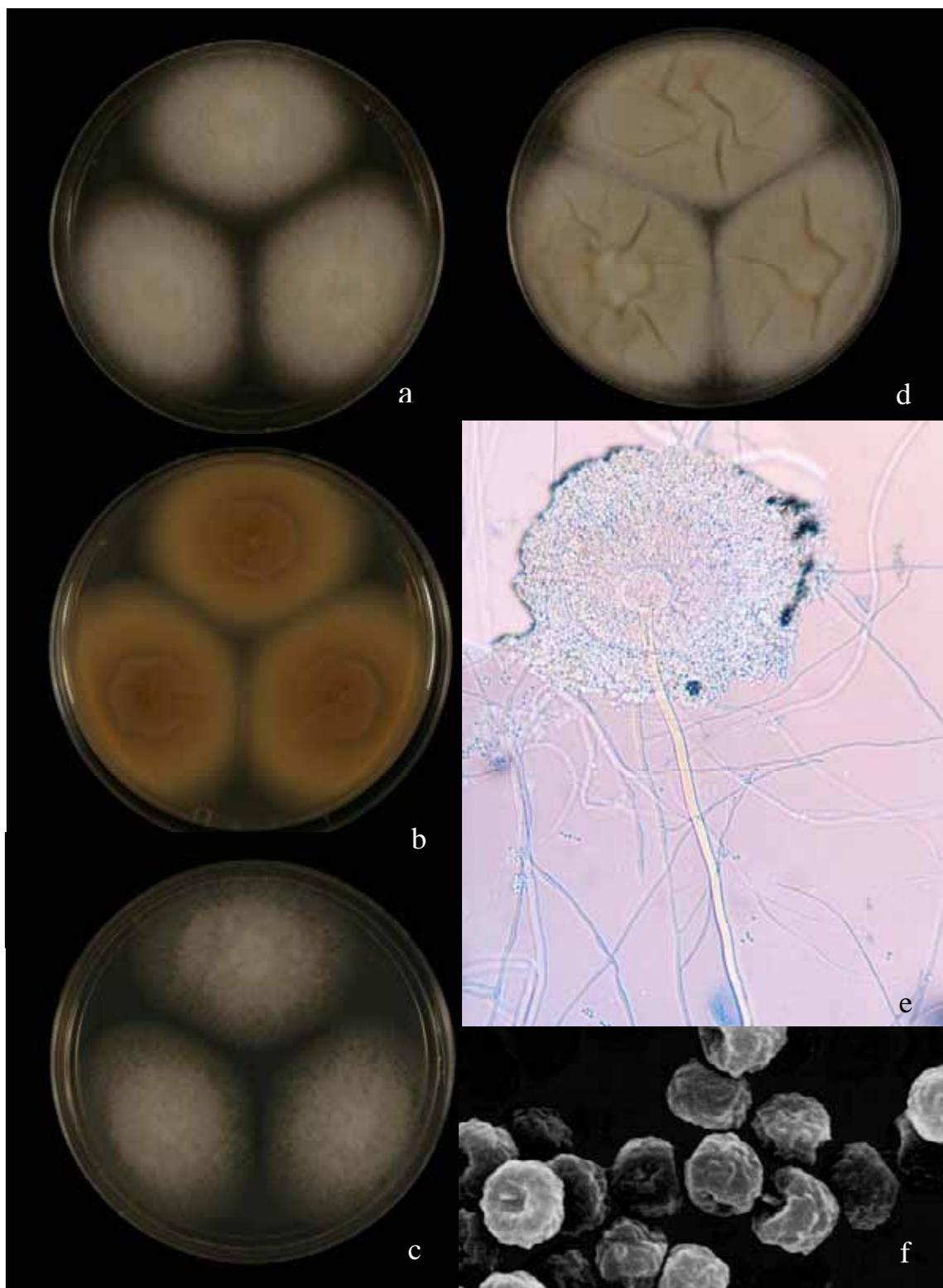
**AEM:** Medio de cultivo agar extracto de malta, las colonias se incuban a  $25^\circ\text{C}$

**CYA37:** Medio de cultivo agar Czapek, las colonias se incuban a  $37^\circ\text{C}$

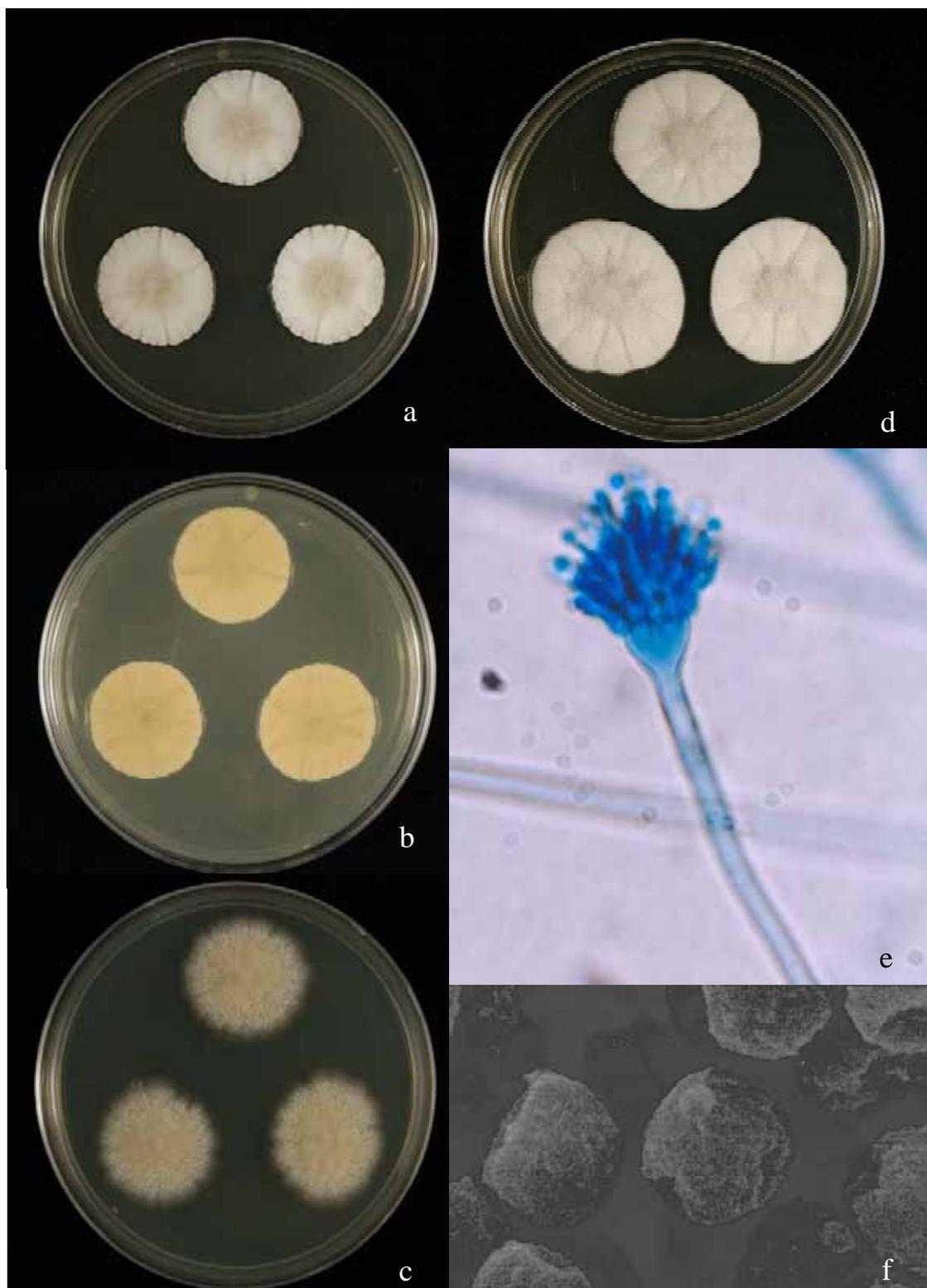
**CY20S:** Medio de cultivo agar Czapek extracto de levadura con 20 % de sacarosa, las colonias se incuban a  $25^\circ\text{C}$



**Fig. 10.** *Acremonium* sp. Colonia cultivada a 25 °C durante 7 días en la oscuridad. **a.** Colonia cultivada en agar extracto de malta  $\times 0.7$ . **b.** Reverso de la colonia cultivada en agar extracto de malta  $\times 0.7$ . **c.** Conidióforo teñido con azul de algodón en ácido láctico  $\times 750$ . **d.** Conidiosporas teñidas con azul de algodón en ácido láctico  $\times 1\ 000$ .



**Fig. 11.** *Aspergillus* sp. Colonias cultivadas a 25 °C durante 7 días en la oscuridad. **a.** Colonias en agar Czapek  $\times 0.7$ . **b.** Reverso de las colonias en agar Czapek  $\times 0.7$ . **c.** Colonias en agar extracto de malta  $\times 0.7$ . **d.** Colonias en agar Czapek extracto de levadura con 20 % de sacarosa  $\times 0.7$ . **e.** Conidióforo teñido con azul de algodón en ácido láctico, el pie del conidióforo presenta pigmentación amarilla  $\times 530$ . **f.** Conidiosporas rugosas con microscopía electrónica de barrido  $\times 5\ 200$ .



**Fig. 12.** *Aspergillus candidus*. Colonias cultivadas a 25 °C durante 7 días en la oscuridad. **a.** Colonias en agar Czapek  $\times 0.7$ . **b.** Reverso de las colonias en agar Czapek  $\times 0.7$ . **c.** Colonias en agar extracto de malta  $\times 0.7$ . **d.** Colonias en agar Czapek extracto de levadura con 20 % de sacarosa  $\times 0.7$ . **e.** Conidióforo teñido con azul de algodón en ácido láctico  $\times 740$ . **f.** Conidiosporas globosas finamente rugosas con microscopía electrónica de barrido  $\times 9\ 000$ .

---

---

*Aspergillus niger* Tiegh. Ann. Sci. Nat. Bot sér. 5, 8:240. 1867.

**Diámetro de las colonias** a los 7 días en mm: **CYA25** 68-70; **AEM** 65-67; **CYA37** 68-69; **CY20S** 69-70. **Colores de las colonias:** **CYA25** café oscuro (9F4); **AEM** café (6F5); **CYA37** café oscuro (75F); **CY20S** café oscuro (7F4). **Características microscópicas:** cabezas conidiales radiadas, conidióforos 400-3000  $\mu\text{m}$ , pared gruesa, hialinos, biseriado, conidiosporas globosas, rugosas 3.5-4.4  $\mu\text{m}$  (Fig. 13).

*Aspergillus oryzae* (Ahlb.) E. Cohn, Jahresber. Schles. Ges. Vaterl. Kilt. 61:226. 1884.

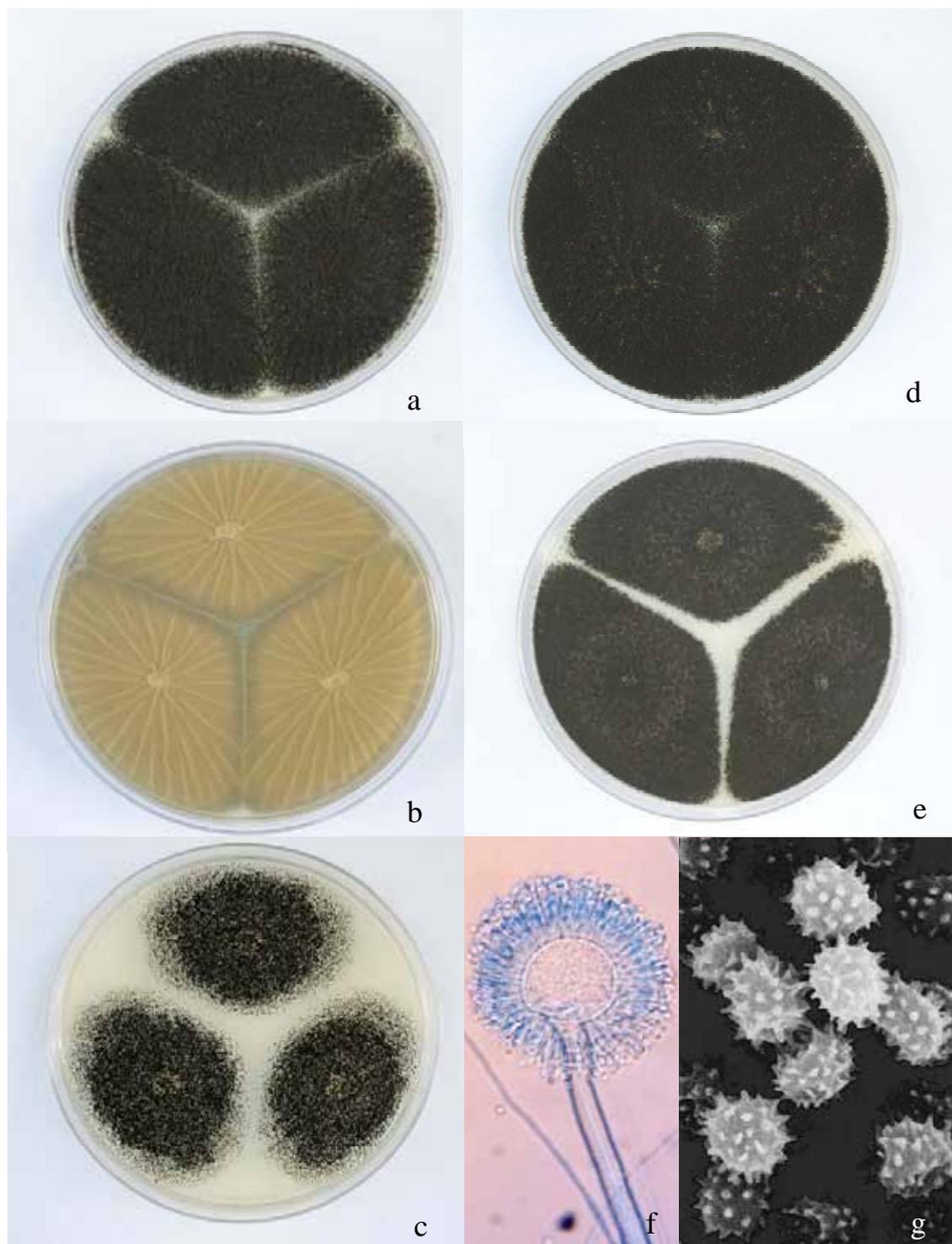
**Diámetro de las colonias** a los 7 días en mm: **CYA25** 29; **AEM** 22-24; **CYA37** no hubo crecimiento; **CY20S** 31-35. **Colores de las colonias:** **CYA25** blanco rojizo (11A2) orilla blanca; **AEM** verde grisáceo (26E5) orilla blanca; **CYA37** no hubo crecimiento; **CY20S** amarillo pálido (3A3) orilla blanca. **Características microscópicas:** cabezas conidiales radiadas a columnares, conidióforos  $245 \times 10 \mu\text{m}$ ; la seriación es variable puede haber conidióforos uniseriados y biseriados, las conidiosporas globosas a ovoides, finamente rugosas ocasionalmente espinosas 3.5  $\mu\text{m}$  (Fig. 14).

*Aspergillus terreus* Thom y Church, Am. J. Bot. 5:85. 1918.

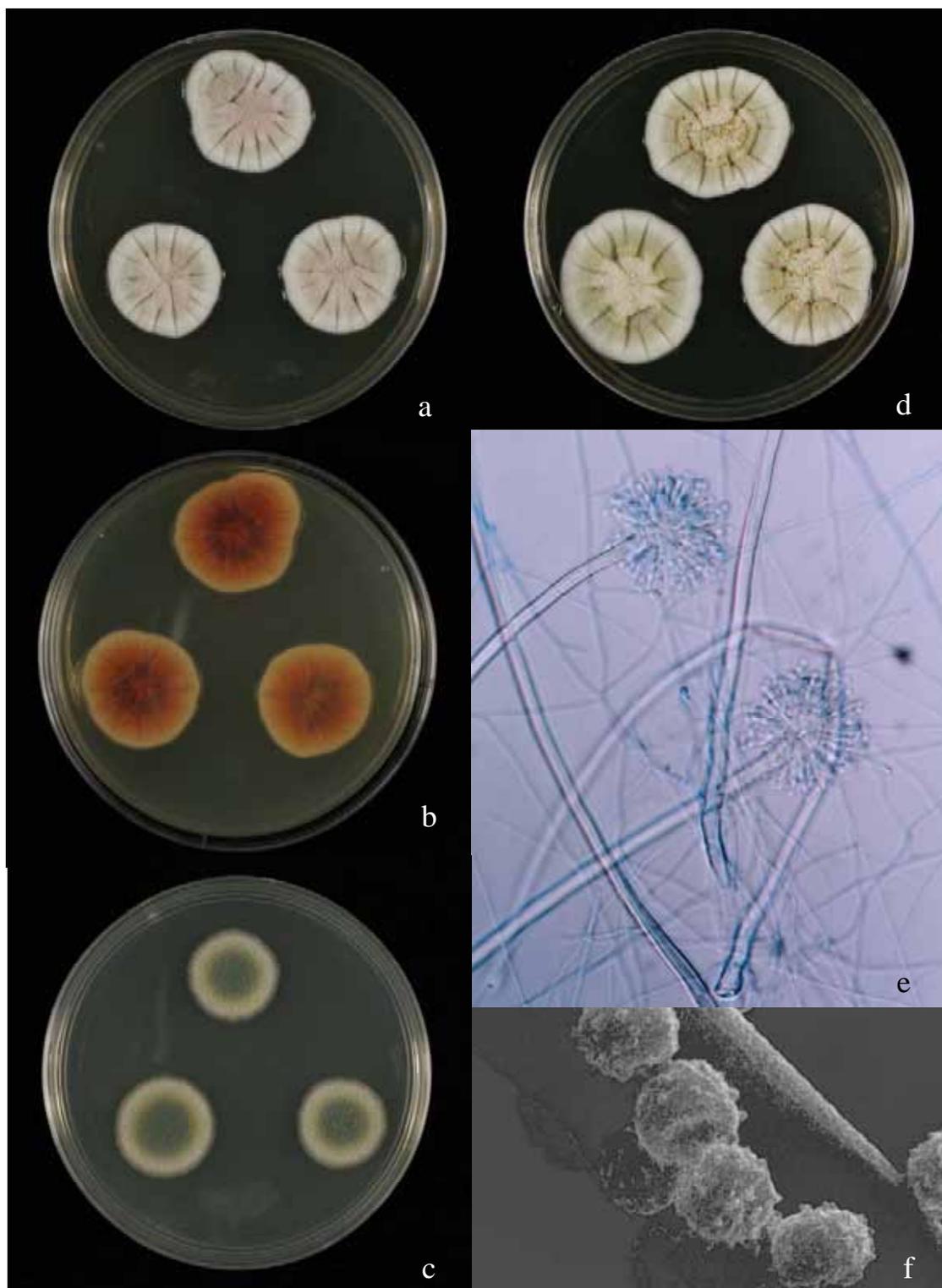
**Diámetro de las colonias** a los 7 días en mm: **CYA25** 54-55; **AEM** 58-61; **CYA37** 67-69; **CY20S** 68-69. **Colores de las colonias:** **CYA25** amarillo pálido (1A5); **AEM** naranja grisáceo (5B4) orilla amarilla pálida (4A4); **CYA37** amarillo pálido (3A3) con manchas naranja grisáceo (5B4); **CY20S** amarillo sol (2A5) orilla blanca. **Características microscópicas:** cabezas conidiales columnares, pies con pared lisa, hialinos; vesículas de 5-12  $\mu\text{m}$ ; conidiosporas 2 – 2.5  $\mu\text{m}$  de diámetro globosas a elipsoidales (Fig. 15).

*Aspergillus versicolor* (Vuill.) Tirab. Ann. Bot. (Roma) 7:9. 1908.

