



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
POSGRADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS
FACULTAD DE CIENCIAS
ECOLOGIA

ECOLOGIA DE ALGAS EPILITICAS DE LA ZONA ARQUEOLOGICA DE PALENQUE, CHIAPAS

TESIS

QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:

**MAESTRA EN CIENCIAS BIOLÓGICAS
(BIOLOGIA AMBIENTAL)**

PRESENTA:

ERIKA SUSANA LOYO ESPINDOLA

TUTOR PRINCIPAL

**Dr. Eberto Novelo Maldonado
Facultad de Ciencias, UNAM**

COMITÉ TUTOR:

**Dra. María de los Ángeles Herrera Campos
Instituto de Biología, UNAM**

**Dr. Víctor Luis Barradas Miranda
Instituto de Ecología, UNAM**

MÉXICO, D.F. Marzo 2015



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.



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
POSGRADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS
FACULTAD DE CIENCIAS
ECOLOGIA

ECOLOGIA DE ALGAS EPILITICAS DE LA ZONA ARQUEOLOGICA DE PALENQUE, CHIAPAS

TESIS

QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:

**MAESTRA EN CIENCIAS BIOLÓGICAS
(BIOLOGIA AMBIENTAL)**

PRESENTA:

ERIKA SUSANA LOYO ESPINDOLA

TUTOR PRINCIPAL

**Dr. Eberto Novelo Maldonado
Facultad de Ciencias, UNAM**

COMITÉ TUTOR:

**Dra. María de los Ángeles Herrera Campos
Instituto de Biología, UNAM**

**Dr. Víctor Luis Barradas Miranda
Instituto de Ecología, UNAM**

MÉXICO, D.F. Marzo 2015



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MÉXICO

POSGRADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS
FACULTAD DE CIENCIAS
DIVISIÓN DE ESTUDIOS DE POSGRADO

OFICIO FCIE/DEP/033/15

ASUNTO: Oficio de Jurado

Dr. Isidro Ávila Martínez
Director General de Administración Escolar, UNAM
Presente

Me permito informar a usted que en la reunión ordinaria del Comité Académico del Posgrado en Ciencias Biológicas, celebrada el día **22 de Septiembre de 2014**, se aprobó el siguiente jurado para el examen de grado de **MAESTRA EN CIENCIAS BIOLÓGICAS (BIOLOGÍA AMBIENTAL)** del (la) alumno (a) **LOYO ESPÍNDOLA ERIKA SUSANA** con número de cuenta **300151118** con la tesis titulada **"ECOLOGÍA DE ALGAS EPILÍTICAS EN LA ZONA ARQUEOLÓGICA DE PALENQUE, CHIAPAS"**, realizada bajo la dirección del (la) **DR. EBERTO NOVELO MALDONADO**:

Presidente: DR. JUAN BIBIANO MORALES MALACARA
Vocal: DRA. MARÍA DEL CARMEN CALDERÓN EZQUERRO
Secretario: DRA. MARÍA DE LOS ÁNGELES HERRERA CAMPOS
Suplente: DR. HUGO BRUNO BERALDI CAMPESI
Suplente: DR. VÍCTOR LUIS BARRADAS MIRANDA

Sin otro particular, me es grato enviarle un cordial saludo.

Atentamente
"POR MI RAZA HABLARA EL ESPIRITU"
Cd. Universitaria, D.F., a 19 de enero de 2015.

DRA. MARÍA DEL CORO ARIZMENDI ARRIAGA
Coordinadora del Programa

MCAA/MJFM/ASR/grf*



AGRADECIMIENTOS

Al Posgrado en Ciencias Biológicas de la UNAM, por darme la oportunidad de seguir formándome en la disciplina y el apoyo para realizar este trabajo.

Al Concejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), por la beca 34752/239890 (CVU/Becario) otorgada durante la realización de los estudios de Maestría en el programa de Ciencias Biológicas, UNAM.

A los proyectos PAPIIT IN 214606, IN 221811.