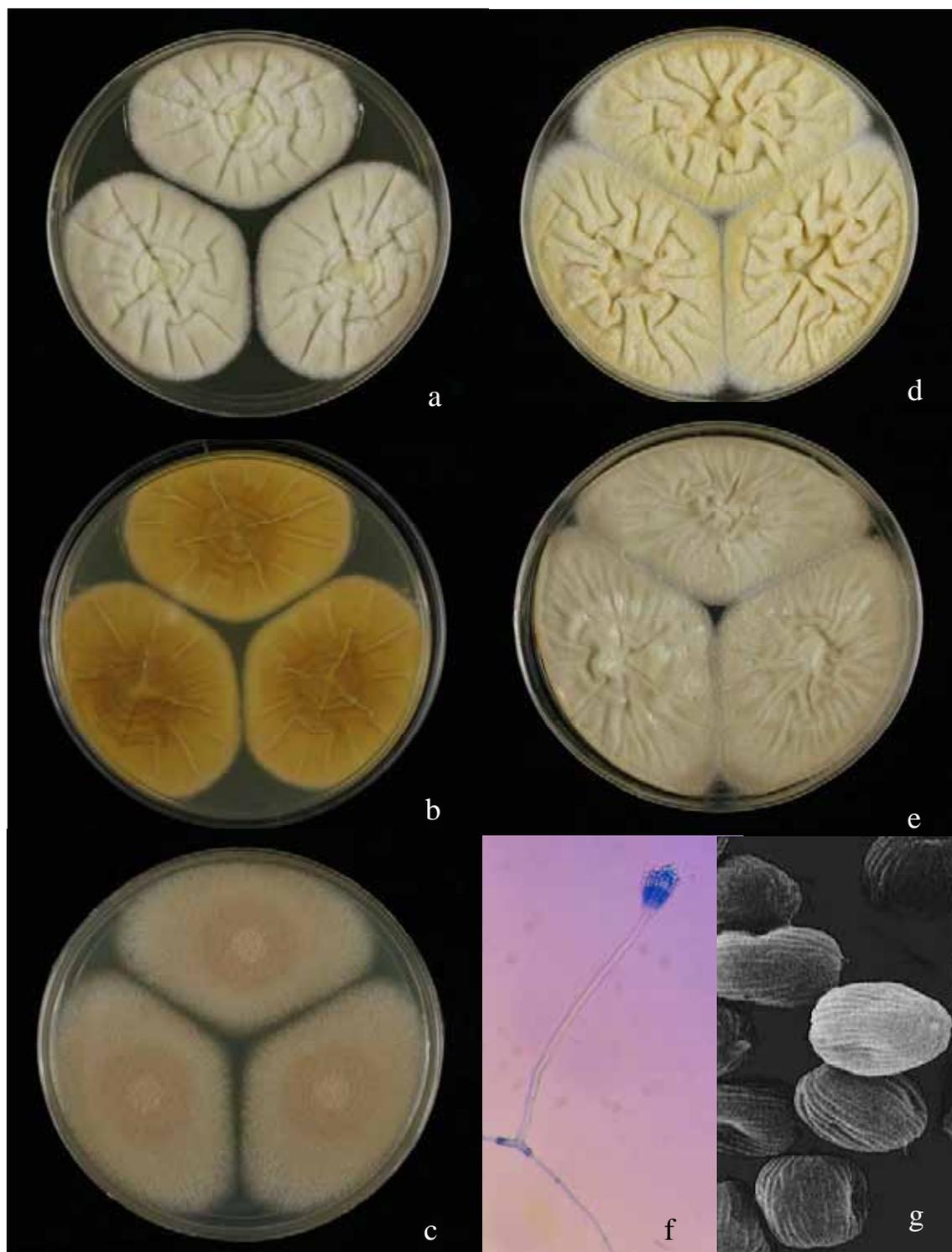
**Diámetro de las colonias** a los 7 día en mm: **CYA25** 34-35; **AEM** 30-31; **CYA37** no hubo crecimiento; **CY20S** 42-43. **Colores de las colonias:** **CYA25** amarillo grisáceo (2B4) orilla blanca; **AEM** masilla (4B2); **CY20S** centro blanco orilla cemento (4D2). **Características microscópicas:** cabezas conidiales radiadas; pie  $220 \times 4 \mu\text{m}$ , hialino, vesícula piriforme, conidiosporas globosas a subglobosas 2-3  $\mu\text{m}$  (Fig. 16).



**Fig. 13.** *Aspergillus niger*. Colonias cultivadas a 25 °C durante 7 días en la oscuridad. **a.** Colonias en agar Czapek  $\times 0.7$ . **b.** Reverso de las colonias en agar Czapek  $\times 0.7$ . **c.** Colonias en agar extracto de malta  $\times 0.7$ . **d.** Colonias en agar Czapek extracto de levadura con 20 % de sacarosa  $\times 0.7$ . **e.** Colonias en agar Czapek a 37 °C  $\times 0.7$ . **f.** Conidióforo teñido con azul de algodón en ácido láctico  $\times 300$ . **g.** Conidiosporas equinuladas con microscopía electrónica de barrido  $\times 4\ 200$ .



**Figs. 14.** *Aspergillus oryzae*. Colonias cultivadas a 25 °C durante 7 días en la oscuridad. **a.** Colonias en agar Czapek  $\times 0.65$ . **b.** Reverso de las colonias en agar Czapek  $\times 0.5$ . **c.** Colonias en agar extracto de malta  $\times 0.5$ . **d.** Colonias en agar Czapek extracto de levadura con 20 % de sacarosa  $\times 0.5$ . **e.** Conidióforo teñido con azul de algodón en ácido láctico  $\times 700$ . **f.** Conidiosporas finamente rugosas con microscopía electrónica de barrido  $\times 6\ 400$ .



**Fig. 15.** *Aspergillus terreus*. Colonias cultivadas a 25 °C durante 7 días en la oscuridad. **a.** Colonias en agar Czapek  $\times 0.7$ . **b.** Reverso de las colonias en agar Czapek  $\times 0.7$ . **c.** Colonias en agar extracto de malta  $\times 0.7$ . **d.** Colonias en agar Czapek extracto de levadura con 20 % de sacarosa  $\times 0.7$ . **e.** Colonias en agar Czapek a 37 °C  $\times 0.7$ . **f.** Conidióforo teñido con azul de algodón en ácido láctico, se observa la célula pie en la base del conidióforo  $\times 230$ . **g.** Conidiosporas elipsoidales con estrías con microscopía electrónica de barrido  $\times 9\ 500$ .



**Fig. 16.** *Aspergillus versicolor*. Colonias cultivadas a 25 °C durante 7 días en la oscuridad. **a.** Colonias en agar Czapek  $\times 0.7$ . **b.** Reverso de las colonias en agar Czapek  $\times 0.7$ . **c.** Colonias en agar extracto de malta  $\times 0.7$ . **d.** Colonias en agar Czapek extracto de levadura con 20 % de sacarosa  $\times 0.7$ . **e.** Conidióforo teñido con azul de algodón en ácido láctico  $\times 300$ . **f.** Conidiosporas globosas rugosas con microscopía electrónica de barrido  $\times 10\ 000$ .

*Aureobasidium pullulans* (de Bary) G. Arnaud, Annals d'École National d'Agric. de Montpellier, N.S. 16: 39. 1918.

**Diámetro de la colonia** a los 7 días en mm: **AEM 52** (largo). **Colores de la colonia:** **AEM** verde oscuro (28F4).

**Características macroscópicas y microscópicas:** es un hongo que al principio presenta un crecimiento levaduriforme, de color blanco o rosado, que con el tiempo se torna negro y adquiere un aspecto plegado. Presenta hifas cortas, multisetadas, de pared gruesa. Produce pequeñas espículas a partir de las cuales se producen conidios hialinos, los conidios posteriormente sufren un proceso de gemación para formar cadenas de otros conidios. Esporas sin septos  $9.4 \times 3.8 \mu\text{m}$  (Fig. 17).

*Cladosporium* sp.

**Diámetro de la colonia** a los 15 días en mm: **AEM 33**. **Colores de la colonia:** **AEM** centro verde pálido (27E3) parte media verde oscuro (27F7) orilla anaranjado claro (5A4); presenta exudado hialino. **Características microscópicas:** Esporas lisas con un septo  $2.6 \times 2.5 \mu\text{m}$  (Fig. 18).

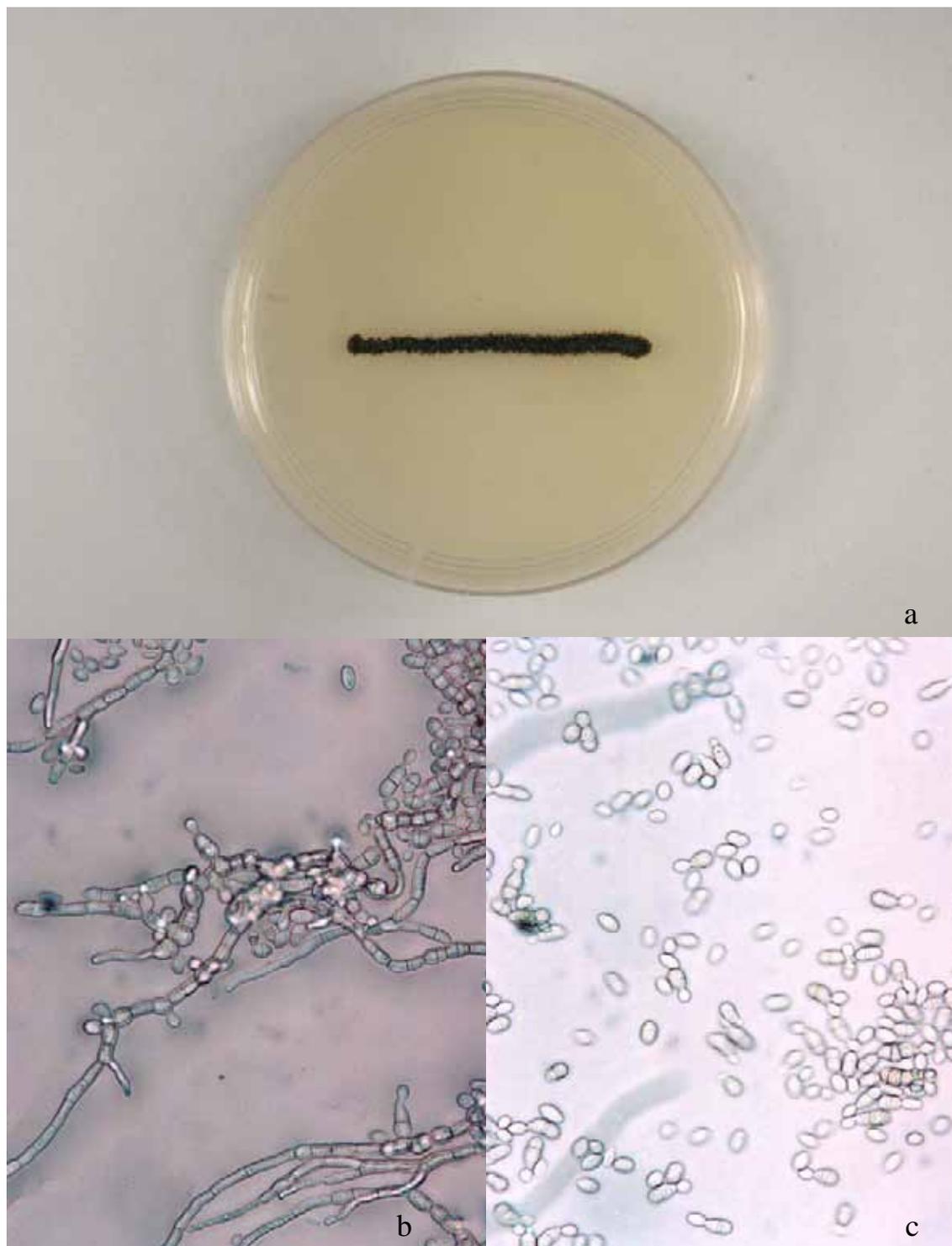
*Cladosporium algarum* Cooke & Masee, Grevillea 16: 80. 1888.

**Diámetro de la colonia** a los 15 días en mm: **AEM 23**. **Colores de la colonia:** **AEM** verde oscuro (29F6).

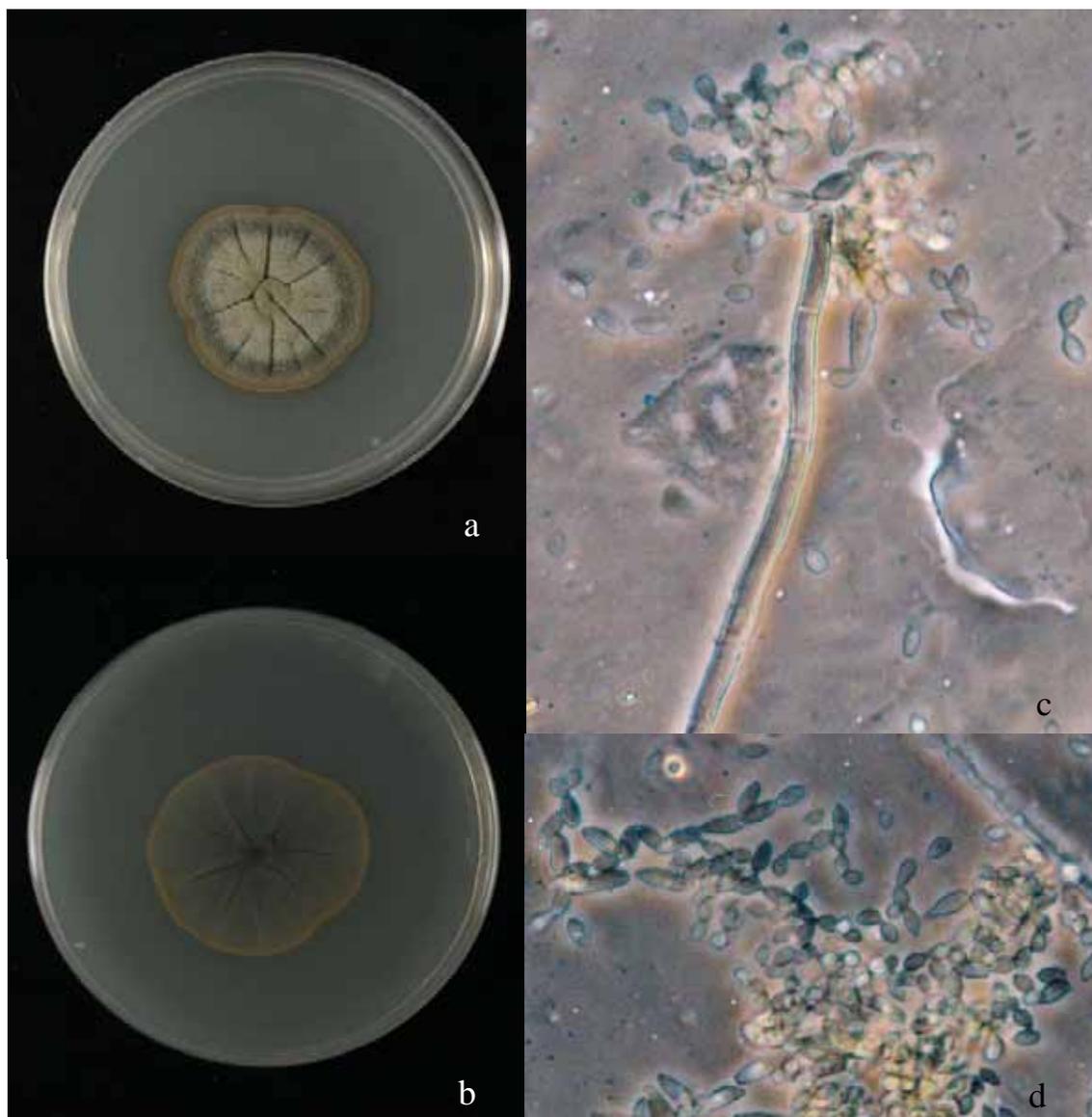
**Características microscópicas:** Conidiosporas cilíndricas, oblongas, presentan de 1 a 3 septos, de  $2-5 \times 2.5 \mu\text{m}$ , presentan cicatrices o escaras (Fig. 19)

*Cladosporium herbarum* (Pers.) Link, Nat. Arr. Brit. Pl. (London) 1: 556. 1816.

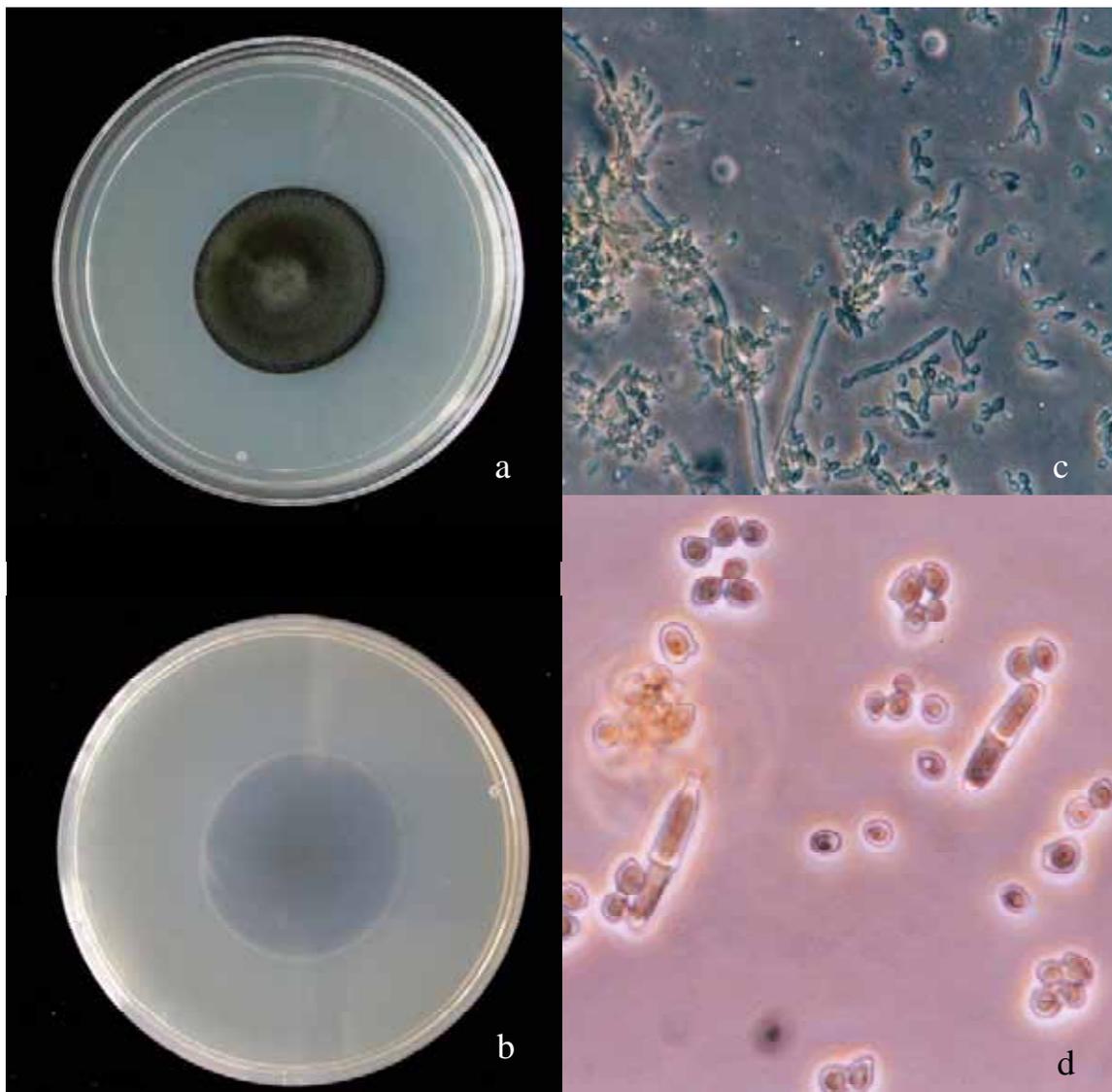
**Diámetro de la colonia** a los 15 días en mm: **AEM 47**. **Colores de la colonia:** **AEM** Colonia verde oscuro (29F8) con manchas verde cactus (28E4). **Características microscópicas:** Hifas septadas y hialinas, conidióforo septado, liso, las conidiosporas presentan cicatrices oscuras, forman cadenas, son de forma ovoide, elipsoidal o fusiformes, puede o no presentar septos  $6-13 \mu\text{m}$  (Fig. 20).



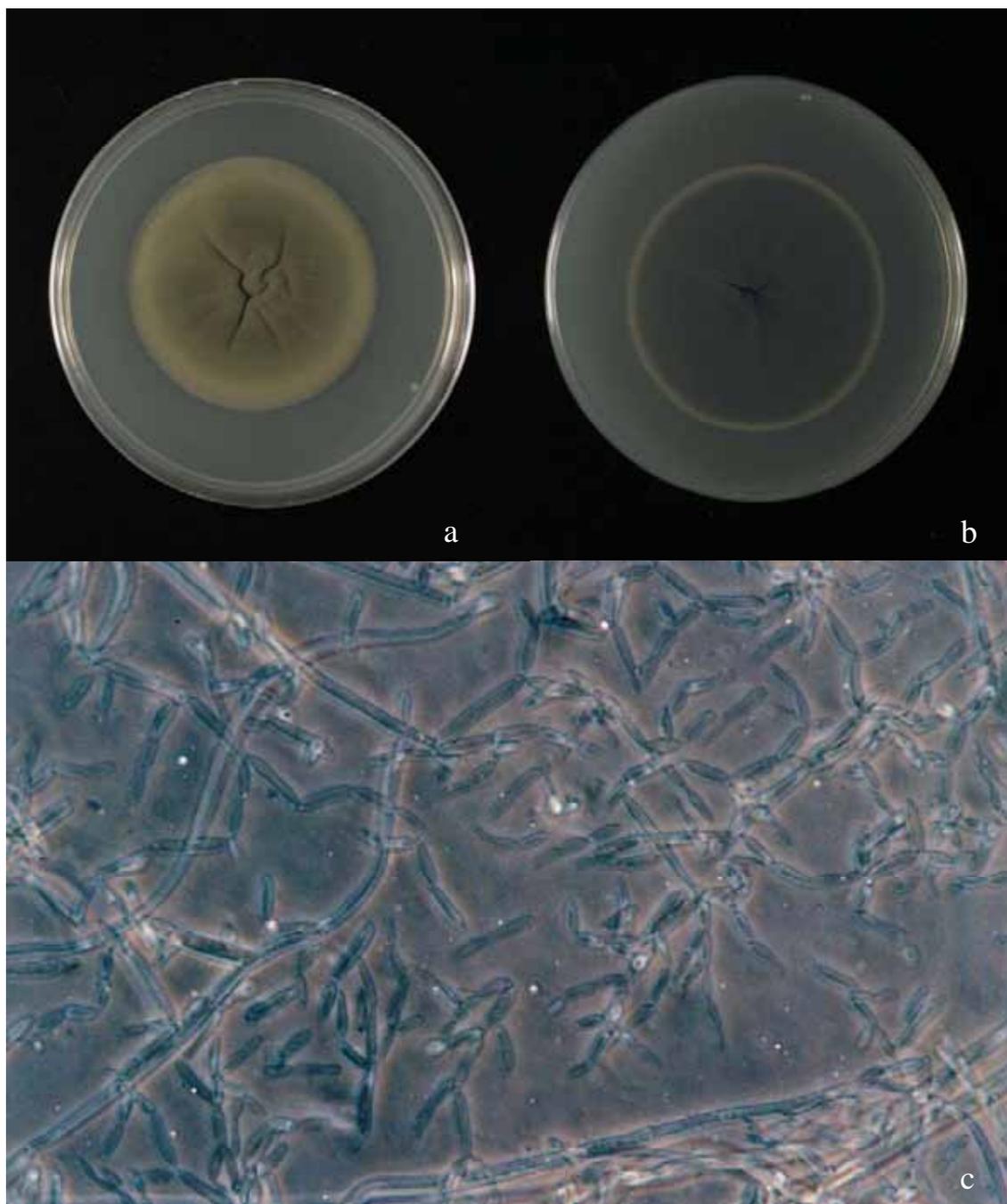
**Figs. 17. *Aureobasidium pullulans*.** a. Colonia en agar extracto de malta a 25 °C durante 7 días en la oscuridad  $\times 0.9$ . b-c. Gemación de esporas. b.  $\times 500$ , c.  $\times 400$ .



**Figs. 18.** *Cladosporium* sp. Colonia cultivada a 25 °C durante 15 días en la oscuridad. **a.** Colonia en agar extracto de malta  $\times 0.7$ . **b.** Reverso de la colonia en agar extracto de malta  $\times 0.7$ . **c.** Conidióforo  $\times 800$ . **d.** Blastosporas (conidiosporas)  $\times 650$ .



**Figs. 19.** *Cladosporium algarum*. Colonia cultivada a 25 °C durante 15 días en la oscuridad. **a.** Colonia en agar extracto de malta  $\times 0.7$ . **b.** Reverso de la colonia en agar extracto de malta  $\times 0.7$ . **c.** Conidióforo  $\times 400$ . **d.** Blastosporas  $\times 700$



**Figs. 20.** *Cladosporium herbarum*. Colonia cultivada a 25 °C durante 15 días en la oscuridad. **a.** Colonia en agar extracto de malta  $\times 0.7$ . **b.** Reverso de la colonia en agar extracto de malta  $\times 0.7$ . **c.** Conidióforo y conidiosporas (blastosporas)  $\times 900$ .

---

*Cylindrocarpon* sp.

**Diámetro de la colonia** a los 7 días en mm: **APD** 83. **Color de la colonia:** **APD** blanco ligeramente naranja (5A2) con exudado hialino. **Características macroscópicas y microscópicas:** Conidióforos erectos, delgados, hialinos, simples o ramificados de manera irregular, terminan en fiálides delgadas, conidiosporas (fialosporas) hialinas de 3-4 células, cilíndricas  $7.5-30 \times 2.5-5 \mu\text{m}$  (Fig. 21).

*Emericella* sp.

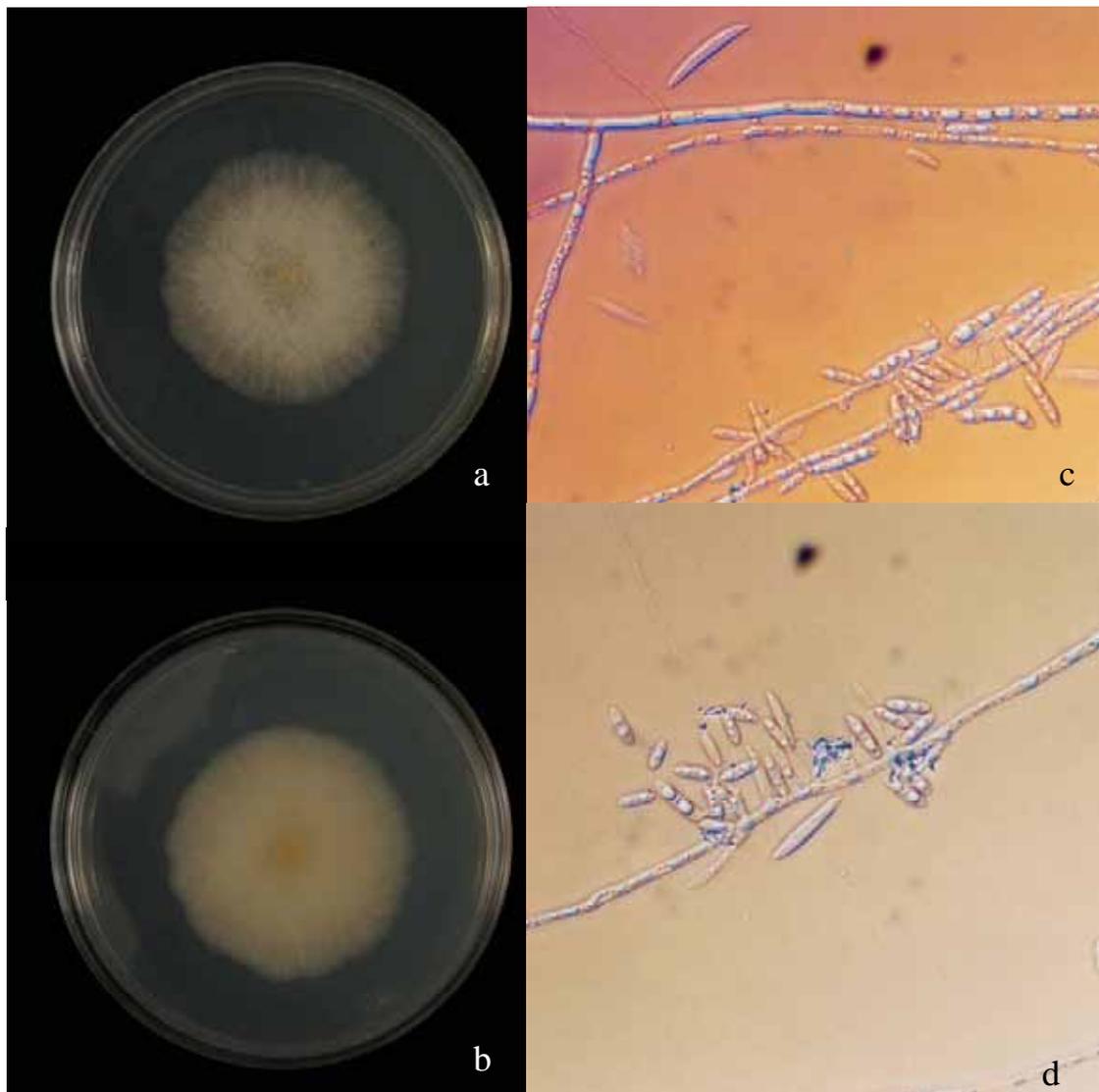
**Diámetro de las colonias** a los 7 días en mm: **CYA25** 42-45; **AEM** 33-34; **CYA37** no hubo crecimiento; **CY20S** 45-46. **Colores de las colonias:** **CYA25** café olivo (4E3) olivo (3D4) orilla blanca amarillenta (3A2) presencia de exudado hialino y cleistotecios; **AEM** centro verde pálido (26E4) orilla amarillo pastel (2A4), presencia de exudado ligeramente amarillento y cleistotecios; **CY20S** centro verde cactus (28E4) orilla gris (22B1), presencia de cleistotecios. **Características macroscópicas y microscópicas:** cleistotecios globosos pardos, pared del cleistotecio compuesto por varias capas, rodeado por células de Hülle; ascas globosas con 8 esporas con pared evanescente; ascosporas unicelulares de color púrpura rojizo globosas en vista frontal y lenticulares vistas de lado, presentan una o más crestas ecuatoriales (Figs. 22-23).

*Emericella varicolor* Berk. & Broome, Intr. Crypt. Bot. (London): 340. 1857.

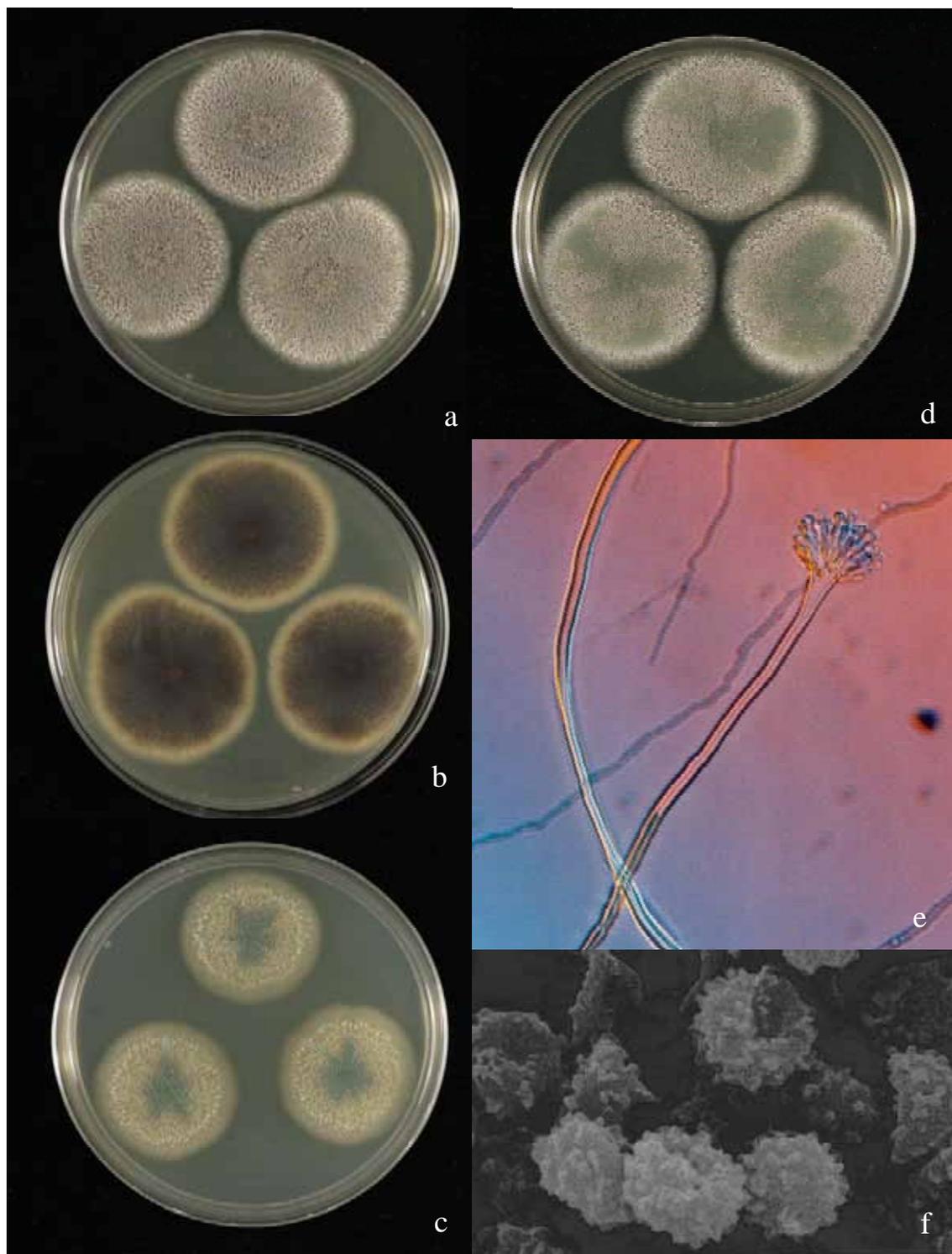
**Diámetro de las colonias** a los 7 días en mm: **CYA25** 43; **AEM** 31-34; **CYA37** 19-21; **CY20S** 45. **Colores de las colonias:** **CYA25** centro verde oscuro (29F5) orilla blanca hay presencia de cleistotecios; **AEM** centro verde grisáceo (27E6) orilla blanco leche (1A2); **CYA37** blanco (12A1) con manchas rojizas (12A2); **CY20S** centro verde pálido (27E4) orilla blanca. **Características macroscópicas y microscópicas:** cleistotecios globosos pardos, pared del cleistotecio compuesto por varias capas, rodeado por células de Hülle; ascas globosas con 8 esporas con pared evanescente; ascosporas unicelulares de color violeta globosas en vista frontal y lenticulares vistas de lado, presentan una o más crestas ecuatoriales  $4 \mu\text{m}$  (Figs. 24).

---

**APD:** Medio de cultivo agar papa dextrosa, las colonias se incuban a  $20^\circ\text{C}$



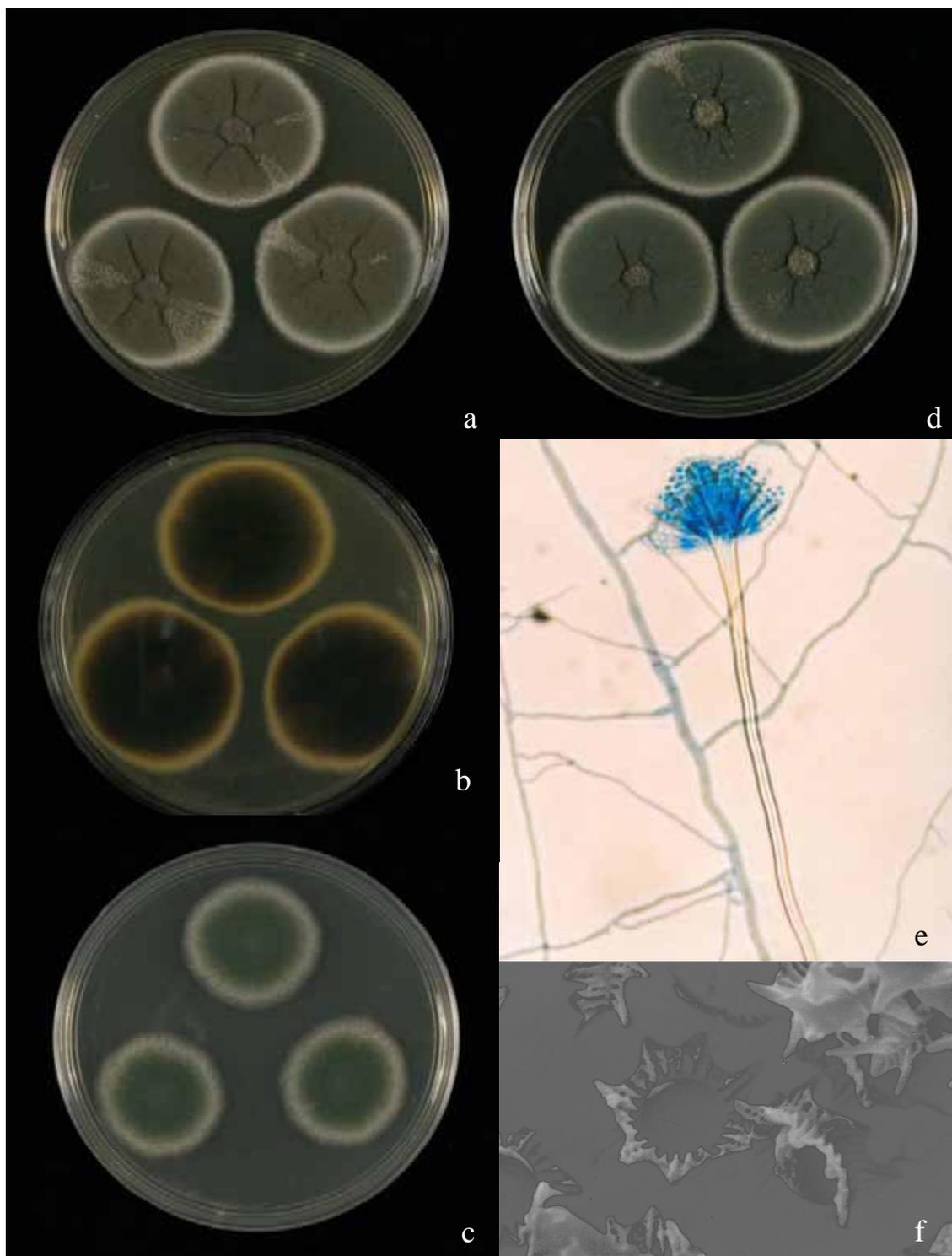
**Figs. 21.** *Cyindrocarpon* sp. Colonia cultivada a 20 °C durante 7 días en la oscuridad. **a.** Colonia en agar papa dextrosa  $\times 0.7$ . **b.** Reverso de la colonia en agar papa dextrosa  $\times 0.7$ . **c-d.** Conidiosporas. **c.**  $\times 300$  **d.**  $\times 360$ .



**Fig. 22. *Emericella* sp.** Colonias cultivadas a 25 °C durante 7 días en la oscuridad. **a.** Colonias en agar Czapek  $\times 0.7$ . **b.** Reverso de las colonias en agar Czapek  $\times 0.7$ . **c.** Colonias en agar extracto de malta  $\times 0.7$ . **d.** Colonias en agar Czapek extracto de levadura con 20 % de sacarosa  $\times 0.7$ . **e.** Conidióforo teñido con azul de algodón en ácido láctico  $\times 450$ . **f.** Conidiosporas rugosas con microscopía electrónica de barrido  $\times 7\ 000$ .



**Fig. 23.** *Emericella* sp. **a-d.** Cleistotecios. **a.**  $\times 8$ , **b.**  $\times 20$ . **c-d.** Cleistotecios maduros liberando ascosporas. **c.**  $\times 10$ . **d.**  $\times 4$ . **e.** Ascosporas esteladas color púrpura  $\times 300$ . **f.** Ascosporas esteladas con microscopía electrónica de barrido  $\times 4\ 400$ .



**Fig. 24.** *Emericella varicolor* Colonias cultivadas a 25 °C durante 7 días en la oscuridad. **a.** Colonias en agar Czapek  $\times 0.7$ . **b.** Reverso de las colonias en agar Czapek  $\times 0.7$ . **c.** Colonias en agar extracto de malta  $\times 0.7$ . **d.** Colonias en agar Czapek extracto de levadura con 20 % de sacarosa  $\times 0.7$ . **e.** Conidióforo teñido con azul de algodón en ácido láctico  $\times 400$ . **f.** Ascosporas esteladas con microscopía electrónica de barrido  $\times 5\ 000$ .

***Monocillium* sp.**

**Diámetro de la colonia** a lo 7 días en mm: **APD 22**. **Colores de la colonia:** **APD** con agua de mar centro blanco amarillento (4A2), orilla crema (4A3); **APD** sin agua de mar colonia color crema (4A3) **Características microscópicas:** Conidióforos simples, septados, consisten de un pedicelo y una vesícula que termina en una fiálide que lleva una larga cadena de conidiosporas basípetas; las conidiosporas son unicelulares, hialinas, ovoides a elipsoides, lisas, saprobios (Fig. 25).

***Paecilomyces* sp.**

**Diámetro de la colonia** a los 7 días en mm: **AEM 35**. **Colores de la colonia:** **AEM** centro rosa rojizo (12A2) orilla blanca. **Características microscópicas:** Los conidióforos y las ramas son más divergentes que en *Penicillium*, conidiosporas (fialosporas) en cadenas basípetas, de una sola célula, ovoides a fusiformes, hialinas (Fig. 26).

***Penicillium citrinum*** Thom. Bulletin of the U.S. Department of Agriculture, Bureau Animal Industry 118: 61. 1910.

**Diámetro de las colonias** a los 7 días en mm: **CYA25** 31-33; **AEM** 27-29; **G25N** 14-16; **CYA5** y **CYA37** no hubo crecimiento. **Colores de las colonias:** **CYA25** gris pálido (25B1) con el centro verde pálido (25D4); **AEM** centro verde pálido (26D3) con orilla pálida; **G25N** centro y borde de la colonia blanco, el centro presenta un color gris verdoso (26B2). **Características microscópicas:** Conidióforos 100-300 × 2.0-3.0 μm, paredes lisas, verticilos bien definidos, fiálides ampuliformes, cuello o colula corta, conidiosporas esféricas a subsféricas 2 – 3 μm (Fig. 27).