A los miembros del Comité tutor, la Dra. María de los Ángeles Herrera Campos y el Dr. Víctor Luis Barradas Miranda, por su tiempo, sus comentarios y sugerencias durante el desarrollo de este trabajo.

Al Dr. Juan Bibiano Morales Malacara, Dra. María del Carmen Leticia Calderón Ezquerro, Dra. María de los Ángeles Herrera Campos, Dr. Hugo Beraldi Campesi y Dr. Víctor Luis Barradas Miranda por el tiempo dedicado a la revisión de este escrito como parte del jurado, por sus correcciones y todos sus comentarios, que sin duda enriquecieron en gran manera este trabajo.

AGRADECIMIENTOS A TITULO PERSONAL

Al **Dr. Eberto Novelo Maldonado**, por todas sus valiosas enseñanzas, confianza, apoyo, entusiasmo, amistad y ser un pilar en mí formación académica y profesional a lo largo de estos años. No hay palabras suficientes que puedan expresar por completo mi respeto, admiración, cariño y lo que significa trabajar junto a ti.

A la **Dra. Rosa Luz Tavera Sierra**, por todo su tiempo y apoyo brindado en la elaboración del análisis estadístico, por todos sus comentarios, sugerencias no solo en el desarrollo de este trabajo si no a lo largo de mi trayectoria académica.

A la **M. en C. Guadalupe Vidal Gaona**, por su disponibilidad permanente y apoyo en el trabajo de campo y laboratorio, tu colaboración fue fundamental para poder realizar este trabajo.

Por todo lo que me has enseñado dentro y fuera del laboratorio. Eres un ejemplo a seguir, por tu amistad y cariño, gracias.

A todas las personas que forman y formaron parte del laboratorio de Ecología y Taxonomía de Algas Continentales, por el trabajo en campo y en el laboratorio. Por los buenos momentos y el trato siempre amable, al final compartimos el mismo gusto por las algas.

A **Eva**, por brindarme tu amistad durante estos años, por todas las cosas que compartimos desde que nos conocimos, los excelentes momentos que vivimos dentro y fuera del laboratorio, la compañía y apoyo en cualquier circunstancia, porque el posgrado lo vivimos juntas y entonces tu me entendías a la perfección, fue un placer compartir todo el proceso contigo, es un placer saberte mi amiga. Eres inigualable.

A mis amigos y colegas **Miguel, Gaby, Vero, Jimena y Vladimir**, por regalarme de su tiempo y compartir tantos momentos inolvidables conmigo a lo largo de estos años, y ahora, aún en la distancia y en la falta de tiempo, agradezco que sigan presentes de una u otra forma, por su invaluable amistad y cariño con todo lo que eso significa, sin duda los llevo conmigo, les quiero.

A mis papás. . . .

Adela y Gustavo

Por enseñarme que hay que trabajar y dar lo mejor de uno para obtener lo que se desea, por darme todos los elementos necesarios (en todos los sentidos), sin ustedes no sería lo que soy. No hay nada que pueda describir, mucho menos expresar todo el amor, agradecimiento, respeto, orgullo y admiración que siento por ustedes, son y serán mi mejor ejemplo, y los pilares de mi vida. Gracias por siempre estar ahí. Ustedes son la base de todos mis logros. . . Para ustedes con amor.

A mis hermanos. . . .

Miris y Gus

Porque son un regalo maravilloso y cada quien a su manera, me enseña que hay que estar en donde uno desea. Porque son increíblemente divertidos y el tiempo con ustedes es de lo mejor. Por todo lo que hemos vivido y lo que vendrá,, por su amor, paciencia, presencia y hasta sus ocurrencias, gracias. Sé que siempre estaremos juntos. . . Los amo infinitamente.

A mi amor. . . .