**Medios de cultivo específicos para la identificación de especies de *Penicillium***

**CYA25:** Medio de cultivo agar Czapek, las colonias se incuban a 25 ° C

**AEM:** Medio de cultivo agar extracto de malta, las colonias se incuban a 25 ° C

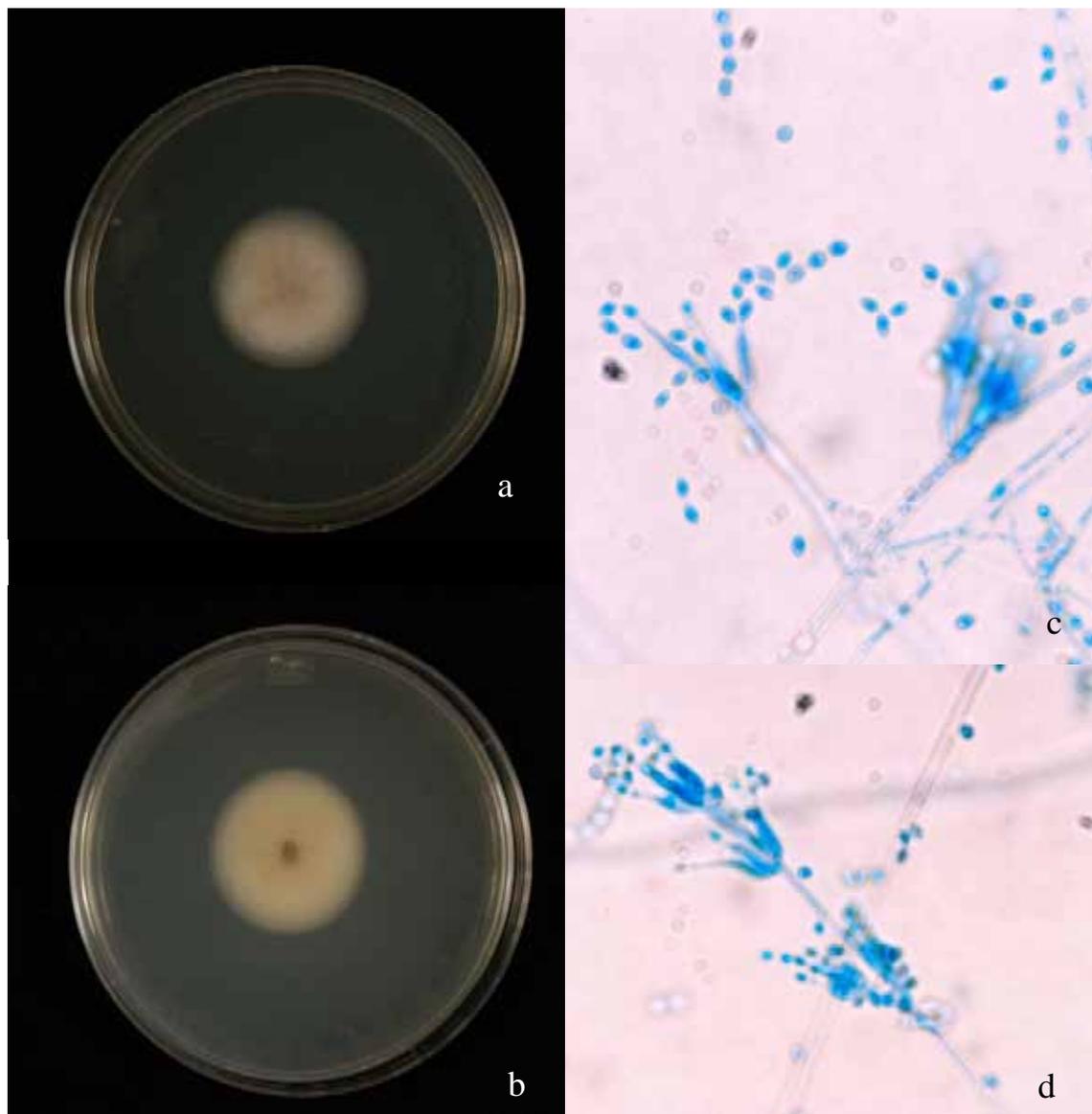
**G25N:** Medio de cultivo agar nitrato con 25 % de glicerol, las colonias se incuban a 25 ° C

**CYA5:** Medio de cultivo agar Czapek, las colonias se incuban a 5 ° C

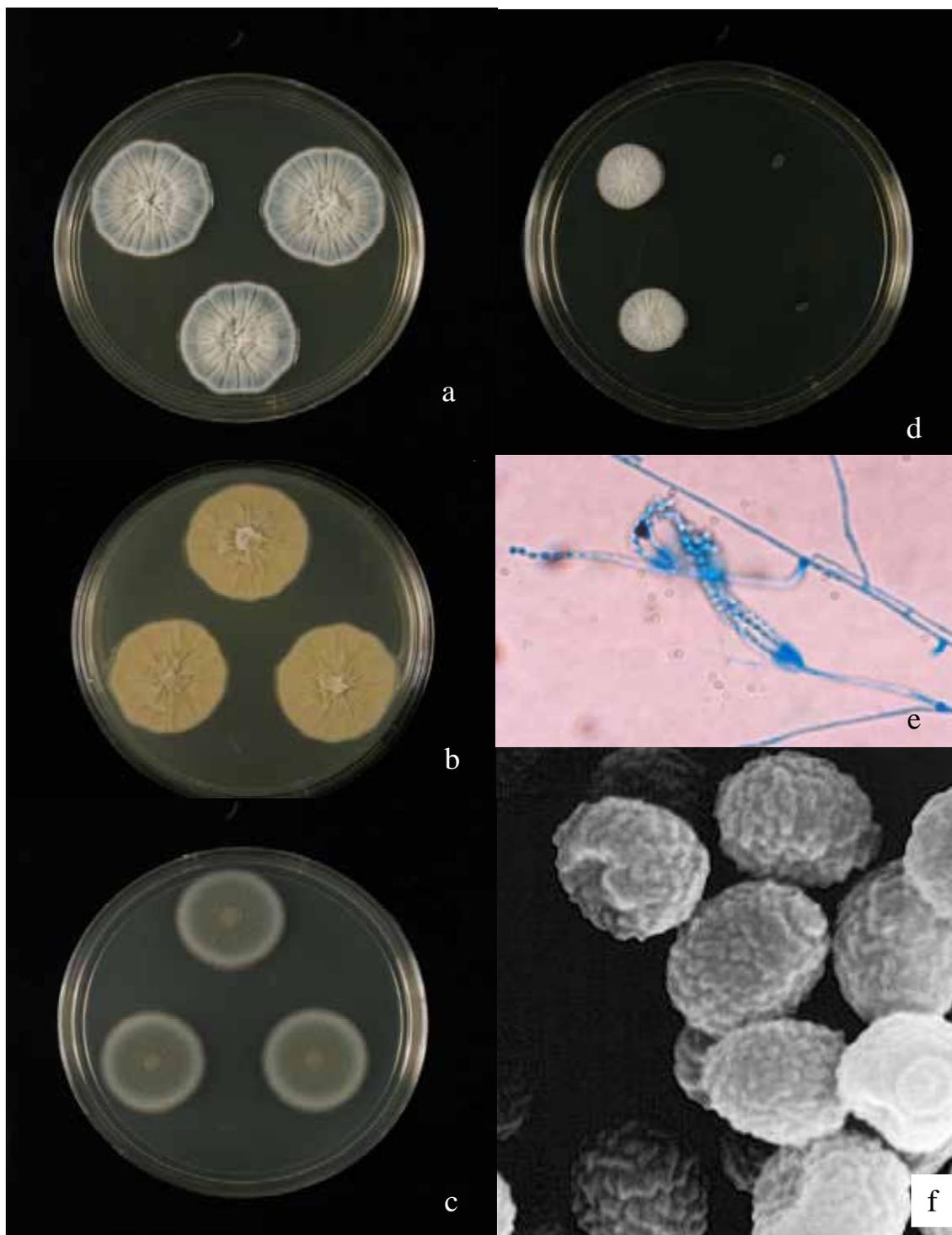
**CYA37:** Medio de cultivo agar Czapek, las colonias se incuban a 37 ° C



**Fig. 25. *Monocillium* sp.** Colonia cultivada a 25 °C durante 10 días en la oscuridad. **a.** Colonia en agar papa dextrosa  $\times 0.7$ . **b.** Reverso de la colonia en agar papa dextrosa  $\times 0.7$ . **c-e.** Conidióforos teñidos con azul de algodón en ácido láctico. **c.**  $\times 500$ . **d.**  $\times 600$ . **e.**  $\times 1\ 000$ .



**Fig. 26.** *Paecilomyces* sp. Colonia cultivada a 25 °C durante 7 días en la oscuridad. **a.** Colonia en agar extracto de malta  $\times 0.7$ . **b.** Reverso de la colonia en agar extracto de malta  $\times 0.7$ . **c-d.** Conidióforo teñido con azul de algodón en ácido láctico. **c.**  $\times 750$ . **d.**  $\times 700$ .



**Fig. 27.** *Penicillium citrinum*. Colonias cultivadas a 25 °C durante 7 días en la oscuridad. **a.** Colonias en agar Czapek  $\times 0.5$ . **b.** Reverso de las colonias en agar Czapek  $\times 0.5$ . **c.** Colonias en agar extracto de malta.  $\times 0.5$ . **d.** Colonias en agar nitrato con 25 % de glicerol  $\times 0.5$ . **e.** Penicilo con cadenas de conidiosporas tenido con azul de algodón en ácido láctico  $\times 630$ . **f.** Conidiosporas esféricas finamente rugosas con microcopia electrónica de barrido  $\times 8\ 300$ .

*Scopulariopsis* sp.

**Diámetro de la colonia** a los 7 días en mm: **AEM 9**. **Colores de la colonia:** **AEM** naranja claro (5A5) orilla blanca.

**Características macroscópicas y microscópicas:** Micelio vellosa, la mayor parte de los conidióforos son ramificados o producen en el ápice un racimo de células conidiógenas que proliferan y producen conidiosporas, las conidiosporas se producen en un conidióforo bien desarrollado, o bien, por anélicos solas o en grupos, directamente a partir del micelio. Las conidiosporas son de pared gruesa y rugosa, dispuestas en cadenas basípetas. Las anélicos proliferan en forma percurrente durante la producción de conidios (Fig. 28).

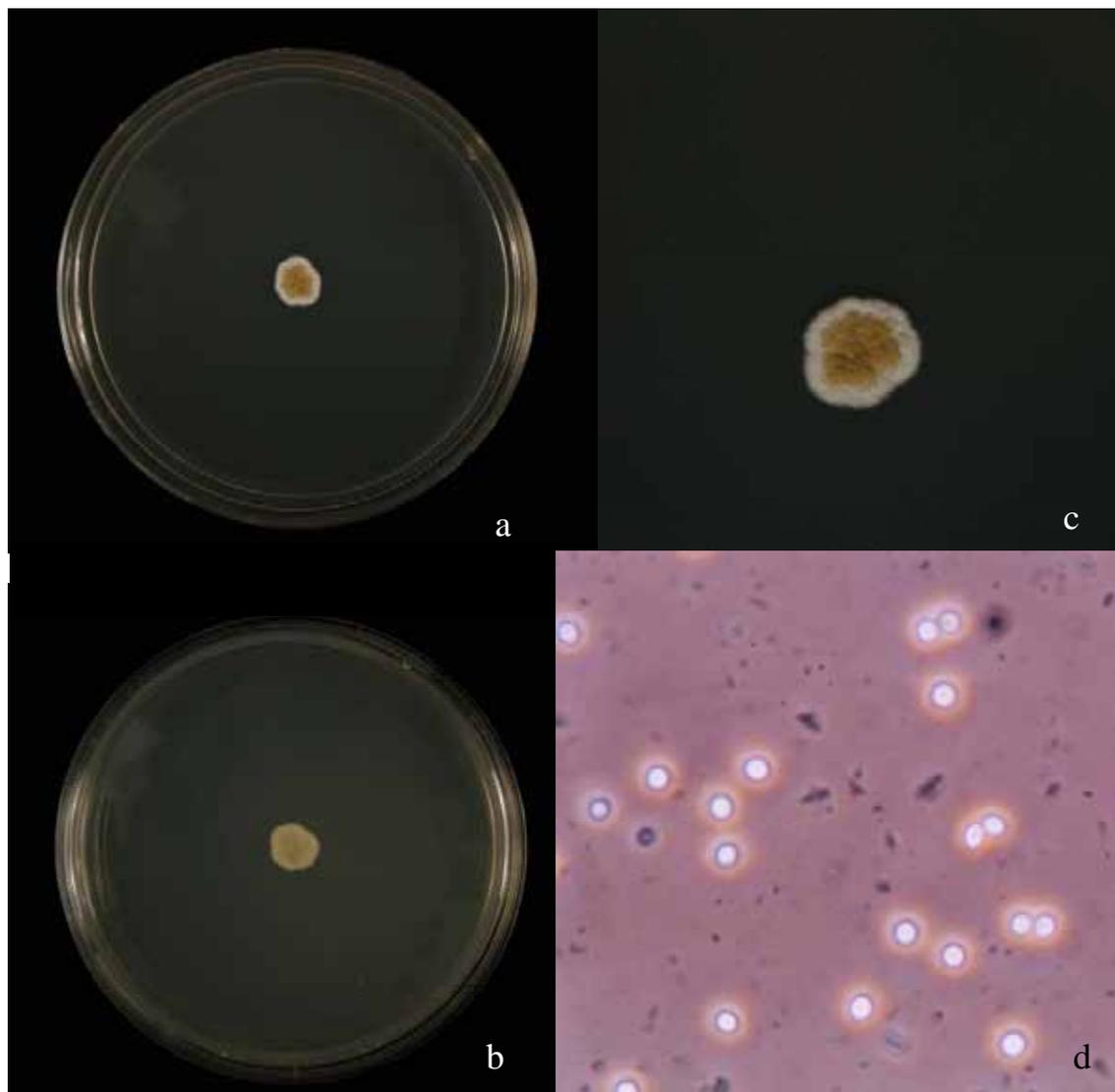
*Stachybotrys nephrospora* Hansf. Proc. Linn. Soc. London 155: 45. 1943.

**Diámetro de la colonia** a los 5 días, en mm: **AHA 42**. **Color de la colonia:** **AHA** gris piedra (3E2). **Características macroscópicas y microscópicas:** micelio superficial e inmerso, no hay presencia de estromas, conidióforos macronematosos, mononematosos, ramificados o no ramificados, células conidiógenas monofialídicas, conidiosporas agregadas en cabezas largas y usualmente oscuras, sin septos (Fig. 29).

---

**Medio de cultivo específico para la identificación de especies de *Stachybotrys***

**AHA:** Medio de cultivo agar harina de avena, las colonias se incuban a 25 °C



**Fig. 28.** *Scopulariopsis* sp. Colonia cultivada a 25 °C durante 7 días en la oscuridad. **a.** Colonia en agar Czapek  $\times 0.7$ . **b.** Reverso de la colonia en agar Czapek  $\times 0.7$ . **c.** Acercamiento de la colonia en agar Czapek  $\times 1.7$ . **d.** Conidiosporas  $\times 670$ .



**Fig. 29.** *Stachybotrys nephrospora*. Colonia cultivada a 25 °C durante 5 días en la oscuridad. **a.** Colonia en agar Czapek  $\times 0.7$ . **b.** Reverso de la colonia en agar Czapek  $\times 0.7$ . **c-e.** Conidióforo y conidiosporas. **c.**  $\times 400$ . **d.**  $\times 600$ . **e.**  $\times 570$

## 5.2 Abundancia y diversidad espacial

Las especies dominantes en la Isla Larga fueron *Aureobasidium pullulans* (27.4 %) y el micelio estéril A (9.7 %); las especies comunes *Cladosporium herbarum* (8.8 %), el micelio estéril D (8.0 %), *Aspergillus niger* (6.2 %), *Cladosporium* sp. (5.3 %), micelio estéril B (5.3 %), *Cladosporium algarum* (3.5 %), micelio estéril I (3.5 %), micelio estéril L (3.5 %), *Emericella varicolor* (2.6 %) y el micelio estéril K (2.6 %), las especies raras fueron *Emericella* sp. (1.8 %), *Paecilomyces* sp. (1.8 %), micelio estéril C (1.8 %), micelio estéril M (1.8 %), micelio estéril P (1.8 %), *Acremonium* sp. (0.9 %), *Aspergillus terreus* (0.9 %), *Cylindrocarpon* sp. (0.9 %), *Penicillium citrinum* (0.9 %) y micelio estéril J (0.9 %) (Fig. 30).

La distribución de la abundancia relativa de las especies presentes en la Isla Larga nos indica que hubo pocas especies dominantes (*A. pullulans* y micelio estéril A) y que la mayoría de los aislados son especies comunes y raras. Con respecto a la abundancia relativa por submuestra, se observó que la submuestra 2 de invierno fue la que presentó mayor abundancia (19.5 %) y que la submuestra 2 de verano fue la que presentó menor abundancia (6.2 %), sin embargo la submuestra que presentó una mayor diversidad fue la número 4 de la época de verano.

Con respecto a los aislados obtenidos en la Isla Redonda, tanto en invierno como en verano, la especie dominante fue *A. pullulans* (26.7 %), mientras que *Cladosporium algarum* (8.5 %), *Cladosporium* sp. (7.9 %), *Cladosporium herbarum* (6.7 %), micelio estéril B (6.7 %), micelio estéril D (6.1 %), micelio estéril K (5.4 %), *Aspergillus oryzae* (3.0 %), micelio estéril A (3.0 %) y *Paecilomyces* sp. (2.4 %) presentaron una abundancia relativa moderada, es decir fueron especies comunes; las especies raras o menos abundantes fueron *Aspergillus niger* (1.8 %), *Scopulariopsis* sp. (1.8 %), micelio estéril H (1.8 %), micelio estéril J (1.8 %), micelio estéril L (1.8 %), micelio estéril P (1.8 %), *Aspergillus candidus* (1.2 %), *Cylindrocarpon* sp. (1.2 %), *Monocillium* sp. (1.2 %), *Penicillium citrinum* (1.2 %), *Stachybotrys nephrospora*

(1.2 %), micelio estéril E (1.2 %), micelio estéril O (1.2 %), *Aspergillus* sp. (0.6 %), *A. terreus* (0.6 %), *A. versicolor* (0.6 %), *Emericella varicolor* (0.6 %), micelio estéril F (0.6 %), micelio estéril G (0.6 %) y el micelio estéril N (0.6 %) (Fig. 31). Con respecto a la abundancia relativa por submuestra, en la Isla Redonda se observó que la número 2 de la época de invierno fue la que presentó el valor más alto (21.2 %) y que la submuestra 4 tanto de invierno como de verano fueron las que presentaron menor abundancia relativa (6.1 %). Los datos de presencia y ausencia en cada una de las submuestras analizadas en la Isla Redonda muestran que las cuatro presentaron a la especie dominante *Aureobasidium pullulans* y que la submuestra 3 de invierno presentó la mayor riqueza con 16 especies y mayor número de especies raras (11). La especie dominante en ambas islas fue *A. pullulans*, mientras que *Aspergillus terreus*, *Cylindrocarpon* sp. *Penicillium citrinum* y los micelios estériles J y P fueron especies raras en ambas islas. Con respecto a la abundancia de la especies, no se encontraron diferencias significativas entre islas ( $F_{1,136} = 1.089$ ,  $P = 0.30$ ).

Con relación a la biodiversidad, en la Isla Larga se aislaron 22 hongos (10 ascomicetes anamórficos, 2 ascomicetes y 10 micelios estériles) y en la Isla Redonda se obtuvieron 30 hongos diferentes (16 ascomicetes anamórficos, 1 ascomicete, 13 micelios estériles). El valor obtenido al aplicar el índice de diversidad de Shannon en la Isla Larga fue de  $H' = 2.595$  y para la Isla Redonda fue de  $H' = 2.782$ , estos valores indican que existe una mayor diversidad en la Isla Redonda, sin embargo, el valor de equiparabilidad de Pielou en la Isla Redonda fue menor ( $J' = 0.818$ ) que el valor de la Isla Larga ( $J' = 0.84$ ), lo que indica que a pesar de que en la Isla Larga hubo una menor diversidad, las especies se distribuyen de manera más uniforme que en la Isla Redonda. Con respecto a la similitud, el valor obtenido al aplicar el índice de Sørensen entre los datos de la Isla Larga y la Isla Redonda fue de 40.91; lo que indica que ambas islas comparten el 41.9 % de las especies. Las especies compartidas entre la Isla Larga y la Isla Redonda fueron:

*Aspergillus niger*, *A. terreus*, *Aureobasidium pullulans*, *Cladosporium* sp., *Cladosporium algarum*, *Cladosporium herbarum*, *Cylindrocarpon* sp., *Emericella varicolor*, *Paecilomyces* sp., *Penicillium citrinum* y los micelios estériles A, B, D, J, K, L y P.

La lista de los taxa, el número total de especies, la frecuencia registrada de cada especie, la abundancia relativa, el índice de diversidad de Shannon ( $H'$ ) y el índice de equiparabilidad de Pielou ( $J'$ ) de la Isla Larga e Isla Redonda se muestran en las tablas IV y V.

Tabla IV. Abundancia de los hongos aislados de *Pacifigorgia agassizii* en la Isla Larga en la Reserva de la Biosfera Islas Marietas durante invierno y verano.

Especie	Invierno				Verano				Total	Abundancia relativa (%)
	SM1	SM2	SM3	SM4	SM1	SM2	SM3	SM4		
<i>Aureobasidium pullulans</i>	10	9	3	1	4	2	1	1	31	27.4
Micelio estéril A	4	4	3	-	-	-	-	-	11	9.7
<i>Cladosporium herbarum</i>	-	2	3	-	1	1	1	2	10	8.8
Micelio estéril D	-	-	-	-	-	2	2	5	9	8.0
<i>Aspergillus niger</i>	-	-	-	-	2	-	5	0	7	6.2
<i>Cladosporium</i> sp.	-	4	1	1	-	-	-	-	6	5.3
Micelio estéril B	-	-	-	-	3	-	-	3	6	5.3
<i>Cladosporium algarum</i>	1	-	-	2	-	-	1	-	4	3.5
Micelio estéril I	-	-	-	-	3	-	1	-	4	3.5
Micelio estéril L	-	-	-	4	-	-	-	-	4	3.5
<i>Emericella variecolor</i>	-	-	-	-	-	-	-	3	3	2.6
Micelio estéril K	-	-	-	-	1	-	-	2	3	2.6
<i>Emericella</i> sp.	1	-	-	-	-	-	-	1	2	1.8
<i>Paecilomyces</i> sp.	-	-	-	-	1	1	-	-	2	1.8
Micelio estéril C	-	-	-	-	-	-	1	1	2	1.8
Micelio estéril M	-	1	-	-	-	1	-	-	2	1.8
Micelio estéril P	-	2	-	-	-	-	-	-	2	1.8
<i>Acremonium</i> sp.	-	-	-	-	-	-	-	1	1	0.9
<i>Aspergillus terreus</i>	-	-	-	-	-	-	1	-	1	0.9
<i>Cylindrocarpon</i> sp.	-	-	-	-	-	-	-	1	1	0.9
<i>Penicillium citrinum</i>	-	-	-	-	-	-	1	-	1	0.9
Micelio estéril J	-	-	-	-	-	-	-	1	1	0.9

Tabla IV. Continuación

<b>Frecuencia total</b>										<b>113</b>	
<b>Frecuencia total por SM</b>	<b>16</b>	<b>22</b>	<b>10</b>	<b>8</b>	<b>15</b>	<b>7</b>	<b>14</b>	<b>21</b>		<b>113</b>	<b>100.0</b>
<b>Abundancia relativa por SM</b>	<b>14.2</b>	<b>19.5</b>	<b>8.8</b>	<b>7.1</b>	<b>13.3</b>	<b>6.2</b>	<b>12.4</b>	<b>18.6</b>		<b>100.0</b>	
<b>Total de especies (n)</b>											<b>22</b>
<b>Índice de Shannon (H')</b>											<b>2.595</b>
<b>Valor de equiparabilidad (J')</b>											<b>0.84</b>

SM: Submuestra, colonia de *Pacifigorgia agassizii*

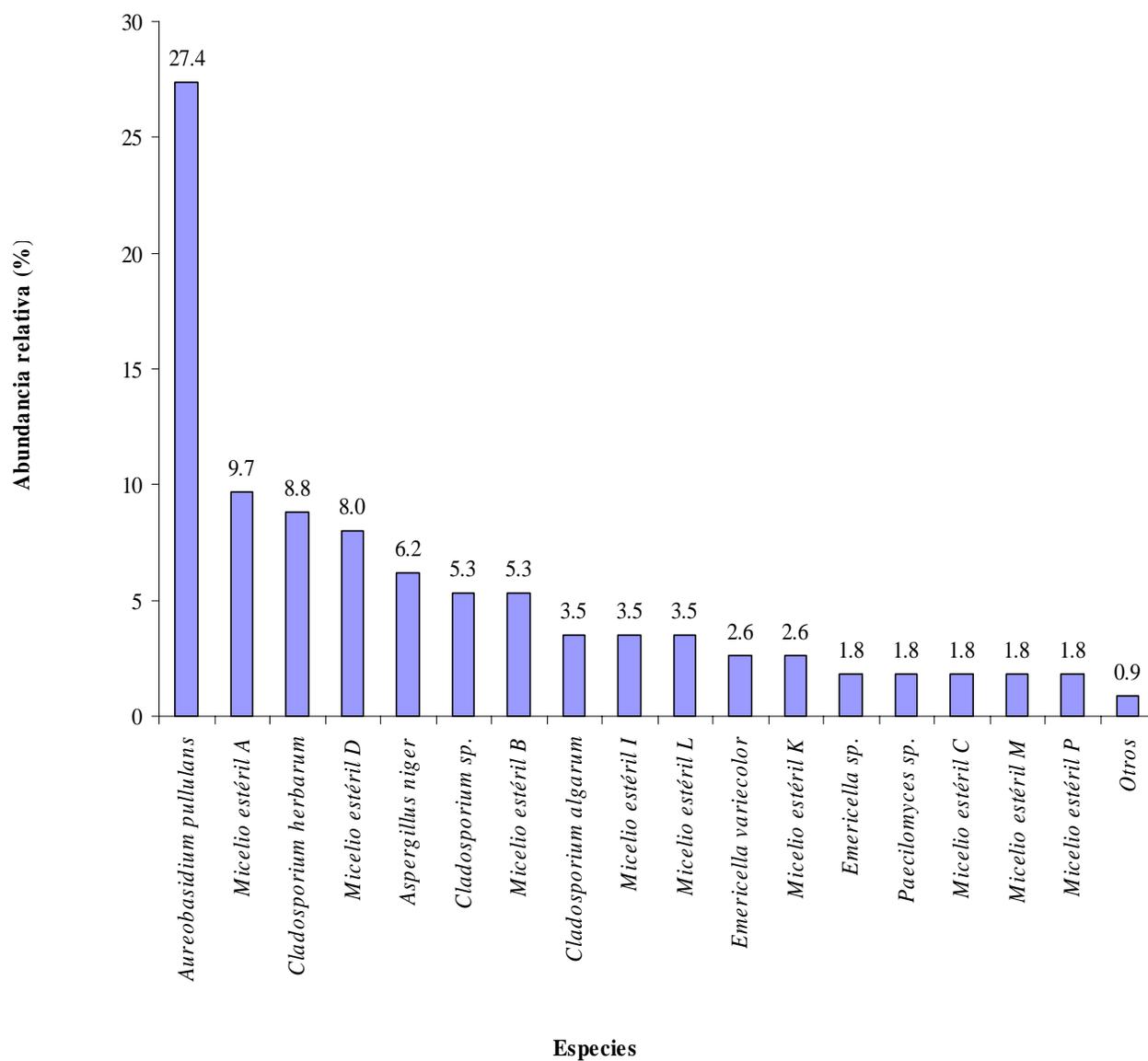
Tabla V. Abundancia de los hongos aislados de las submuestras *Pacifigorgia agassizii* en la Isla Redonda en la Reserva de la Biosfera Islas Marietas durante invierno y verano.

Especie	Invierno				Verano				Total	Abundancia relativa (%)
	SM1	SM2	SM3	SM4	SM1	SM2	SM3	SM4		
<i>Aureobasidium pullulans</i>	5	20	5	1	1	8	3	1	44	26.7
<i>Cladosporium algarum</i>	6	2	1	-	1	1	2	1	14	8.5
<i>Cladosporium</i> sp.	2	7	1	3	-	-	-	-	13	7.9
<i>Cladosporium herbarum</i>	4	1	3	1	-	-	1	1	11	6.7
Micelio estéril B	-	-	-	-	4	2	3	2	11	6.7
Micelio estéril D	-	-	-	-	4	1	3	2	10	6.1
Micelio estéril K	-	-	-	-	3	2	3	1	9	5.4
<i>Aspergillus oryzae</i>	-	-	2	3	-	-	-	-	5	3.0
Micelio estéril A	1	3	-	1	-	-	-	-	5	3.0
<i>Paecilomyces</i> sp.	-	-	-	-	4	-	-	-	4	2.4
<i>Aspergillus niger</i>	-	1	-	-	1	-	-	1	3	1.8
<i>Scopulariopsis</i> sp.	2	-	1	-	-	-	-	-	3	1.8
Micelio estéril H	-	-	-	-	-	2	1	-	3	1.8
Micelio estéril J	-	-	-	-	-	-	2	1	3	1.8
Micelio estéril L	-	-	-	-	2	1	-	-	3	1.8
Micelio estéril P	1	1	1	-	-	-	-	-	3	1.8
<i>Aspergillus candidus</i>	-	-	-	-	-	-	2	-	2	1.2
<i>Cylindrocarpon</i> sp.	-	-	-	-	1	-	1	-	2	1.2
<i>Monocillium</i> sp.	-	-	2	-	-	-	-	-	2	1.2
<i>Penicillium citrinum</i>	-	-	1	1	-	-	-	-	2	1.2
<i>Stachybotrys nephrospora</i>	-	-	-	-	1	1	-	-	2	1.2
Micelio estéril E	1	-	1	-	-	-	-	-	2	1.2
Micelio estéril O	-	-	2	-	-	-	-	-	2	1.2
<i>Aspergillus</i> sp.	-	-	1	-	-	-	-	-	1	0.6

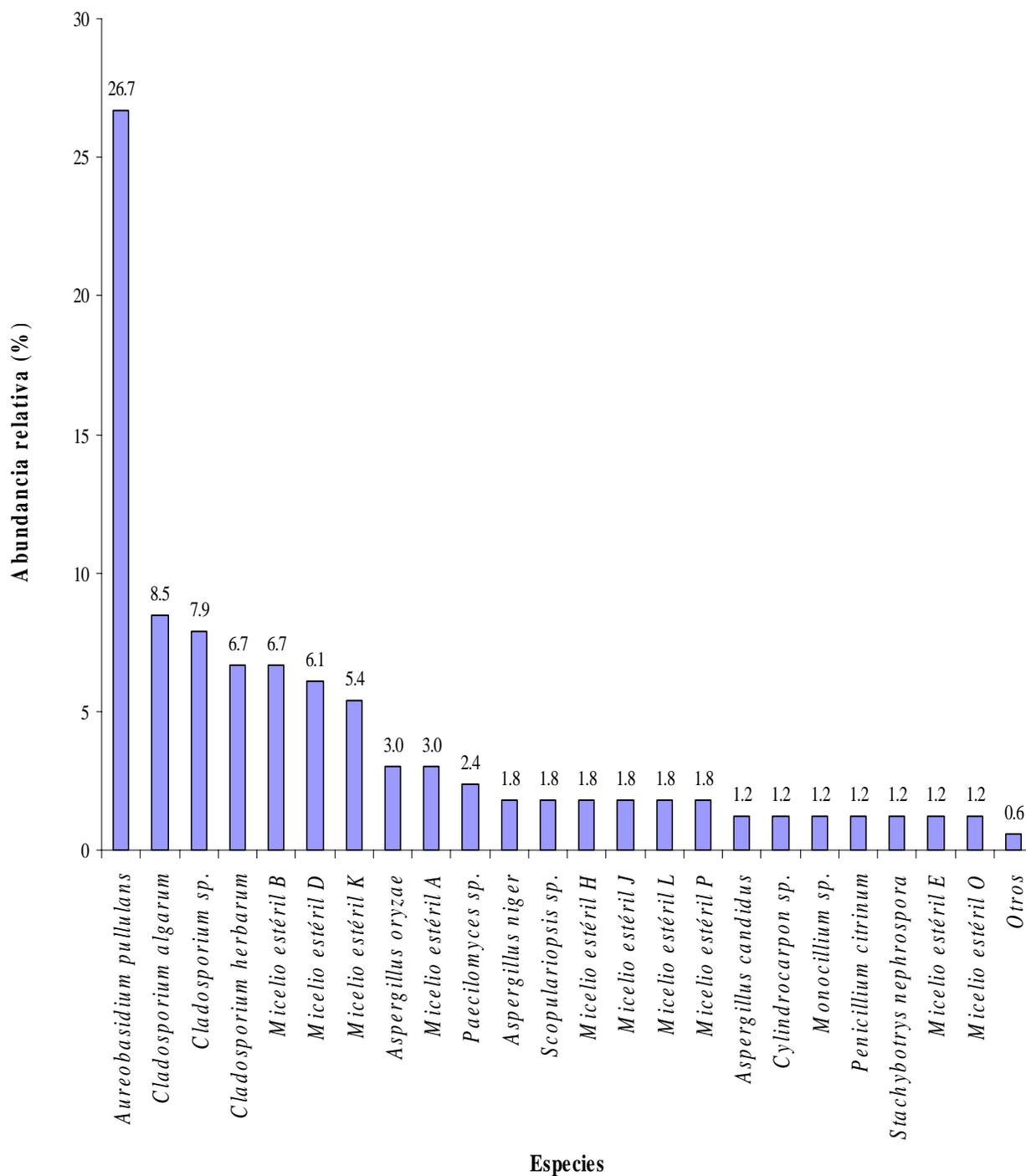
Tabla V. Continuación

<i>Aspergillus terreus</i>	-	-	1	-	-	-	-	-	-	1	0.6
<i>Aspergillus versicolor</i> 0.6	-	-	-	1	-	-	-	-	-	1	
<i>Emericella variecolor</i>	1	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0.6
Micelio estéril F	-	-	1	-	-	-	-	-	-	1	0.6
Micelio estéril G	-	-	1	-	-	-	-	-	-	1	0.6
Micelio estéril N	1	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0.6
<b>Frecuencia total</b>										<b>165</b>	
<b>Frecuencia total por SM</b>	<b>24</b>	<b>35</b>	<b>25</b>	<b>10</b>	<b>22</b>	<b>18</b>	<b>21</b>	<b>10</b>		<b>165</b>	<b>100.0</b>
<b>Abundancia relativa por SM</b>	<b>14.5</b>	<b>21.2</b>	<b>15.1</b>	<b>6.1</b>	<b>13.3</b>	<b>10.9</b>	<b>12.8</b>	<b>6.1</b>		<b>100.0</b>	
<b>Total de especies (n)</b>											<b>30</b>
<b>Índice de Shannon (H')</b>											<b>2.782</b>
<b>Valor de equiparabilidad (J')</b>											<b>0.818</b>

SM: Submuestra, colonia de *Pacifigorgia agassizii*



**Fig. 30.** Abundancia relativa de las especies fúngicas aisladas de *P. agassizii* en la Isla Larga del Parque Nacional Islas Marietas en invierno y verano.



**Fig. 31.** Abundancia relativa de las especies fúngicas aisladas de *P. agassizii* en la Isla Redonda del Parque Nacional Islas Marietas en invierno y verano.

### 5.3 Abundancia y diversidad temporal

Durante invierno se presentaron tres especies dominantes las cuales fueron *Aureobasidium pullulans* (36.7 %), *Cladosporium sp.* (12.9 %) y el micelio estéril A (10.9 %), seis especies comunes *C. herbarum* (9.5 %), *C. algarum* (8.2 %), *Aspergillus oryzae* (3.4 %), micelio estéril P (3.4 %), micelio estéril L (2.7 %) y *Scopulariopsis sp.* (2.0 %); y once especies raras, *Monocillium sp.* (1.4 %), *Penicillium citrinum* (1.4 %), micelio estéril E (1.4 %), micelio estéril O (1.4 %), *Aspergillus sp.* (0.7 %), *A. niger* (0.7 %), *A. terreus* (0.7 %), *Emericella sp.* (0.7 %), y los micelios estériles F, G y M (0.7 %) (Fig. 32). En la época de invierno se presentó una baja proporción de especies dominantes y una alta proporción de especies raras, en esta época, la submuestra 2 de la Isla Redonda presentó el valor más alto de abundancia relativa (23.8 %) y el valor más bajo lo presentó la submuestra 4 de la Isla Larga (5.4 %). La submuestra 3 extraída en la Isla Redonda presentó la mayor diversidad (15 especies) y la submuestras 1, 3 y 4 de la Isla Larga presentaron la menor diversidad (4 especies). La temperatura registrada en la época de invierno fue de 20 °C.

En la época de verano, los hongos más abundantes o dominantes fueron *Aureobasidium pullulans* (16.0 %), micelio estéril D (14.5 %) y el micelio estéril B (13.0 %), las especies con abundancia moderada o comunes fueron y el micelio estéril K (9.2 %), *Aspergillus niger* (6.9 %), *C. herbarum* (5.3 %), *C. algarum* (4.6 %), *Paecilomyces sp.* (4.6 %), *Emericella varicolor* (3.0 %), micelio estéril I, J (3.0 %), *Cylindrocarpon sp.* (2.3 %), micelio estéril H y L (2.3 %). Las especies raras en la época de verano fueron *A. candidus* (1.5 %), *Stachybotrys nephrospora* (1.5 %), micelio estéril C (1.5 %), *Acremonium sp.* (0.8 %), *Aspergillus terreus* (0.8 %), *A. versicolor* (0.8 %), *Emericella sp.* (0.8 %), *Penicillium citrinum* (0.8 %), micelio estéril M y N (0.8 %) (Fig. 33). La submuestra 1 extraída en la Isla Redonda fue la que presentó el valor más

alto de abundancia relativa (18.3 %) y la submuestra 2 de la Isla Larga el valor más bajo (5.3 %). La mayor riqueza se presentó en la submuestra 1 de la Isla Redonda con 12 especies y la menor riqueza se presentó en la submuestra 2 de la Isla Larga con 5 especies. La temperatura registrada en la época de verano fue de 27 °C.

Las especies dominantes en las dos épocas muestreadas fueron considerablemente diferentes a excepción de *Aureobasidium pullulans* la cual fue la especie más abundante en invierno y en verano. Los hongos con abundancia relativa baja, es decir las especies raras en ambas épocas, fueron *Aspergillus terreus*, *Emericella* sp., *Penicillium citrinum* y el micelio estéril M. Con relación a la abundancia relativa, no se encontraron diferencias significativas entre la época de invierno y la de verano ( $F_{1,136} = 0.195$ ,  $P = 0.66$ ). La interacción entre islas y estaciones tampoco fue significativa ( $F_{1,136} = 0.232$ ,  $P = 0.63$ ).

Como resultado del muestreo en la época de invierno se obtuvieron 20 hongos diferentes (11 ascomicetes anamórficos, un ascomicete, 8 micelios estériles) con una frecuencia total de 147, en la época de verano se obtuvieron 24 hongos diferentes (12 ascomicetes anamórficos, dos ascomicetes, 10 micelios estériles) con una frecuencia total de 131. El valor del índice de Shannon de ambas islas en invierno fue de  $H' = 2.181$  y el de verano fue de  $H' = 2.712$ ; lo que muestra que se presentó una diversidad más alta en la época de verano. Los valores del índice de equiparabilidad de Pielou fueron  $J' = 0.728$  y  $J' = 0.853$  respectivamente, lo que indica que en verano las especies se distribuyen de manera más equitativa. Con relación a la similitud, el valor obtenido al aplicar el índice de Sørensen entre los datos de invierno y verano fue de 65.38, es decir que las dos épocas comparten el 65 % de especies. Las especies que estuvieron presentes tanto en el muestreo de invierno como de verano fueron las siguientes: *Aureobasidium pullulans*, *C. herbarum*, *C. algarum*, *Penicillium citrinum*, *Aspergillus niger*, *A. terreus*, *Emericella* sp., micelio L y M. La lista de los taxa, el número total de especies, la frecuencia registrada de cada

especie, la abundancia relativa, el índice de diversidad de Shannon ( $H'$ ) y el índice de equiparabilidad de Pielou ( $J'$ ) de las dos épocas se muestran en las tablas VI y VII.

Los datos de abundancia relativa de las diferentes especies aisladas de *P. agassizii* en el arrecife de la Reserva de la Biosfera Islas Marietas indican que existe una especie dominante la cual fue *A. pullulans* y 24 especies raras con una abundancia relativa menor al 2.0 %. Los datos del muestreo global se muestran en la tabla VIII.

Tabla VI. Abundancia de los hongos aislados de las submuestras de *Pacifigorgia agassizii* en las Islas Larga y Redonda en el Parque Nacional Islas Marietas durante invierno (20 °C).

Especie	Isla Larga				Isla Redonda				Total	Abundancia relativa (%)
	SM1	SM2	SM3	SM4	SM1	SM2	SM3	SM4		
<i>Aureobasidium pullulans</i>	10	9	3	1	5	20	5	1	54	36.7
<i>Cladosporium</i> sp.	-	4	1	1	2	7	1	3	19	12.9
Micelio estéril A	4	4	3	-	1	3	-	1	16	10.9
<i>Cladosporium herbarum</i>	-	2	3	-	4	1	3	1	14	9.5
<i>Cladosporium algarum</i>	1	-	-	2	6	2	1	-	12	8.2
<i>Aspergillus oryzae</i>	-	-	-	-	-	-	2	3	5	3.4
Micelio estéril P	-	2	-	-	1	1	1	-	5	3.4
Micelio estéril L	-	-	-	4	-	-	-	-	4	2.7
<i>Scopulariopsis</i> sp.	-	-	-	-	2	-	1	-	3	2.0
<i>Monocillium</i> sp.	-	-	-	-	-	-	2	-	2	1.4
<i>Penicillium citrinum</i>	-	-	-	-	-	-	1	1	2	1.4
Micelio estéril E	-	-	-	-	1	-	1	-	2	1.4
Micelio estéril O	-	-	-	-	-	-	2	-	2	1.4
<i>Aspergillus</i> sp.	-	-	-	-	-	-	1	-	1	0.7
<i>Aspergillus niger</i>	-	-	-	-	-	1	-	-	1	0.7
<i>Aspergillus terreus</i>	-	-	-	-	-	-	1	-	1	0.7
<i>Emericella</i> sp.	1	-	-	-	-	-	-	-	1	0.7
Micelio estéril F	-	-	-	-	-	-	1	-	1	0.7
Micelio estéril G	-	-	-	-	-	-	1	-	1	0.7
Micelio estéril M	-	1	-	-	-	-	-	-	1	0.7
<b>Frecuencia total</b>									<b>147</b>	
<b>Frecuencia total por SM</b>	<b>16</b>	<b>22</b>	<b>10</b>	<b>8</b>	<b>22</b>	<b>35</b>	<b>24</b>	<b>10</b>	<b>147</b>	<b>100.0</b>
<b>Abundancia relativa por SM</b>	<b>10.9</b>	<b>15.0</b>	<b>6.8</b>	<b>5.4</b>	<b>15.0</b>	<b>23.8</b>	<b>16.3</b>	<b>6.8</b>	<b>100.0</b>	
<b>Total de especies (n)</b>										<b>20</b>

Tabla VI. Continuación

<b>Índice de Shannon (H')</b>	<b>2.181</b>
<b>Valor de equiparabilidad (J')</b>	<b>0.728</b>

**SM:** Submuestra, colonia de *Pacifigorgia agassizii*

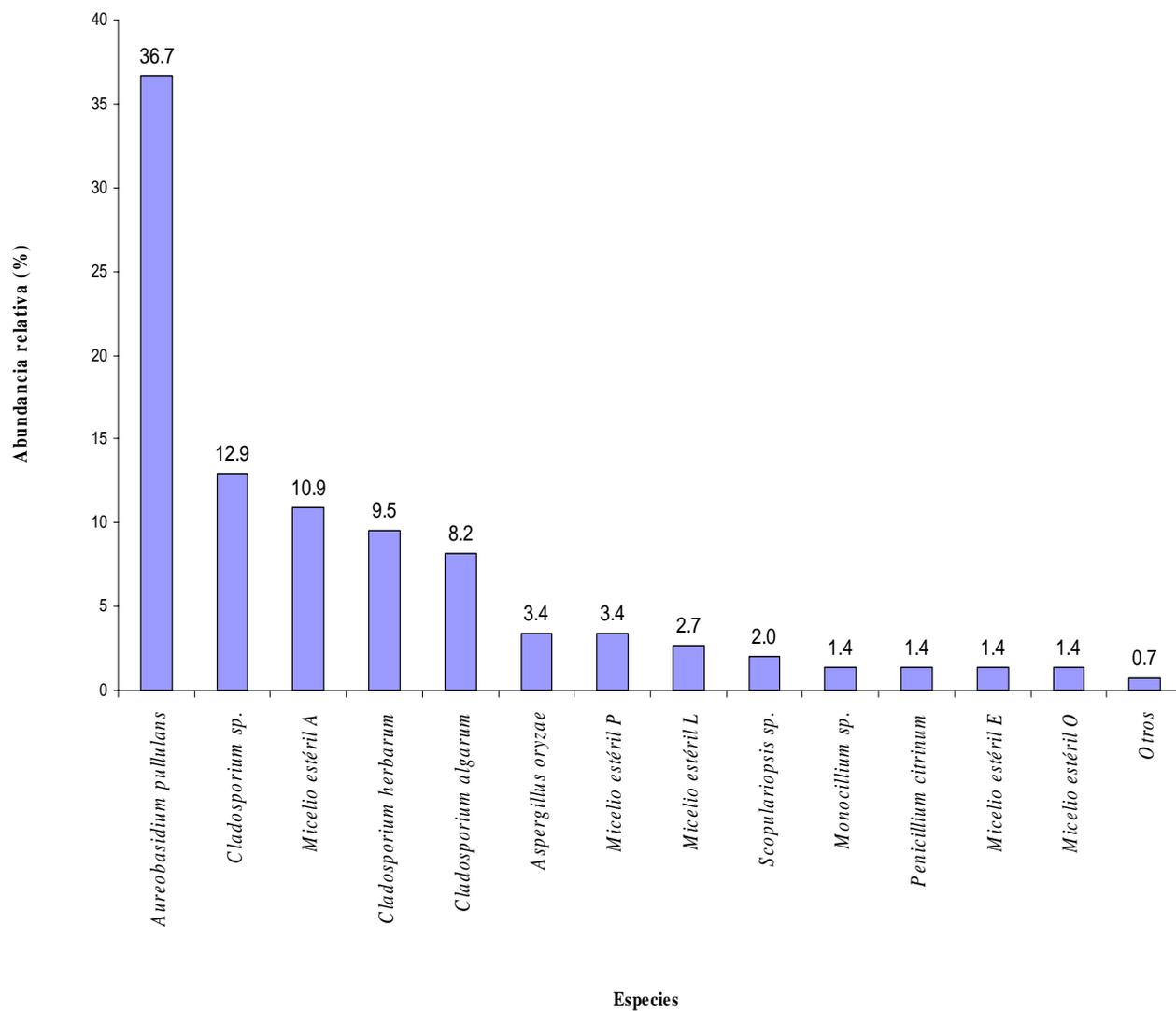
Tabla VII. Abundancia de los hongos aislados de las submuestras de *Pacifigorgia agassizii* en las Islas Larga y Redonda en el Parque Nacional Islas Marietas durante verano (27 °C).