Esteban

Gracias por acompañarme a lo largo de este proceso, con todo lo que eso significa. Tú amor, paciencia, compañía y apoyo sin condición han sido mis mejores motivos para llegar hasta el final. Todos los días me enseñas que las cosas suceden en su momento y me sorprendes con tus ocurrencias y capacidad de hacerme feliz como el primer día, gracias por permanecer y por la promesa de que así será por siempre. Por esto y mucho más estas en mi mente y corazón. . . Te amo.

Ustedes son lo mejor de mi vida

*“Entonces me di cuenta, que tenía no solamente que estudiar todo eso,
sino también tenía que vivirlo, hacerlo propio, para que después, a
la hora de crear, resultara algo que no fuera fríamente intelectual,
sino algo lleno de VIDA”*

Amalia Hernández, Bailarina

*“El hombre encuentra a Dios
detrás de cada puerta que la ciencia logra abrir”*

Albert Einstein

INDICE

RESUMEN / ABSTRACT	i
---------------------------------	----------

INTRODUCCIÓN

Algas epilíticas y ambiente subaéreo	1
Cyanoprocariontes (=cianobacterias)	2
Condiciones ambientales	3
Tolerancia a la desecación	3
Tolerancia a la temperatura	4
Tolerancia a la irradiancia	4
Sustrato y bioreceptividad	5
Asimilación y obtención de nutrientes	6
Aproximación a la ecología de algas epilíticas	6
Cuantificación de clorofila <i>a</i>	8
Análisis de imágenes	9

JUSTIFICACION.....	11
---------------------------	-----------

OBJETIVOS	11
------------------------	-----------

ÁREA DE ESTUDIO.....	12
-----------------------------	-----------

MATERIALES Y MÉTODOS

Trabajo de campo	14
Crecimientos algales	14
Variables ambientales	16
Trabajo de laboratorio	16
Crecimientos algales	16
Evaluación del crecimiento	17
Cuantificación de clorofila <i>a</i>	17
Análisis de imágenes	17
Análisis estadísticos	18

RESULTADOS

Descripción de los crecimientos recolectados	19
VARIABLES macroambientales	21
Variaciones diurnas de las variables macroambientales	23
VARIABLES microambientales	28
Variaciones diurnas de las variables microambientales	35
Determinación taxonómica	37
Descripción de especies	44
Descripción del comportamiento ecológico	115
Análisis de correlación.....	115
Análisis de componentes principales (ACP).....	117
Evaluación del crecimiento.....	121

DISCUSIÓN

De los crecimientos descritos	124
De la determinación taxonómica	125
De las variables ambientales	127
Del comportamiento ecológico	129
De la evaluación del crecimiento.....	131

CONCLUSIONES	132
---------------------------	-----

ANEXOS	134
---------------------	-----

REFERENCIAS CITADAS	147
----------------------------------	-----

RESUMEN

Los monumentos prehispánicos son importantes porque guardan gran parte de la historia y cultura antigua, por ello es importante el estudio de crecimientos algales que han sido catalogados como agentes deteriorantes y que tienen la capacidad de establecerse y desarrollarse bajo variables ambientales consideradas por muchos como extremas. En dos edificios en la Zona Arqueológica de Palenque (Chiapas) en época de lluvias y de secas, se identificaron 6 tipos de crecimiento y se recolectaron en total 120 muestras al azar de 1 cm² por cuadrantes, en 3 muros con diferentes orientaciones y se registraron las variables micro y macroambientales relacionadas con esos crecimientos. Se identificaron 64 especies de cianoprocariontes (cianobacteria), principalmente del Orden Chroococcales. Se logró la purificación de 29 especies en cultivo y se evaluó el crecimiento calculando el área, el volumen (por análisis de imágenes) y la concentración de clorofila a (por fluorimetría). Un análisis de correlación mostró que la evaluación del área mediante el análisis de imágenes es un parámetro que puede sustituir la evaluación de clorofila a, evitando la pérdida de material biológico y realizar evaluaciones *in situ* mientras que el volumen no fue significativo y se sugiere evaluarse nuevamente. Se determinó el conjunto de variables que determinan la presencia de crecimientos algales en las construcciones, un análisis de componentes principales estableció que el efecto y relación que guarda cada una estas variables con las especies es particular y diferencial encada caso, por lo que no pueden establecerse generalizaciones sobre su presencia y distribución en los diversos muros muestreados. La ecología de las algas epilíticas debe referirse, entonces, a la de cada una de las especies en particular y su participación en el posible deterioro del sustrato debe evaluarse según el tipo de crecimiento y requerimientos particulares.

Palabras clave: cianoprocariontes, ambiente subaéreo, ecología, monumentos arqueológicos, biodeterioro.

ABSTRACT

The prehispanic monuments are important because they preserve a large portion of the history and ancient culture. That is the reason why the study of algal blooms is relevant. These blooms have been classified as eroding agents which have the capacity to establish and develop themselves under environmental variables considered as extreme. In two buildings inside the Archeological Area of Palenque (Chiapas) during rainy seasons and droughts, 6 types of blooms were identified and 120 random samples were recollected from 1 cm² per square in three walls with different orientations, micro and macro environmental variables related to these blooms were also registered. 64 species of cyanoprokaryotes (cyanobacteria) were identified, mainly from the Chroococcales Order. The purification of 29 grown species was achieved and their growth was evaluated calculating the area: the volume (by image analysis) and the chlorophyll a concentration (by fluorometric measurements). A correlation analysis showed that the evaluation of the area by means of image analysis is a parameter that can substitute the evaluation by chlorophyll a, hindering the loss of biologic material. *In situ* evaluations were made likewise, in spite of the volume not being meaningful; therefore, it is suggested to be reevaluated. The group of variables that determine the algal bloom presence in the constructions was settled: an analysis of main components established that the effect and relationship that keeps each of these variables to the species is particular and differentiated in each case; consequently generalizations cannot be established about the presence and distribution in the different sampled walls. The ecology of the epilithic algae should then be referred to each of the particular species. In addition, their participation in the possible erosion of the infrastructure according to the type of growth and particular requirements should be evaluated.

Key words: cyanoprokaryotes, subaerial environment, ecology, archeological monuments, bioerosion

INTRODUCCIÓN

El hombre ha dejado un legado que consiste en una serie de restos materiales, que revelan la identidad de los pueblos antiguos, permitiéndonos conocer su historia y cultura a lo largo del tiempo, en muchos casos, a través de la información proveniente de los descubrimientos arqueológicos que son considerados, en general, como patrimonio cultural (Cedillo 1991).

En México, se encuentran registradas cerca de 33,862 zonas arqueológicas con características particulares y que corresponden a épocas distintas. Actualmente, 187 están abiertas al público y 10 de estas se encuentran en el estado de Chiapas. La zona arqueológica de Palenque está ubicada al norte de Chiapas y al Sur de Tabasco, y es considerada como uno de los asentamientos mayas más importantes del periodo clásico (250-900 d. C.). Su descubrimiento data de 1567, pero es hasta 1784 cuando se realiza la primera exploración oficial y desde entonces las investigaciones en este lugar se han llevado a cabo de manera ininterrumpida (Bernal et al 2010, Instituto Nacional de Antropología e Historia 2013, Martínez y Bader 2004).

El patrimonio arqueológico mexicano, en especial la zona en Palenque, por su valor científico e histórico ha sido declarada como patrimonio cultural de la humanidad por la UNESCO, por lo que los esfuerzos para su conservación son permanentes (Martínez y Bader 2004, Grimaldi 2007).

El crecimiento de organismos, principalmente algas y cianoprocariontes, en monumentos arqueológicos se ha considerado como uno de los principales factores que causan deterioro de diversos tipos: físico, químico y estético, por lo que los trabajos y esfuerzos para su eliminación son constantes. El estudio de estos crecimientos en nuestro país ha sido un tema reciente a diferencia de otros lugares en el mundo, por la problemática que estos representan en las construcciones no solo arqueológicas si no monumentos históricos en general, los estudios se han centrado principalmente en la identificación de las especies que conforman dichos crecimientos.