Especie	Isla Larga				Isla Redonda				Total	Abundancia relativa (%)
	SM1	SM2	SM3	SM4	SM1	SM2	SM3	SM4		
<i>Aureobasidium pullulans</i>	4	2	1	1	1	8	3	1	21	16.0
Micelio estéril D	-	2	2	5	4	1	3	2	19	14.5
Micelio estéril B	3	-	-	3	4	2	3	2	17	13.0
Micelio estéril K	1	-	-	2	3	2	3	1	12	9.2
<i>Aspergillus niger</i>	2	-	5	-	1	-	-	1	9	6.9
<i>Cladosporium herbarum</i>	1	1	1	2	-	-	1	1	7	5.3
<i>Cladosporium algarum</i>	-	-	1	-	1	1	2	1	6	4.6
<i>Paecilomyces</i> sp.	1	1	-	-	4	-	-	-	6	4.6
<i>Emericella variegata</i>	-	-	-	3	1	-	-	-	4	3.0
Micelio estéril I	3	-	1	-	-	-	-	-	4	3.0
Micelio estéril J	-	-	-	1	-	-	2	1	4	3.0
<i>Cylindrocarpon</i> sp.	-	-	-	1	1	-	1	-	3	2.3
Micelio estéril H	-	-	-	-	-	2	1	-	3	2.3
Micelio estéril L	-	-	-	-	2	1	-	-	3	2.3
<i>Aspergillus candidus</i>	-	-	-	-	-	-	2	-	2	1.5
<i>Stachybotrys nephrospora</i>	-	-	-	-	1	1	-	-	2	1.5
Micelio estéril C	-	-	1	1	-	-	-	-	2	1.5
<i>Acremonium</i> sp.	-	-	-	1	-	-	-	-	1	0.8
<i>Aspergillus terreus</i>	-	-	1	-	-	-	-	-	1	0.8
<i>Aspergillus versicolor</i>	-	-	-	-	-	-	-	1	1	0.8
<i>Emericella</i> sp.	-	-	-	1	-	-	-	-	1	0.8
<i>Penicillium citrinum</i>	-	-	1	-	-	-	-	-	1	0.8
Micelio estéril M	-	1	-	-	-	-	-	-	1	0.8
Micelio estéril N	-	-	-	-	1	-	-	-	1	0.8

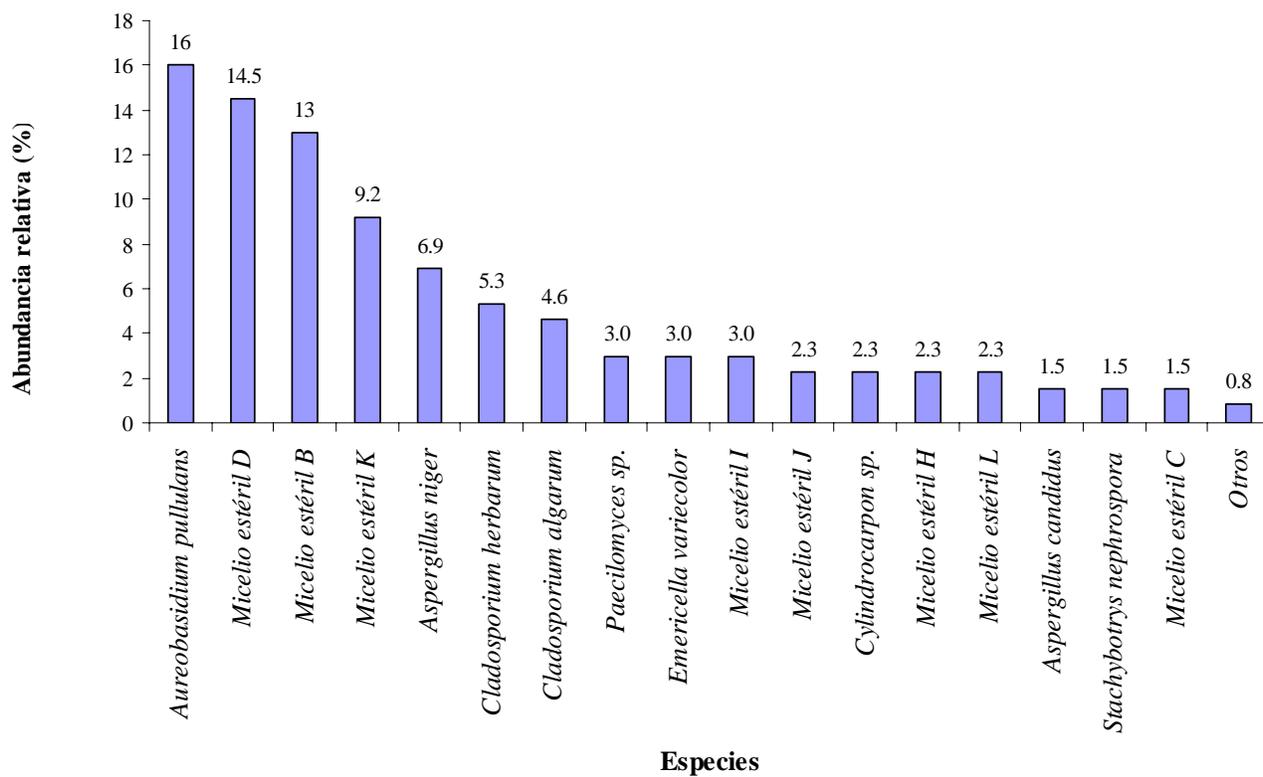
Tabla VII. Continuación

<b>Frecuencia total</b>										<b>131</b>	
<b>Frecuencia total por SM</b>	<b>15</b>	<b>7</b>	<b>14</b>	<b>21</b>	<b>24</b>	<b>18</b>	<b>22</b>	<b>10</b>		<b>131</b>	<b>100.0</b>
<b>Abundancia relativa por SM</b>	<b>11.4</b>	<b>5.3</b>	<b>10.7</b>	<b>16.0</b>	<b>18.3</b>	<b>13.7</b>	<b>16.8</b>	<b>7.6</b>		<b>100.0</b>	
<b>Total de especies (n)</b>											<b>24</b>
<b>Índice de Shannon (H')</b>											<b>2.712</b>
<b>Valor de equiparabilidad (J')</b>											<b>0.853</b>

SM: Submuestra, colonia de *Pacifigorgia agassizii*



**Fig. 32.** Abundancia relativa de las especies fúngicas aisladas de *P. agassizii* en invierno en la Isla Redonda y Larga (Islas Marietas).



**Fig. 33.** Abundancia relativa de las especies fúngicas aisladas de *P. agassizii* en verano en la Isla Redonda y Larga (Islas Marietas).

Tabla VIII. Abundancia de los hongos aislados combinando las submuestras de *Pacifigorgia agassizii* en las Islas Larga y Redonda de la Reserva de la Biosfera Islas Marietas, durante invierno y verano.

Especie	SM1	SM2	SM3	SM4	Total	Abundancia relativa (%)	
<i>Aureobasidium pullulans</i>	20	39	12	4	75	27.01	
<i>Cladosporium herbarum</i>	5	4	8	4	21	7.5	
<i>Cladosporium</i> sp.	2	11	2	4	19	6.8	
Micelio estéril D	4	3	5	7	19	6.8	
<i>Cladosporium algarum</i>	8	3	4	3	18	6.5	
Micelio estéril B	7	2	3	5	17	6.1	
Micelio estéril A	5	7	3	1	16	5.7	
Micelio estéril K	4	2	3	3	12	4.3	
<i>Aspergillus niger</i>	3	1	5	1	10	3.6	
Micelio estéril L	2	1	-	4	7	2.5	
<i>Paecilomyces</i> sp.	5	1	-	-	6	2.2	
<i>Aspergillus oryzae</i>	-	-	2	3	5	1.8	
Micelio estéril P	1	3	1	-	5	1.8	
<i>Emericella varicolor</i>	1	-	-	3	4	1.4	
Micelio estéril I	3	-	1	-	4	1.4	
Micelio estéril J		-	-	2	2	4	1.4
<i>Cylindrocarpon</i> sp.	1	-	1	1	3	1.1	
<i>Penicillium citrinum</i>	-	-	2	1	3	1.1	
<i>Scopulariopsis</i> sp.	2	-	1	-	3	1.1	
Micelio estéril H	-	2	1	-	3	1.1	
<i>Aspergillus candidus</i>	-	-	2	-	2	0.7	
<i>Aspergillus terreus</i>	-	-	2	-	2	0.7	
<i>Emericella</i> sp.	1	-	-	1	2	0.7	
<i>Monocillium</i> sp.	-	-	2	-	2	0.7	
<i>Stachybotrys nephrospora</i>	1	1	-	-	2	0.7	
Micelio estéril C	-	-	1	1	2	0.7	
Micelio estéril E	1	-	1	-	2	0.7	
Micelio estéril M	-	2	-	-	2	0.7	
Micelio estéril O	-	-	2	-	2	0.7	
<i>Acremonium</i> sp.	-	-	-	1	1	0.4	
<i>Aspergillus</i> sp.	-	-	1	-	1	0.4	
<i>Aspergillus versicolor</i>	-	-	1	-	1	0.4	
Micelio estéril F	-	-	1	-	1	0.4	
Micelio estéril G	-	-	1	-	1	0.4	
Micelio estéril N	1	-	-	-	1	0.4	
<b>Frecuencia total</b>					<b>278</b>		
<b>Frecuencia total por SM</b>	<b>77</b>	<b>82</b>	<b>70</b>	<b>49</b>	<b>278</b>	<b>100.0</b>	
<b>Abundancia relativa por SM</b>	<b>27.7</b>	<b>29.5</b>	<b>25.2</b>	<b>17.6</b>	<b>100.0</b>		
<b>Total de especies (n)</b>						<b>35</b>	

SM: Submuestra, colonia de *Pacifigorgia agassizii*

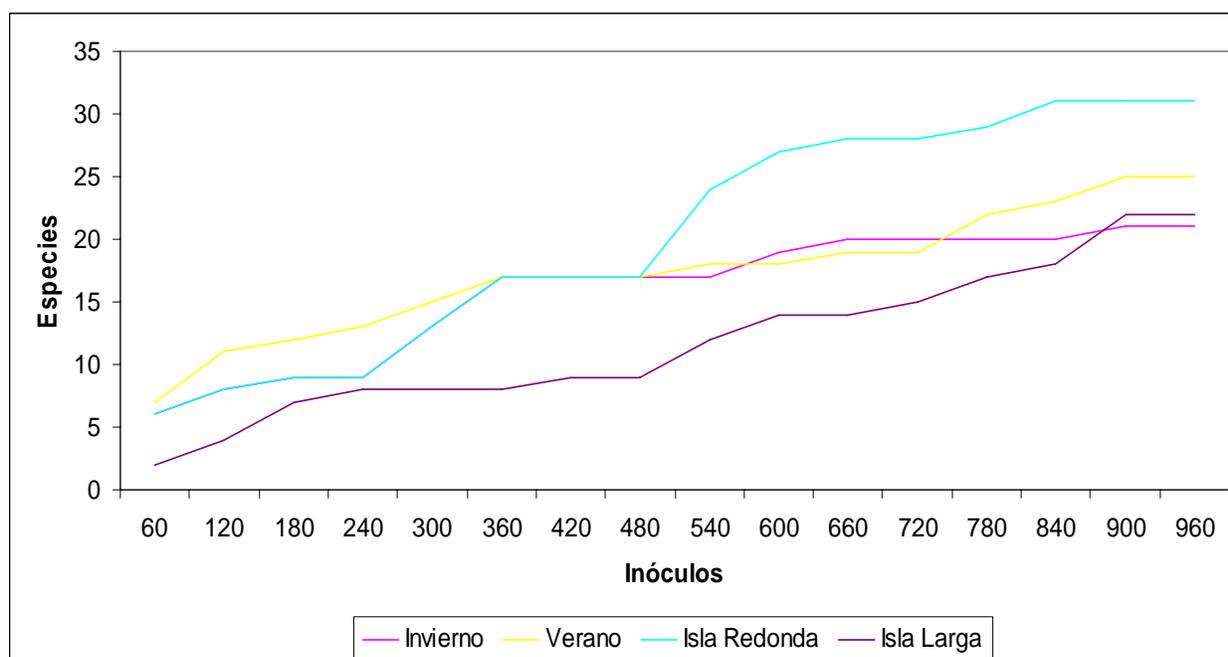
## 5.4 Relación de la diversidad fúngica con la profundidad

Al llevar a cabo la regresión lineal, no hubo un ajuste significativo, el índice de correlación obtenido fue de  $R^2 = 0.056$ , esto nos indica que la profundidad explica el 5.6 % del comportamiento de la riqueza de especies, es decir que no se encontró una relación de la diversidad fúngica con la profundidad.

## 5.5 Eficacia de la metodología

### 5.5.1 Tamaño de muestra

Se llevaron a cabo curvas de acumulación de especies para indicar el incremento en el número de especies con relación al número de inóculos o fragmentos de coral examinados. La asíntota se alcanzó alrededor de los 850 inóculos en la Isla Larga, Isla Redonda y en el período de invierno y verano (Fig. 34), por lo tanto, el tamaño de muestra utilizado en esta investigación provee un estimado razonable para conocer comunidad fúngica asociada a *P. agassizii*.



**Fig. 34.** Curvas de acumulación de especies del número de hongos aislados de los inóculos de *Pacifigorgia agassizii* en invierno y verano y en la Isla Redonda e Isla Larga (Islas Marietas).

### **5.5.2 Resultados de los controles**

Con relación a los controles de la investigación, éstos se llevaron a cabo muy rigurosamente para cada isla y en cada época. Al final del proceso en el control negativo no se obtuvo ningún hongo, ni se observó crecimiento bacteriano o levaduriforme, asimismo no se presentó ningún tipo de contaminación en las cajas ni en los pedazos de papel filtro. En las cajas del control positivo, únicamente se observó el crecimiento de colonias del hongo de prueba *Aspergillus versicolor*.

---

---

## 6 DISCUSIÓN

De un total de 1920 inóculos o fragmentos de *Pacifigorgia agassizii* se obtuvieron 35 hongos de los cuales 10 fueron identificados a nivel de especie, 9 a nivel de género y 16 no desarrollaron estructuras reproductoras sino únicamente micelio estéril. Los 19 hongos que se identificaron pertenecen al phylum Ascomycota y se distribuyen en tres clases, Eurotiomycetes, Dothideomycetes y Sordariomycetes. La mayor parte de especies (*Aspergillus* sp., *A. candidus*, *A. niger*, *A. oryzae*, *A. terreus*, *A. versicolor*, *Emericella* sp., *Emericella varicolor*, *Paecilomyces* sp. y *Penicillium citrinum*) se ubica dentro de la clase Eurotiomycetes, orden Eurotiales y familia Trichocomaceae. La mayor riqueza se presentó en el género *Aspergillus* con 6 anamorfos y dos teleomorfos, resultados que coinciden con el trabajo anterior llevado a cabo por Medina (2005), quien reporta de igual manera la mayor riqueza para *Aspergillus* con 4 anamorfos y un teleomorfo. Sin embargo, cabe mencionar que *Aureobasidium pullulans* fue la especie más abundante en las dos épocas y en las dos islas. Un factor al cual se podría atribuir la riqueza de *Aspergillus* y la dominancia de *A. pullulans* es la halotolerancia que estos hongos presentan (Adler, 1986). Se sabe que varias especies del género *Aspergillus* presentan un amplio rango de tolerancia osmótica y con la ayuda de técnicas moleculares se han podido identificar ciertos genes involucrados en la halotolerancia (Byrne y Jones, 1975; Clipson y Hooley, 1995).

Con respecto a los micelios estériles, las características morfológicas de éstos tales como color, textura, forma y velocidad de crecimiento de la colonia indican que son hongos diferentes, el aislamiento de hongos que únicamente producen micelio estéril a partir de corales también se ha presentado en otras investigaciones como la de Kendrick *et al.* (1982), estos autores reportaron dos micelios estériles aislados de diferentes especies de corales pétreos como *Acropora palifera*, *Diploastrea heliopora*, *Goniastrea australensis* y *Porites* sp. en las Islas Lizard, Heron y

---

---

Rarotonga. Morrison-Gardiner (2002) llevó a cabo un estudio más amplio en donde aisló 617 hongos en diferentes puntos de la Gran Barrera Arrecifal de Australia. La autora reportó 99 micelios estériles aislados de diversos organismos como anélidos, briozoarios, cnidarios, crustáceos, equinodermos, moluscos, esponjas, algas, etc., cabe mencionar que la autora no especifica los taxa. Con respecto a los micelios estériles aislados de abanicos de mar, en México únicamente existe el antecedente de Medina (2005), en donde reporta uno aislado de *Pacifigorgia* sp. y 10 ascomicetes anamórficos. En el presente estudio, se obtuvieron un total de 16 micelios estériles lo que representa el 46 % de los hongos aislados, el aislamiento de hongos que producen únicamente hifas no solo se ha presentado en estudios relacionados con corales en ambientes marinos, sino también en investigaciones de ambientes terrestres en donde se han estudiado las comunidades de hongos microscópicos asociados con la hojarasca (Bills y Polishook, 1994). La presencia de micelios estériles se podría atribuir a diferentes factores, uno de ellos es el dimorfismo, éste es un proceso que presentan ciertos hongos en donde la morfología cambia si las condiciones ambientales se alteran; los hongos dimórficos presentan dos morfotipos, uno micelial (hifas) y otro conidial o levaduriforme, sin embargo la morfogénesis en hongos, es decir el proceso de transición entre los morfotipos, es un proceso muy complejo. Se sabe que el dimorfismo es un mecanismo que han desarrollado algunos hongos para sobrevivir en diferentes ambientes (Woods, 2002). Por otro lado, se podría pensar que los hongos que produjeron únicamente micelio estéril se encuentran estrechamente relacionados con el coral y muy adaptados al medio, ya que cuando se extraen del medio marino éstos ya no producen estructuras reproductoras, lo anterior se puede relacionar con los hongos endófitos, los cuales son hongos que colonizan y viven dentro del tejido de plantas actuando como parásitos, comensales o mutualistas. La relación hongo-planta es muy estrecha y se piensa que se han llevado a cabo procesos de coevolución muy complejos entre ambos organismos por ejemplo,

---

---

ciertos hongos únicamente producen micelio estéril cuando se extraen y aíslan del tejido de la planta, existen algunos casos en donde incluso el hongo muere cuando se extrae del tejido vegetal (Hirsch y Braun, 1992; Bacon y White, 2000).

Se obtuvieron 19 especies que si produjeron estructuras reproductoras, 17 ascomicetes anamórficos (estados asexuales o conidiales) y dos ascomicetes holomorfos, es decir hongos que presentaron tanto la fase asexual (anamorfa) como la sexual (teleomorfa) en la misma caja de Petri; el aislamiento de estados holomorfos en general es poco común. En este estudio se aislaron dos hongos en su estado holomorfo: *Emericella* sp. y *Emericella variecolor*, los cuales se encuentran dentro del grupo de *Aspergillus nidulans* con ascosporas esteladas, y su aislamiento en los diferentes ambientes no es muy común (Raper y Fennell, 1965), por lo que la obtención de estas dos especies en este estudio representa resultados interesantes ya que *Emericella* sp. podría ser una nueva especie y esto se puede atribuir al hecho de que el ambiente arrecifal se encuentra poco explorado y presenta nichos muy particulares. Los hongos que produjeron estructuras reproductoras se identificaron con base en claves especializadas hasta nivel de especie y hubo algunos hongos que se determinaron hasta nivel de género debido a que sus características no coincidieron con las descripciones de las especies conocidas. La presencia de dichas características podría ser el resultado de adaptaciones al ambiente marino y tratarse de nuevas especies. Sin embargo, para poder afirmar lo anterior se requieren llevar a cabo estudios morfológicos, ecológicos, fisiológicos y moleculares más detallados. La mayoría de los hongos que se identificaron hasta nivel de género son hongos muy complejos taxonómicamente, este problema de identificación hasta nivel de género se ha presentado en otros trabajos sobre hongos de arrecifes. Morrison-Gardiner (2002) reportó a nivel de género todos los hongos de su estudio en los arrecifes de Australia, mientras Kendrick *et al.* (1982) reportaron 2 géneros de los 20 hongos que aislaron en su trabajo. Los problemas taxonómicos que complican la identificación a

---

---

nivel de especie en hongos se pueden presentar en tres niveles: morfológico, molecular y ecológico. A nivel morfológico, algunos hongos presentan dos fases (asexual y sexual), existen algunos casos en donde un hongo en su estado sexual presenta varios estados asexuales; otro problema a nivel morfológico es el tamaño de sus estructuras reproductoras y que en algunos casos éstas no se desarrollan. El reconocimiento biológico de especies ha sido utilizado para identificar grupos que presentan individuos que se pueden entrecruzar, sin embargo, estas pruebas de entrecruzamiento no se pueden llevar a cabo en hongos que no producen meiosporas. Lo anterior es un serio problema ya que aproximadamente el 20 % de los hongos son asexuales y no producen meiosporas (Taylor *et al.*, 2000).