Algas epilíticas y el ambiente subaéreo

Las algas son un grupo muy diverso y aún cuando se han considerado típicamente acuáticas muchas especies son capaces de vivir en una gran cantidad de ambientes incluyendo aquellos que se encuentran fuera del agua considerados como ambientes subaéreos, por ejemplo, las rocas del desierto, las superficies de edificios y construcciones recubiertas con cemento, cal o asbestos, etc. En estos ambientes, los organismos están sujetos a la desecación, a la insolación constante y a los efectos potencialmente dañinos de la luz solar, el estrés que les impone este tipo de hábitats juega un papel determinante en su fisiología y en consecuencia cambios en su morfología y estructura interna. Las Cianoprocariontes (= cianobacterias, algas verde-azules) son un grupo de organismos capaces de sobrevivir en el ambiente subaéreo bajo condiciones consideradas por muchos como extremas (Adhikary 2000, Lewin 2006, Ramírez *et al.* 2010, Roy *et al.* 1997).

Los crecimientos llamados también “biofilms” (biopelículas) se han definido principalmente por desarrollarse en superficies pétreas expuestas a la atmósfera y estar conformadas por diferentes grupos taxonómicos como bacterias, algas, cianoprocariontes, hongos, protozoos, musgos, líquenes y hasta micro artrópodos. Por otro lado, “tintenstrich”, es un término alemán que hace referencia a “zonas entintadas” sobre rocas calizas y dolomitas, y que también ha sido utilizado para nombrar a este tipo de comunidades. Frecuentemente, estos crecimientos están dominados en diversidad y abundancia por cianoprocariontes y otros grupos de algas que son consideradas como pioneras en la colonización de este tipo de sustratos, permitiendo el desarrollo posterior de otros organismos (Beyenal *et al.* 2004, Crispim *et al.* 2003, Crispim y Gaylarde 2004, Crispim *et al.*

2004, Eggert *et al.* 2006, Gorbushina 2007, Kumar y Kumar 1999, Lüttge 1997, Pentecost y Whitton 2000, Ramírez 2006, Sánchez-Moral *et al.* 2005, Schumann *et al.* 2005, Tomaselli *et al.* 2000, Videla *et al.* 2000). Este tipo de crecimientos se encuentran distribuidos en todo el mundo en una gran diversidad de ambientes en las superficies de los suelos, desde los trópicos hasta las regiones polares, en climas templados, costas y desiertos (Mazor *et al.* 1996).

La apariencia de estos crecimientos es variada y pocas veces se encuentran como un crecimiento uniforme y continuo, generalmente son irregulares, fraccionados o bien dispersos en las superficies, llegan a formar estrías de crecimiento, capas, costras, tapetes, tufos, entre otros y son de espesor y tamaño variable a lo largo y ancho de las superficies, pueden presentar diversas coloraciones como gris, negro, marrón, verde o naranja, pasando de las tonalidades claras hasta las oscuras, lo cual es un reflejo de la abundancia y composición de especies que integran la biopelícula, además, en muchos casos forman crecimientos que se llegan a distinguir a simple vista y son fáciles de reconocer (Allsopp *et al.* 2004, Broady 1981, Ciferri 1999, Di Bonaventura *et al.* 1999, Kumar y Kumar 1999, Sánchez-Moral *et al.* 2005).

El problema principal que representa este tipo de crecimientos es que son considerados como los responsables de coloraciones y manchas oscuras de las paredes de los edificios o bien el desprendimiento de los materiales que componen las rocas, esto es más notorio en los trópicos, donde la temperatura y la precipitación es elevada presentándose en consecuencia, periodos de desecación y humectación que modifican, en muchos casos, el funcionamiento morfo-fisiológico de los organismos que los conforman (Ciferri 1999, Lewin 2006, Sánchez-Moral *et al.* 2005, Sarró *et al.* 2006).

Cyanoprocarionta (=cianobacteria)

En esta división se incluyen organismos con una organización procarionte, carentes de núcleo celular y ausencia de estructuras flageladas en todas sus etapas del ciclo de vida. Poseen clorofila *a* como principal pigmento fotosintético y una de sus características principales es que sus células presentan una coloración verde azulada, por la presencia de diversos pigmentos accesorios: las ficobiliproteínas (ficocianinas y ficoeritrinas). Los niveles de organización celular que presentan van desde unicelulares solitarios hasta la formación de grandes colonias, así como células organizadas en pseudofilamentos y filamentos verdaderos que en ocasiones forman ramificaciones bajo patrones complejos y particulares de desarrollo en diversos grupos; en algunos casos presentan estructuras especializadas como los heterocitos (encargados de la fijación de nitrógeno) y acinetos (cuya función es el almacenamiento de sustancias de reserva), que en general, son fáciles de reconocer y diferenciar por poseer una morfología distinta entre ellas y el resto de las células que conforman el talo (Desikachary 1959, Komárek y Anagnostidis 1999).

La reproducción sexual no existe, por lo que es típicamente asexual y los mecanismos más comunes que llevan a cabo son la propagación vegetativa por la formación de baecitos y exocitos (división interna del protoplasto en su totalidad y separación de un fragmento del protoplasto de la célula parental, respectivamente), la fragmentación de los talos y la bipartición (Desikachary 1959, Komárek y Anagnostidis 1999).

Las cianoprocariontes tienen la capacidad de secretar un mucílago o vaina que recubre a las células aisladas, arregladas en colonias y las que forman filamentos, pero la consistencia y la cantidad que secretan variará de acuerdo al grupo o especie; este mucílago puede ser homogéneo o presentar lamelaciones, así como estar pigmentado o ser hialino. En muchos casos la morfología de la vaina dependerá de las condiciones ambientales (Desikachary 1959, Lüttge 1997).

La distribución de las cianoprocariontes esta referida a todos los ambientes, aún en aquellos que pueden parecer inhóspitos para el establecimiento de cualquier ser vivo, por ejemplo, el ambiente subaéreo donde son capaces de desarrollar una amplia gama de formas de vida convirtiéndose en pioneras o colonizadoras primarias en las superficies de rocas (epilíticas) o dentro de las rocas (endolíticas), suelos y una amplia diversidad de sustratos (Desikachary 1959, Hoek *et al.* 1995, Komárek y Anagnostidis 1999, Ortega-Calvo *et al.* 1991 y 1993, Roy *et al.* 1997, Urzi y Krumbein 1994).

Condiciones ambientales

El ambiente subaéreo ha sido definido como extremo para los organismos debido al alto nivel de estrés ambiental que este representa, ya que se ven sometidos a la exposición de altas intensidades de luz y rayos UV, periodos de desecación y humectación, y cambios abruptos de temperatura, además la falta de elementos inorgánicos como el calcio, magnesio y nitrógeno que son elementos importantes para su crecimiento (Adhikary 2000, Crispim *et al.* 2004, Gaylarde y Gaylarde 2000, Gaylarde *et al.* 2004, Islam 1972, Kumar y Kumar 1999, Loyo 2009, Lüttge 1997, Ranjeshwar y Donat 2006).

De la misma forma, los cambios estacionales, el potencial del sustrato para ser colonizado y la orientación de las construcciones respecto al sol, son factores que determinan las variables ambientales que en consecuencia definen la forma y composición de los crecimientos, teniendo una gran influencia en las especies (Dethier 1994, Ramírez *et al.* 2010)

Las características ecofisiológicas de las cianoprocariontes, debieron evolucionar, especializándose, de modo que no solo sean capaces de establecerse y soportar los diversos tipos y niveles de estrés que les impone el ambiente subaéreo, sino que además sean capaces de permanecer, prosperar y contribuir activamente en la producción primaria dentro de los ecosistemas (Lüttge 1997).