A nivel molecular, las secuencias no siempre separan a las especies y a nivel ecológico se han presentado casos en donde una especie se aísla de ambientes diferentes y aunque la morfología de las cepas es igual, su fisiología, metabolismo y nicho ecológico son diferentes (Geiser *et al.*, 1998).

Los hongos que se identificaron hasta nivel de especie, presentan las características morfológicas de las especies terrestres, sin embargo, de manera interesante diversos autores mencionan que existe una diferencia importante a nivel genético entre las cepas de la misma especie aisladas del ambiente marino y las del ambiente terrestre. Por ejemplo, Geiser *et al.* (1998) mencionan que existe una diferencia importante entre las cepas marinas y terrestres de *Aspergillus sydowii* (Bain. & Sart) Thom & Church, el agente causal de la aspergilosis en los abanicos de mar. Estos autores llevaron a cabo un estudio acerca de la enfermedad en el abanico de mar *Gorgonia ventalina* y demostraron que las cepas aisladas del medio terrestre no infectaron al coral sano, mientras que las cepas aisladas de tejido enfermo en el medio marino sí fueron patógenas al reinocularse en corales sanos. Aunque las características macroscópicas y microscópicas coinciden con la descripción de *A. sydowii* existe una diferencia genética entre

---

---

ambas cepas. La divergencia entre las secuencias de *A. sydowii* marino y *A. sydowii* terrestre mostró un máximo de 1.1 %, todos estos experimentos los llevaron a cabo en Saba y San Salvador bajo condiciones controladas de acuario. Con base en lo anterior se podría decir que aunque las especies reportadas en este estudio presentan las características de las especies terrestres, éstas son especies marinas facultativas y podrían presentar diferencias a nivel genético con respecto a las cepas terrestres. Esto es un tema muy interesante para una futura investigación, es decir comparar las cepas marinas con las cepas terrestres a nivel molecular.

En la literatura, sólo existe un registro de algunas de las especies fúngicas reportadas en este trabajo, Medina (2005) reportó *A. terreus*, *A. versicolor*, *Emericella* sp. y *P. citrinum* asociadas a *Pacifigorgia* sp., estas especies se volvieron a aislar en esta investigación. Las especies que se registran por primera vez en México de un arrecife rocoso son: *A. candidus*, *A. niger*, *A. oryzae*, *Aureobasidium pullulans*, *Cladosporium* sp.; *C. algarum*, *C. herbarum*, *Cylindrocarpon* sp., *Emericella varicolor*, *Monocillium* sp., *Paecilomyces* sp., *Scopulariopsis* sp. y *Stachybotrys nephrospora*.

La distribución de la abundancia relativa de las especies muestra que en la Isla Larga hubo dos especies dominantes y la misma proporción de especies comunes y raras. En la Isla Redonda *Aureobasidium pullulans* fue la única especie dominante, y se presentó una mayor proporción de especies raras. De manera interesante, la especie más abundante tanto en invierno como en verano y en ambas islas fue *Aureobasidium pullulans* un hongo aislado principalmente de partes necrosadas del coral. Este hongo presenta dos fases de crecimiento una levaduriforme y otra micelial, la fase levaduriforme se aisló del tejido del coral y cambió al morfotipo micelial cuando se pasó a las cajas de Petri y a los tubos con medio de cultivo. A este tipo de hongos que presentan dos morfotipos, se les denomina dimórficos como ya se había mencionado anteriormente y son de especial interés en el ámbito médico ya que causan diversas infecciones y

---

---

enfermedades al hombre. *A. pullulans* ha sido registrado como agente etiológico de varias enfermedades. Ashikaga (1920) registró a la especie en Japón como un causante de queratomicosis, Akagi *et al.* (1958) y Matsumoto *et al.*, (1987) lo reportan como patógeno oportunista. Larone (2002) menciona que es un agente de micosis oculares, cutáneas, pulmonares e infecciones sistémicas, aunque no es muy común. Debido a que *A. pullulans* se aisló principalmente de tejido necrosado, se podría pensar como probable agente patógeno para el coral, sin embargo esto no se puede afirmar hasta llevar a cabo estudios más detallados. Los procesos infecciosos y la patogenicidad de *A. pullulans* en el hombre no se conocen en su totalidad y en corales no existe ningún antecedente.

Con respecto a la diversidad en términos espaciales en la Isla Redonda se obtuvo una mayor diversidad  $H' = 2.782$  y en la Isla Larga una menor diversidad  $H' = 2.595$ . Sin embargo, de manera contrastante el valor de equitatividad de Pielou fue mayor en la Isla Larga  $J' = 0.84$  que en la Isla Redonda  $J' = 0.818$ , estos valores nos indican que las especies se distribuyen de manera más uniforme en la Isla Larga a pesar de presentar menor diversidad.

Los datos combinados de los muestreos, es decir la distribución de la abundancia relativa en el arrecife estudiado mostró la presencia de sólo una especie dominante la cual fue *Aureobasidium pullulans*, y que *Aspergillus niger*, *Cladosporium algarum*, *Cladosporium herbarum*, *Cladosporium sp.*, *Paecilomyces sp.* y los micelios estériles A, B, D, K, L son especies comunes o con abundancia relativa moderada. La mayor proporción de especies fueron raras es decir con una abundancia relativa menor al 2 %. Estos resultados concuerdan con otros trabajos acerca de hongos marinos (Hyde, 1986; Prasannarai y Sridhar, 2001) y con datos que se tienen acerca de las comunidades en general (Magurran, 2004). Los datos obtenidos, sin embargo fueron diferentes a los obtenidos por Medina (2005), en dicho trabajo se presentó una distribución de abundancias en donde hubo pocas especies dominantes, muchas comunes y pocas raras.

---

---

En el mundo no se ha llevado a cabo ningún trabajo acerca de la distribución de abundancias de los hongos marinos coralícolas, sin embargo existen datos acerca de la abundancia y diversidad de hongos marinos lignícolas y arenícolas (González y Herrera, 1995; González *et al.*, 1998; Prasannarai y Sridhar, 2001; Figueira y Barata, 2007) y de hongos microscópicos de agua dulce (Cai *et al.*, 2006), cabe mencionar que la mayor parte de trabajos acerca de la biodiversidad y la abundancia se han llevado a cabo con hongos microscópicos en ambientes terrestres (Bills y Polishhook, 1994).

González y Herrera (1995) reportan a *Halosphaeria quadricornuta* como la especie más abundante en su estudio con una abundancia relativa de 35.3 %. La distribución de las abundancias en la investigación llevada a cabo por González *et al.* (1998) en las costas de Colima, Quintana Roo y Veracruz mostró dos especies dominantes con una abundancia relativa de 11.6 % y 11.3 %, la gran parte de especies presentó valores intermedios. Prasannarai y Sridhar (2001) mencionan que las especies dominantes en su estudio presentaron una abundancia relativa mayor al 10 % y que las especies raras una abundancia relativa entre 0.04-0.5 %. Figueira y Barata (2007) en un estudio acerca de los hongos marinos en dos playas en Portugal mencionan que la mayoría de los hongos aislados fueron raros y que solo tres fueron las especies dominantes con una abundancia relativa igual o mayor al 10 %. Es decir que en general las especies dominantes tienen un valor de abundancia relativa mayor al 10 % y las especies raras igual o menor al 2 %.

Cai *et al.* (2006) en su estudio acerca de hongos microscópicos de agua dulce obtuvieron resultados semejantes a los resultados obtenidos en esta tesis, los autores mencionan que hubo pocas especies dominantes y una gran proporción de especies raras; las especies dominantes presentaron valores de abundancia relativa entre 18.0 % - 11.0 % y que las especies consideradas como raras fueron registradas 1 o 2 veces con una abundancia relativa menor al 2 %. Magurran

---

---

(2004) menciona que la riqueza y la abundancia de las especies varía en la mayoría de las comunidades, sin embargo, en general en la mayor parte de las comunidades presentan una o dos especies dominantes y la mayoría son especies raras, en otros casos, las abundancias son más o menos iguales pero nunca uniformes. Sin embargo definir cuales son las especies raras es algo muy complicado y no existe una ley universal. Cabe mencionar que la delimitación hecha en este trabajo entre las especies dominantes, comunes y raras es una propuesta basada en todos los trabajos anteriormente mencionados.

Los resultados de esta tesis sugieren que la micobiota asociada a *Pacifigorgia agassizii* está compuesta por ascomicetes anamorfos en su mayoría (48.6 %), el porcentaje o proporción de especies anamorfos, no se pueden comparar con datos en comunidades arrecifales, sin embargo si concuerda con los porcentajes de anamorfos obtenidos de otros ambientes marinos (González *et al.*, 1998, Roth *et al.*, 1964), cabe mencionar no concuerdan con estudios acerca de hongos marinos lignícolas en donde el mayor porcentaje de hongos aislados son ascomicetes (Figueira y Barata, 2007; Prasannarai y Sridhar, 2001). En la Isla Redonda y Larga en la época de invierno se observó el siguiente comportamiento de las especies, tres dominantes, cinco comunes y doce raras, en la época de verano se observaron tres dominantes, ocho comunes y diez raras, este comportamiento concuerda con otros trabajos acerca de hongos microscópicos marinos (Hyde, 1986), el autor reporta proporciones semejantes en cuanto a las especies dominantes, comunes y raras.

Con respecto a la diversidad, al aplicar el índice de Shannon se obtuvo un valor de  $H' = 2.712$  en verano y un valor  $H' = 2.181$  en invierno, lo que muestra que existe una mayor diversidad en verano. En verano se obtuvieron 24 hongos y en invierno 20 hongos diferentes. Los valores obtenidos al aplicar el índice de Pielou, nos muestran que la equitatividad es mayor en verano ( $J' = 0.853$ ) que en invierno ( $J' = 0.728$ ), es decir que las especies se distribuyen de manera

---

---

más uniforme en la comunidad en la época de verano que en invierno. La presencia de una mayor diversidad en verano se puede atribuir al efecto de la temperatura del lugar ya que en esta época la temperatura registrada fue mayor (27 °C) que en invierno (20 °C), sin embargo no solo se puede atribuir a un factor sino a varios o a la combinación de éstos. Los hongos que estuvieron presentes en invierno y en verano fueron *Aspergillus niger*, *A. terreus*, *Aureobasidium pullulans*, *Cladosporium algarum*, *C. herbarum*, *Emericella* sp. , *Penicillium citrinum*, *Stachybotrys nephrospora*, micelio estéril L y micelio estéril M.

Se sabe que existen varios factores que pueden afectar a la diversidad y la distribución de los hongos marinos, sin embargo la temperatura y la salinidad se consideran como los factores que más influyen en su distribución (Kohlmeyer y Kohlmeyer, 1979; Booth y Kenkel, 1986). Hughes (1974) propuso un modelo de distribución de los hongos marinos y tomó como base principal a la temperatura, el autor propone cuatro grupos: 1) Ártico-Antártico, 2) Templado, 3) Sub-tropical y 4) Tropical. En la presente investigación sí se observaron diferencias en cuanto a las comunidades fúngicas de invierno y de verano. Las especies sub-dominantes en ambas épocas fueron diferentes y la especie dominante fue *A. pullulans*, además de que hubo ciertas especies que solo se presentaron en verano tales como *Acremonium* sp., *Aspergillus candidus*, *A. versicolor*, *Cylindrocarpon* sp., *Emericella variicolor*, *Paecilomyces* sp., *Stachybotrys nephrospora*. A una especie capaz de soportar variaciones importantes de la intensidad de los factores ecológicos se le llama eurícora, en el caso contrario se le llama estenócora. Esta nomenclatura aplicada al factor ecológico de la temperatura permite definir a las especies como estenotermas y euritermas (Dajoz, 2002). Con base en lo anterior, a las especies fúngicas presentes en ambas épocas se les podría considerar euritermas, es decir que presentan un amplio rango de tolerancia de temperatura ya que se observó una variación de 7 °C entre ambas épocas; a las especies presentes únicamente en una sola época se les podría denominar estenotermas.

Con relación a las especies dominantes, se piensa que éstas juegan un papel importante en la comunidad (Cai *et al.*, 2006), podrían estar actuando como degradadoras o bien como patógenas. Roth *et al.* (1964) reportó a *Aureobasidium pullulans* como una de las especies dominantes en las costas oceánicas de Florida. El hecho de conocer cual es la especie dominante y las especies sub-dominantes en la comunidad del arrecife de las Islas Marietas, puede servir de apoyo para estudios futuros acerca de estado de conservación de corales, relaciones simbióticas como posibles mutualistas, comensalistas o parásitos, etc.

Al llevar a cabo la regresión lineal para probar si existía una relación entre la profundidad y la riqueza de especies, no hubo un ajuste significativo, el índice de correlación fue de  $R^2 = 0.056$ , lo que nos indica que el factor de la profundidad explica el 6 % del comportamiento de la riqueza, es decir que existen otros factores que pueden influir como pH, salinidad, oxígeno disuelto, corrientes, etc.

Las Islas Marietas, constituyen un importante destino turístico por lo que la presencia o ausencia de los hongos podría estar influenciada por el impacto que causa el turismo en la zona. Algunas de las actividades turísticas que se llevan a cabo en las Islas y en el arrecife son buceo y snorkeleo.

Con respecto a la eficacia de la metodología, se utilizaron curvas de acumulación de especies ya que en el inventariado de la diversidad biológica a menudo resulta imposible registrar la totalidad de las especies presentes en un área determinada. Este es un grave problema, dado que la riqueza de especies es la principal variable descriptiva de la biodiversidad. Las curvas de acumulación de especies, en las que se representa el número de especies acumulado en el inventario frente al esfuerzo de muestreo empleado, son una potente metodología para estandarizar las estimas de riqueza obtenidas en distintos trabajos de inventariado (Jiménez y Hortal, 2003). Las curvas de acumulación de especies permiten dar fiabilidad a los inventarios

---

---

biológicos y posibilitar su comparación; permiten una mejor planificación del trabajo de muestreo, tras estimar el esfuerzo requerido para conseguir inventarios fiables y nos permiten extrapolar el número de especies observado en un inventario para estimar el total de especies que estarían presentes en la zona. Al construir una curva de acumulación de especies lo primero que se debe decidir es la manera en la que se va a cuantificar el esfuerzo de muestreo, si se quiere aportar una serie de recomendaciones sobre la planificación del muestreo para otros investigadores, es preferible expresar el esfuerzo como unidades de muestreo (Moreno y Halffter, 2001), en este caso las unidades de muestreo fueron los 1920 fragmentos del coral. Una vez decidida la unidad de esfuerzo que se va a emplear, la curva de acumulación de especies se construyó representando el incremento en el número de especies añadidas al inventario según aumenta el esfuerzo de muestreo realizado. Las curvas de acumulación de especies son una herramienta importante en los estudios sobre biodiversidad (Moreno y Halffter, 2000; Willott, 2001). En este trabajo, el tamaño de muestra fue de 1920 inóculos y al llevar a cabo las curvas de acumulación de especies la asíntota se alcanzó alrededor de los 850 inóculos por lo que el tamaño de muestra utilizado provee un estimado razonable de la diversidad fúngica asociada a *P. agassizii*.

Los resultados de los controles positivo y negativo, mostraron que las cepas que se obtuvieron provienen del tejido de *Pacificorgia agassizii* y que no se trata de hongos contaminantes provenientes del aire o del medio terrestre. El control negativo demostró de manera clara las condiciones de esterilidad del proceso y del material utilizado. El control positivo demostró la eficiencia del método ya que al final del proceso se obtuvo o recuperó el hongo de prueba *A. versicolor*. Asimismo los controles demuestran que la metodología aplicada para aislar la microbiota de *P. agassizii* fue la adecuada. Cabe mencionar que Morrison-Gardiner (2002) no llevó a cabo ningún tipo de control en su investigación.

Con respecto al potencial patogénico de los hongos, se sabe que algunas especies de *Aspergillus* pueden causar diversas enfermedades infecciosas a los animales, al hombre y también a los abanicos de mar. *A. sydowii* es el agente causal de la aspergilosis en *Gorgonia ventalina*. Un resultado interesante es que algunas de la especies de *Aspergillus* que se aislaron en este trabajo se han reportado como infecciosas a los animales y al hombre, por lo que éstas podrían actuar como patógenas oportunistas o emergentes en el coral; hasta el momento se desconoce si una especie o un complejo de especies de *Aspergillus* estén causando, infecciones a las colonias de *Pacifigorgia*, y esto podría estar relacionado con el aumento de perturbación y temperatura del agua del arrecife de las Islas Marietas. Éste es un aspecto que se considera prioritario investigar para poder prevenir o controlar una posible aspergilosis en los arrecifes del Pacífico mexicano. Asimismo, *Acremonium* sp., *Cladosporium* sp., *Cylindrocarpon* sp. y *Stachybotrys* sp. han sido reportados como agentes causantes de algunas micosis en el hombre y son hongos queratinolíticos y celulolíticos, por lo que considero que estas cepas son de suma importancia e interés para estudiar y evaluar el posible potencial patógeno, éstos podrían causar enfermedad y muerte a los corales al bajar las defensas de éstos por estrés físico, químico o mecánico.

Otro aspecto interesante a discutir, es que en este estudio no se aisló *Aspergillus sydowii*, sin embargo si se obtuvo *A. versicolor* ambas especies se ubican dentro del subgénero *Nidulantes* y dentro de la sección *Versicolores* (Klich, 2002) y se encuentran muy relacionadas filogenéticamente, estudios actuales con base en el gen ribosomal 18s y a la región 5' no translocada del gen *trpC* demuestran que *A. sydowii*, *A. versicolor* se encuentran relacionados filogenéticamente (Geiser *et al.*, 1998). Debido a que en este estudio se obtuvo *A. versicolor* se podría pensar en esta especie como probable agente patógeno potencial en los abanicos de mar en el Océano Pacífico.

Con respecto al coral con el cual se trabajó, *Pacifigorgia* es uno de los géneros más abundantes en los arrecifes rocosos del Pacífico mexicano, por lo que se podrían llevar a cabo más estudios acerca de hongos aislados de otras especies, por ejemplo *P. rutila*, *P. cribrum*, *P. pulchra*, *P. media*, *P. arenata*, *P. gracilis*, *P. exilis*, *P. stenobronchis*, sin embargo, debido a que es poca la información que se tiene acerca de la ecología y distribución de este género, los estudios de micobiota asociada y simbioses se complican.

En México y el mundo los trabajos de hongos microscópicos y corales son escasos y el arrecife de las Islas Marietas constituye un área casi inexplorada en cuanto a micobiota se refiere, por lo que esta investigación sirve como base para llevar a cabo estudios futuros relacionados con la ecología, distribución y potencial patogénico de los hongos microscópicos no solo en las Islas Marietas sino en otros arrecifes del país.

## 7 CONCLUSIONES

- Se aislaron 35 hongos diferentes del abanico de mar *Pacifigorgia agassizii* en el arrecife rocoso del Parque Nacional Islas Marietas, Nayarit.
- Las especies registradas fueron *Acremonium* sp., *Aspergillus* sp., *A. candidus*, *A. niger*, *A. oryzae*, *A. terreus*, *A. versicolor*, *Aureobasidium pullulans*, *Cladosporium* sp., *C. algarum*, *C. herbarum*, *Cylindrocarpon* sp., *Emericella* sp., *Emericella varicolor*, *Monocillium* sp., *Paecilomyces* sp., *Penicillium citrinum*, *Scopulariopsis* sp. y *Stachyobotrys nephrospora*.
- Los nuevos registros para México de un arrecife rocoso son: *Aspergillus candidus*, *A. niger*, *A. oryzae*, *Aureobasidium pullulans*, *Cladosporium algarum*, *C. herbarum*, *Cylindrocarpon* sp., *Emericella varicolor*, *Monocillium* sp., *Paecilomyces* sp., *Scopulariopsis* sp. y *Stachyobotrys nephrospora*.
- Prevalció la dominancia de los ascomicetes anamórficos (48 %), seguido de los micelios estériles (46 %).
- Se observó una variación de la biodiversidad entre las dos islas (Isla Larga, Isla Redonda) y épocas muestreadas (invierno, verano), la mayor diversidad fúngica se presentó en la Isla Redonda y en el verano.
- No se observaron diferencias significativas en cuanto a la abundancia entre islas y épocas.
- La distribución de la abundancia relativa de los hongos presentes en la comunidad estudiada presentó una alta proporción de especies raras y una especie dominante.
- La especie más abundante en la Isla Larga e Isla Redonda y en invierno y verano fue *Aureobasidium pullulans*.
- El mayor número de especies encontradas pertenecen al género *Aspergillus*, se aislaron 6 anamorfos y 2 teleomorfos, las especies de este género presentan una gran halotolerancia.