Tolerancia a la desecación

La disponibilidad de agua en cualquiera de sus formas es fundamental para el establecimiento de las comunidades de cianoprocariontes y de otros grupos de algas en el ambiente subaéreo. En los trópicos húmedos y subtropicales, muchas veces no es necesaria una fuente de agua evidente o líquida, ya que el vapor de agua contenida en el aire puede aportar la cantidad suficiente y necesaria para el crecimiento de las comunidades, ya que son capaces de utilizar la fase gaseosa y humedades relativas altas por arriba del 80%. La poca uniformidad de los crecimientos podría indicar las áreas del sustrato con mayor contenido de humedad o puntos donde el agua está presente como resultado del escurrimiento sobre las superficies pétreas (Allsopp *et al.* 2004, Bellinzoni *et al.* 2003, Nienow 1996).

Las condiciones de estrés que impone el recurso hídrico a los crecimientos subaéreos, está asociado a la exposición de las rocas a una alta insolación que aumenta la absorción de calor, provocando un calentamiento de la superficie que promueve la evaporación del agua contenida en éstas (Büdel y Lange 1991).

Para las cianoprocariontes, además del vapor de agua en el ambiente, el agua líquida resulta importante porque cuando esta disminuye los crecimientos se secan, se compactan y modifican su morfología seguida de la disminución de sus tasas metabólicas; sin embargo, esta condición es reversible (Büdel y Lange 1991) ya que en presencia nuevamente del agua restituyen su morfología y metabolismo. Así como, la disminución de este recurso tiene repercusiones, el exceso

de agua puede afectar otros procesos, por ejemplo el intercambio de gases durante la fotosíntesis (Adhikary 2000, Allsopp et al 2004, Crispim *et al.* 2004, Gaylarde y Gaylarde 2000, Gaylarde *et al.* 2004, Kumar y Kumar 1999, Lüttge 1997, Mulec y Kosi 2008, Ranjeshwar y Donat 2006, Tiwari y Tripathi 1998, Vargas y Novelo 2003).

Los organismos principalmente fotosintéticos, que conforman los crecimientos, han desarrollado estrategias que les permiten sobrevivir y permanecer latentes cuando se desecan entre las temporadas de lluvia; además, les permiten presentar ciclos diarios manteniendo la fotosíntesis en altas humedades relativas en la mañana, la desecación al mediodía como consecuencia de las altas temperaturas y la radiación solar características de estos ambientes (Mazor et al 1996).

Ante los ciclos de desecación prolongada y rehidratación posterior, se ha señalado por muchos autores que una característica importante que las algas y cianoprocariontes han desarrollado, como una estrategia adaptativa, es la formación de vainas y secreción de polisacáridos que les permite perder o almacenar agua como respuesta a las condiciones ambientales. La pérdida o ganancia de agua les confiere cierto grado de turgencia y es un factor importante para la prevención del daño a las células durante los periodos de calor extremo y desecación (Adhikary 2000, Mazor *et al.* 1996, Rai y Gaur 2001).

Los exopolisacáridos secretados por las cianoprocariontes en los crecimientos subaéreos, presentan diferencias importantes, en cuanto a su función, con respecto a los acuáticos. Estos desempeñan un papel importante, ya que generan condiciones adecuadas para la colonización de las superficies y en el desarrollo de los biofilms, participan además en la estabilización del suelo y el suministro de nutrientes (Lange 1976, Mazor *et al.* 1996, Schumann *et al.* 2005).

Tolerancia a la temperatura

La aclimatación en respuesta a la temperatura durante el crecimiento es importante; en ella están involucradas proteínas especiales que impiden el choque térmico permitiendo a los organismos soportar los cambios drásticos. La temperatura influye de manera directa e importante sobre una gran cantidad de procesos morfo-fisiológicos vitales para los organismos, muchos de estos procesos se llevan a cabo a una temperatura óptima, que dependerá de los límites de tolerancia (amplios o estrechos) de cada especie, además en esta temperatura óptima las tasas de crecimiento y reproducción de los organismos serán las más altas, de no soportar los cambios drásticos de temperatura, las células de los organismos llegan a sufrir daños irreversibles e incluso pueden llegar a la muerte (Brock 1974, Fogg 2001, Hancke *et al.* 2008, Lüttge 1997, Lehel *et al.* 1993).