- El tamaño de muestra utilizado provee un estimado razonable para conocer la comunidad fúngica asociada a *P. agassizii*.
- No se observó una relación de la profundidad con la diversidad fúngica.
- Los hongos que se determinaron hasta género podrían ser nuevas especies para la ciencia ya que es un ambiente poco explorado y debido a que *P. agassizii* es una especie endémica de México.
- Algunos hongos aislados en este trabajo pertenecientes a los géneros *Aspergillus*, *Aureobasidium*, *Cladosporium*, *Scopulariopsis* y *Stachybotrys* han sido reportados como agentes de ciertas micosis en el hombre por lo que podrían afectar al coral cuando éste baja sus defensas por estrés físico, químico o mecánico. Éstos pueden presentar un enorme potencial patogénico para estudiar en el futuro.
- Se pueden llevar a cabo estudios en una mayor escala espacial y temporal, es decir muestrear otros arrecifes y otras especies de *Pacifigorgia*.
- Esta investigación plantea nuevas preguntas para responder acerca de la biología, metabolismo, distribución y ecología de los hongos marinos microscópicos, así como implicaciones acerca de la conservación de corales en México.

---

---

**8 BIBLIOGRAFÍA**

- Adler L. 1986. Physiological and biochemical characteristics of the yeast *Debaryomyces hansenii* in relation to salinity. In: Moss ST, eds. The biology of marine fungi. Cambridge: Cambridge University Press. p 81-89.
- Alker AP, Smith GW, Kim K. 2001. Characterization of *Aspergillus sydowii* (Thom *et* Church), a fungal pathogen of Caribbean sea fan corals. *Hydrobiologia* 460:105-111.
- Akagi M, Fujino T, Hayashi S, Yamamoto T, Akabe T. 1958. A case of pulmonary infection caused by black yeast-like fungus. *Medical Journal of Osaka University* 8:585-599.
- Ashikaga R. 1920. A new kind of keratomycosis. *Japanese Journal of Ophthalmology* 24:554-561.
- Bacon CW, White JF. 2000. Physiological adaptations in the evolution of endophytism in the Clavicipitaceae. In: Bacon CW, White JF, eds. *Microbial endophytes*. New York: Marcel Dekker, Inc. p 237-261.
- Barnett HL, Hunter BB. 1998. *Illustrated genera of imperfect fungi*. 4<sup>th</sup> ed. St. Paul. USA: American Phytopathological Society Press. 218 p.
- Bayer FM. 1961. The shallow water Octocorallia of the West Indian Region. A manual for marine biologists. Martinus Nijhoff, The Hague, 400 p.
- Bentis CJ, Kaufman L, Golubic S. 2000. Endolithic fungi in reef-building corals (Order: Scleractinia) are common, cosmopolitan and potentially pathogenic. *Biological Bulletin* 198:254-260.
- Bills G, Polishook J. 1994. Abundance and diversity of microfungi in leaf litter of a lowland rain forest in Costa Rica. *Mycologia* 86:187-198.

- 
- 
- Booth C. 1971. The genus *Fusarium*. Kew, Surrey, England: Commonwealth Agricultural Bureaux. 237 p.
- Booth T, Kenkel N. 1986. Ecological studies of lignicolous marine fungi: a distribution model based on ordination and classification. In: Moss ST, eds. The biology of marine fungi. Cambridge: Cambridge University Press. p 297-310.
- Boyd PE, Kohlmeyer J. 1982. The influence of temperature on the seasonal and geographic distribution on three marine fungi. *Mycologia* 74:894-902.
- Breedy O, Guzmán HM. 2002. A revision of the genus *Pacifigorgia* (Coelenterata: Octocorallia: Gorgoniidae). *Proceedings of the Biological Society of Washington* 115:782-839.
- Bruno JF, Petes LE, Harvell CD, Hettinger A. 2003. Nutrient enrichment can increase the severity of coral diseases. *Ecology Letters* 6:1056-1061.
- Brusca RC, Brusca GJ. 2003. *Invertebrates*. 2<sup>nd</sup> ed. Sunderland, USA: Sinauer Associates, Inc. 936 p.
- Byrne PJ, Jones GB. 1975. Effect of salinity on the reproduction of terrestrial and marine fungi. *Transactions of the British Mycological Society* 65:185-200.
- Cai L, Ji KF, Hyde KD. 2006. Variation between freshwater and terrestrial fungal communities on decaying bamboo culms. *Antonie van Leeuwenhoek* 89:293-301.
- Carriquiry JD, Reyes BH. 1997. Community structure and geographic distribution of the coral reefs of Nayarit, Mexican Pacific. *Ciencias Marinas* 23:227-248.
- Chávez DR, Nepote GA, Solis MF, Medina RP. 2000. Listado preliminar sobre equinoideos y asteroideos (Echinodermata: Echinoidea y Asteroidea) de las Islas Marietas, Nayarit, México. *Mexicoa* 2:69-72.

- Clipson N, Hooley P. 1995. Salt tolerance strategies in marine fungi. *Mycologist* 9:3-5.
- Colwell RK, Coddington JA. 1994. Estimating terrestrial biodiversity through extrapolation. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences* 345:101-118.
- (CONANP) Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas. 2008. Programa de conservación y manejo. Parque Nacional Islas Marietas: Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas.
- Cupul-Magaña FG, Aranda OS, Medina P, Vizcaíno V. 2000. Comunidades coralinas de las Islas Marietas, Bahía de Banderas, Jalisco-Nayarit, México. *Mexicoa* 2:15-22.
- Dajoz R. 2002. Tratado de ecología. 2ª ed. Madrid, España: Mundi-Prensa. 600 p.
- Daniel W. 2002. Bioestadística. Base para el análisis de las ciencias de la salud. 4ª ed. Distrito Federal, México: Limusa Wiley. 755 p.
- Dube D, Kim K, Alker A, Harvell CD. 2002. Size structure and geographic variation in chemical resistance of sea fan corals *Gorgonia ventalina* to a fungal pathogen. *Marine Ecology Progress Series* 231:139-150.
- Domsch KH, Gams W, Anderson TH. 1993. Compendium of soil fungi. Eching, Germany: IHW Verlag. 859 p.
- Figueira D, Barata M. 2007. Marine fungi from two sandy beaches in Portugal. *Mycologia* 99:20-23.
- Gaviño G, Uribe Z. 1981. Distribución poblacional y época de la reproducción de las aves de las Islas Tres Marietas, Jalisco. *Anales del Instituto de Biología. Universidad Nacional Autónoma de México*. 51. Serie Zoológica 1:505-524.

- 
- 
- Geiser DM, Taylor JW, Ritchie KB, Smith GW. 1998. Cause of sea fan death in the West Indies. *Nature* 394:137-138.
- González MC, Herrera T. 1995. Micromicetos marinos lignícolas de la laguna costera Barra de Navidad, estado de Jalisco, México. *Revista Mexicana de Micología* 11:145-154.
- González MC, Herrera T, Ulloa M, Hanlin R. 1998. Abundance and diversity of microfungi in three coastal beaches of Mexico. *Mycoscience* 39:115-121.
- González MC, Hanlin R, Ulloa M. 2001. A checklist of higher marine fungi of Mexico. *Mycotaxon* 80:241-253.
- Guzmán, G. 1998. Inventorying the fungi of Mexico. *Biodiversity and Conservation* 7:369-384.
- Hastings PA. 2000. Biogeography of the Tropical Eastern Pacific: distribution and phylogeny of chaenopsid fishes. *Zoological Journal of the Linnean Society* 128:319-335.
- Hawksworth DL. 1991. The fungal dimension of biodiversity: magnitude, significance and conservation. *Mycological Research* 6:641-655.
- Hermosillo GA. 2006. Ecología de los opistobranquios (Mollusca) de Bahía de Banderas, Jalisco–Nayarit, México. Tesis doctoral. Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias. Universidad de Guadalajara, México.
- Hirsch G, Braun U. 1992. Communities of parasitic microfungi. In: Winterhoff W ed. *Handbook of vegetation science*, vol. 19. Fungi in vegetation science. Dordrecht: Kluwer Academic Publishers. p 225-250.
- Ho MHM. 1999. *Cladosporium* and *Cladophialophora* in culture: descriptions and an expanded key. *Mycotaxon* 72:115-157.
- Hoog GS. 1998. A key to the anamorph genera of yeastlike Archi- and Euscomycetes. In: Kurtzman CP, Fell JW, eds. *The yeasts a taxonomic study*. 4<sup>th</sup> ed. Amsterdam: Elsevier Amsterdam. p 123-125.

- 
- 
- Hughes GC. 1974. Geographical distribution of higher marine fungi. Veröffentlichungen des Instituts für Meeresforschung Bremerhaven, Supplement 5:419-441.
- Humann P, Deloach N. 2002. Reed Coral Identification: Florida Caribbean Bahamas. 2<sup>nd</sup> ed. Florida, USA: New World Publications. 288 p.
- Hyde KD. 1986. Frequency of occurrence of lignicolous marine fungi in the tropics. In: Moss ST, eds. The biology of marine fungi. Cambridge: Cambridge University Press. p 311-322.
- Hyde KD, Lee SY. 1995. Ecology of mangrove fungi and their role in nutrient cycling: what gaps occur in our knowledge. Hydrobiologia 295:107-118.
- Hyde KD, Sarma VV. 2000. Pictorial key to higher marine fungi. In: Hyde KD, Pointing SB, eds. Marine mycology a practical approach. Hong Kong: Fungal Diversity Press. p 205-270.
- Hyde KD, Sarma VV, Jones EBG. 2000. Morphology and taxonomy of higher marine fungi. In: Hyde KD, Pointing SB, eds. Marine mycology a practical approach. Hong Kong: Fungal Diversity Press. p 172-204.
- Jadulco R, Proksch P, Wray V, Sudarsono BA, Gräfe U. 2001. New macrolides and furan carboxylic acid derivative from the sponge-derived fungus *Cladosporium herbarum*. Journal of Natural Products 64:527-530.
- Jensen PR, Fenical W. 2002. Secondary metabolites from marine fungi. In: Hyde KD ed. Fungi in Marine Environments. Thailand: Fungal Diversity Press p 293-315.
- Jiménez VA, Hortal J. 2003. Las curvas de acumulación de especies y la necesidad de evaluar la calidad de los inventarios biológicos. Revista Ibérica de Aracnología 8:151-161.
- Johnson TW, Sparrow K. 1961. Fungi in oceans and estuaries. Weinheim. Germany. 668 p.

- 
- 
- Jones EBG, Jennings DH. 1964. The effect of salinity on the growth of marine fungi in comparison with non-marine species. *Transactions of the British Mycological Society* 47:619-625.
- Jones EBG, Alias AS. 1996. Mangrove fungi-biodiversity, biogeography, biotechnological applications. In: Nakase T, Takeo K, eds. *Proceedings of the Asian Mycological Congress '96 (AIMC '96)*. Seibunsha, Chiba, Japan: 1-4.
- Kendrick B, Risk, MJ, Michaelides J, Bergman K. 1982. Amphibious microborers: bioeroding fungi isolated from live corals. *Bulletin of Marine Science* 32:862-867.
- Kirk PM, Cannon PF, David JC, Stalpers JA. 2001. *Ainsworth & Bisby's Dictionary of the fungi*. Ninth edition. Great Britain: CAB International. 655 p.
- Klich MA. 2002. *Identification of common Aspergillus species*. Wageningen, The Netherlands: Centraalbureau voor Schimmelcultures. 116 p.
- Kohlmeyer J. 1968. Marine fungi from the tropics. *Mycologia* 60:252-260.
- Kohlmeyer J, Kohlmeyer E. 1971. Marine fungi from tropical America and Africa. *Mycologia* 63:831-861.
- Kohlmeyer J. 1974. On the definition and taxonomy of higher marine fungi. *Veröffentlichungen des Instituts für Meeresforschung Bremerhaven, Supplement* 5:263-286.
- Kohlmeyer J, Kohlmeyer E. 1979. *Marine mycology: the higher fungi*. New York, USA: Academic Press. 690 p.
- Kohlmeyer J. 1984. Tropical marine fungi. *Marine Ecology* 5:329-378.
- Kohlmeyer J, Volkmann-Kohlmeyer B. 1987. Koralionastetaceae Fam. Nov. (Ascomycetes) from coral rock. *Mycologia* 79:764-778.

- 
- 
- Kohlmeyer J, Volkmann-Kohlmeyer B. 1988. *Halographis* (Opegraphales), a new endolithic lichenoid species from corals and snails. *Canadian Journal of Botany* 66:1138-1141.
- Kohlmeyer J, Volkmann-Kohlmeyer, B. 1989. A new *Lulworthia* (Ascomycotina) from corals. *Mycologia* 81:289-292.
- Kohlmeyer J, Volkmann-Kohlmeyer B. 1990. New species of *Koralionastes* (Ascomycotina) from the Caribbean and Australia. *Canadian Journal of Botany* 68:1554-1559.
- Kohlmeyer J, Volkmann-Kohlmeyer B. 1991. Illustrated key to the filamentous higher marine fungi. *Botanica Marina* 34:1-61.
- Kohlmeyer J, Volkmann-Kohlmeyer B. 1992 Two Ascomycotina from coral reefs in the Caribbean and Australia. *Cryptogamic Botany* 2:367-374.
- Kohlmeyer J, Volkmann-Kohlmeyer B. 2003. Fungi from coral reefs: a commentary. *Mycological Research* 107:386-387.
- Kornerup A, Wanscher JH. 1978. *Methuen handbook of colours*. 3rd ed. London, United Kingdom: Eyre Methuen. 252 p.
- Ladrón de Guevara P. 1995. La ballena jorobada *Megaptera novaengliae* (Borowski: 1781) en la Bahía de Banderas, Nayarit-Jalisco, México. (Cetacea: Balaenopteridae). Tesis Profesional. Facultad de Ciencias. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Larone HD. 2002. *Medically important fungi. A guide to identification*. 4<sup>th</sup> ed. Washington DC, USA: American Society for Microbiology Press. 409 p.
- Le Campion-Alsumard T, Golubic S, Priess K. 1995. Fungi in corals: symbiosis or disease? Interaction between polyps and fungi causes pearl-like skeleton biomineralization. *Marine Ecology Progress Series* 117:137-147.

- 
- 
- Ludwig JA, Reynolds JF. 1988. Statistical ecology. A primer on methods and computing. New York, USA: John Wiley & Sons. 420 p.
- Magurran AE. 2004. Measuring biological diversity. Oxford, United Kingdom: Blackwell Publishing. 256 p.
- Malmstrom J. 1999. Unguisins A and B: New cyclic peptides from the marine derived fungus *Emericella unguis*. Journal of Natural Products 62:787-789.
- Matsumoto T, Padhye AA, Ajello L. 1987. Medical significance of the so-called black yeasts. European Journal of Epidemiology 3:87-95.
- Medina OMC. 2005. Estudio preliminar de los hongos marinos asociados a *Pacifigorgia* sp. del arrecife de las Islas Marietas, Bahía de Banderas, Nayarit, México. Tesis Profesional. Facultad de Ciencias. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Meyers SP. 1968. Observations on the physiological ecology of marine fungi. Bulletin Misaki of the Marine Biology Institute, Kyoto University 12:207-225.
- Moore JC, de Ruiter PC. 1991. Temporal and spatial heterogeneity of trophic interactions within below-ground food webs. Agriculture, Ecosystems and Environment 34:371-397.
- Mora AL, Rodríguez E, Carrera N. 1993. Perspectivas de conservación con base en el estudio de las aves en las Islas Marietas, Nayarit. Reunión Anual del CIPAMEX sobre estudio y conservación de las aves en México, Catemaco, Veracruz.
- Moreno CE, Halffter G. 2000. Assessing the completeness of bat biodiversity inventories using species accumulation curves. Journal of Applied Ecology 37:149-158.
- Moreno CE, Halffter G. 2001. On the measure of sampling effort used in species accumulation curves. Journal of Applied Ecology 38:487-490.

- 
- 
- Morrison-Gardiner S. 2002. Dominant fungi from Australian coral reefs. *Fungal Diversity* 9:105-121.
- Nagelkerken I, Buchan K, Smith GW, Bonair K. 1997. Widespread disease in Caribbean sea fans: I. Spreading and general characteristics. *Proceedings in the 8<sup>th</sup> International Coral Reef Symposium* 1:679-682.
- Nepote AC. 1998. Holoturias (Echinodermata: Holoturoidea) de las Islas Marietas, Bahía de Banderas, Jalisco, Nayarit. Tesis Profesional. Universidad de Guadalajara.
- Pielou EC. 1969. *An introduction to mathematical ecology*. New York, USA: Wiley-Interscience. 286 p.
- Pielou EC. 1975. *Ecological diversity*. New York, USA: Wiley InterScience. 165 p.
- Pitt JI. 1973. An appraisal of identification methods for *Penicillium* species: novel taxonomic criteria based on temperature and water relations. *Mycologia* 65:1135-1157.
- Pitt JI. 1974. A synoptic key to the genus *Eupenicillium* and to sclerotigenic *Penicillium* species. *Canadian Journal of Botany* 52:2231-2236.
- Pitt JI. 1979. *The Genus Penicillium and its teleomorphic states Eupenicillium and Talaromyces*. London, United Kingdom: Academic Press Inc. 634 p.
- Plata L, Filonov A. 2007. Marea interna en la parte noroeste de la Bahía de Banderas, México. *Ciencias Marinas* 33:197-215.
- Pointing SB, Hyde KD. 2000. Marine mycology into the new millenium. In: Hyde KD, Pointing SB, eds. *Marine mycology a practical approach*. Hong Kong: Fungal Diversity Press. p 337-341.
- Prasannarai K, Sridhar KR. 2001. Diversity and abundance of higher marine fungi on woody substrates along the west coast of India. *Current Science* 81:304-311.

- 
- 
- Raper KB, Fennell DI. 1965. The genus *Aspergillus*. New York, USA: Robert E. Krieger Publishing Company. 686 p.
- Roth FJ, Orpurt PA, Ahearn DG. 1964. Occurrence and distribution of fungi in a subtropical marine environment. *Canadian Journal of Botany* 42:375-383.
- Salinas M, Bourillón L. 1988. Taxonomía, diversidad y distribución de cetáceos de la Bahía de Banderas, México. Tesis profesional. Facultad de Ciencias. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Sánchez OC, 2004. Molecular systematics of octocorals (Cnidaria: Anthozoa), and their morphological links. Doctor of Philosophy thesis. School of Biological Sciences. University of East Anglia, Norwich, United Kingdom.
- Santavy DL. 1995. The diversity of microorganisms associated with marine invertebrates and their roles in the maintenance of ecosystems. In: Allsopp D, Colwell RR, Hawksworth DL, eds. *Microbial diversity and ecosystem function*. United Kingdom: CAB International. Wailingford. p 211-229.
- Sarma VV, Hyde KD. 2000. Synoptic key to higher marine fungi. In: Hyde KD, Pointing SB, eds. *Marine mycology a practical approach*. Hong Kong: Fungal Diversity Press. p 271-307.
- Serviere-Zaragoza E, González-González J, Rodríguez D. 1993. Ficoflora de la región de Bahía de Banderas, Jalisco-Nayarit. En: Salazar VS, González NE, eds. *Biodiversidad marina y costera de México*. Distrito Federal: Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad y Centro de Investigaciones de Quintana Roo. p 475-485.
- Shearer CA, Descals E, Kohlmeyer B, Kohlmeyer J, Marvanová L, Padgett D, Porter D, Huzefa AR, Schmit JP, Thorton HA, Voglymayr H. 2007. Fungal biodiversity in aquatic habitats. *Biodiversity Conservation* 16: 49-67.

- Smith GW, Ives LD, Nagelkerken IA, Ritchie KB. 1996. Caribbean sea-fan mortalities. *Nature* 383:487.
- Smith GW, Weil E. 2004. Aspergilosis of gorgonians. In: Rosenberg E, Loya Y, eds. *Coral health and disease*. Berlin: Springer-Verlag. p 279-287.
- Solís MF, Herrero PA, Laguarda F, Torres VJ. 1993. Asteroideos y equinoideos de México (Echinodermata). En: Salazar V, González NE, eds. *Biodiversidad marina y costera de México*. Distrito Federal: CONABIO/CIQRO. p 91-105.
- Southwood R, Henderson PA. 2000. *Ecological methods*. Oxford, United Kingdom: Blackwell Science. 590 p.
- Sørensen T. 1948. A method of establishing groups of equal amplitude in plant sociology based on similarity of species content and its application to analyses of the vegetation on Danish commons. *Kongelige Danske Videnskabernes Selskab* 5:1-34.
- Spalding MD, Ravilious C, Green EP. 2001. *World atlas of coral reefs*. Berkeley, USA: UNEP World Conservation Monitoring Center. University of California Press. 424 p.
- Taylor JW, Jacobson DJ, Kroken S, Kasuga T, Geiser DM, Hibbett DS, Fisher M. 2000. Phylogenetic species recognition and species concepts in fungi. *Fungal Genetics and Biology* 31:21-32.
- Tubaki K. 1969. Studies on the Japanese marine fungi, lignicolous group (III), algicolous group and a general consideration. *Annual Reports of the Institute of Fermentation, Osaka* 4:12-41.
- Volkmann-Kohlmeyer B, Kohlmeyer J. 1992 *Corallicola nana* gen. & sp. nov. and other ascomycetes from coral reefs. *Mycotaxon* 44:417-424.
- Wilson EO. 1988. The current state of biological diversity. In: Wilson EO, ed. *Biodiversity*. Washington DC: National Academy Press. p 3-18.

Willot SJ. 2001. Species accumulation curves and the measure of sampling effort. *Journal of Applied Ecology* 38:484-486.

Woods JP. 2002. Dimorphism in human pathogens. In: Calderone RA, Cihlar RL, eds. *Fungal Pathogenesis. Principles and Clinical Applications*. New York: Ed. Marcel Dekker, Inc. p 99-113.

## **Créditos Fotográficos**

**M. en C. Berenit Mendoza Garfias** Instituto de Biología, UNAM

**Dr. Carlos Armando Sánchez Ortiz** Área Interdisciplinaria de Ciencias del Mar, UABCS.

**Biol. Carmen Loyola** Instituto de Biología, UNAM.

**Dra. María del Carmen González Villaseñor** Instituto de Biología, UNAM.

**M. en C. Pedro Medina Rosas** Centro Universitario de la Costa, UDG.