Las altas temperaturas combinadas con periodos secos o húmedos, pueden hacer variar las concentraciones de clorofila *a* presente en las células de las cianoprocariontes y otras algas, pero Adhikary (2000) menciona que a pesar de las variaciones, la clorofila presenta un alto grado de estabilidad, el cual ha sido relacionado con la capacidad de las especies para resistir largos periodos de sequía; dicha variación es diferencial de acuerdo a cada especie, por lo que no debe perderse de vista que el porcentaje de pérdida del pigmento puede ser bajo o bien llegar a un porcentaje máximo que provoca una disminución en la tasa de fotosíntesis pudiendo detener este proceso de manera definitiva y llevar a los organismos a la muerte.

Tolerancia a la irradiancia

En las cianoprocariontes y algas en general, existe una gran variedad de pigmentos accesorios extra e intracelulares que permiten captar diversas longitudes de onda de la energía luminosa,

dándoles la capacidad de aprovechar la luz en cualquier situación de cantidad y calidad o bien actúan como filtros solares ante la exposición a los rayos UV, los cuales pueden llegar a causar daños irreversibles en las células. Además de la clorofila *a*, las cianoprocariontes presentan ficobiliproteínas (ficocianina y ficoeritrina) que son complejos proteicos que aumentan el espectro de longitudes de onda en que pueden ser utilizadas para el proceso fotosintético (Bryant *et al.* 1979, Dillon y Castenholz 1999, Dillon *et al.* 2002, Donkor y Häder 1996, Ehling-Schulz *et al.* 1997, Moreno *et al.* 1995).

En muchas especies de cianoprocariontes se ha demostrado la síntesis de pigmentos que funcionan como protectores solares, su síntesis es una de las principales estrategias adaptativas, ya que estos compuestos son altamente eficientes para contrarrestar a los rayos UV brindándoles protección. La scytonemina, gloeocapsina y aminoácidos tipo microsporina (MAAs), son ejemplos de este tipo de pigmentos que impiden el impacto directo sobre las células, las dos primeras están localizadas extracelularmente, depositándose principalmente en las vainas otorgando coloraciones amarillentas y rojizas respectivamente, mientras que los MAAs se encuentran en el citoplasma (Adhikary 2002, Crispim *et al.* 2004, Ferroni *et al.* 2010, Fletchner 2007, García-Pichel y Castenholz 1991, 1993, Gaylarde y Gaylarde 2000, Komarek y Anagnostidis 1999, Leao *et al.* 2012, Lewin 2006, Lüttge 1997, Nienow 1996, Proteau *et al.* 1993, Rajehswar y Donat 2006, Seckbach y Oren 2007). Aún cuando estos pigmentos son sintetizados como respuesta que otorga resistencia y protección ante los rayos UV, existe una gran diversidad de grupos algales que no sintetizan este tipo de pigmentos, por lo que se valen de otros mecanismos que están relacionados con la estructura y organización de los organismos dentro del crecimiento, desarrollándose endolíticamente o bien se incorporan a un talo liquénico (Fletchner 2007, Rai y Gaur 2001, Rajeswar y Donat 2006, Seckbach y Oren 2007, Xue *et al.* 2005).

Sustrato y bioreceptividad

Las rocas son uno de los materiales más importantes utilizados tradicionalmente para la construcción, razón por la que muchos de los monumentos considerados como parte del patrimonio cultural alrededor del mundo están contruidos con este material. Las propiedades físicas y químicas de los diversos tipos de rocas son extremadamente variables, tanto en sus constituyentes minerales como en su pH, salinidad, contenido de humedad, textura, porosidad, etc., lo que les otorga diferentes propiedades para resistir la intemperización (durabilidad), afectando en ocasiones el valor arquitectónico, cultural o artístico que este posee; también se ha considerado que sus características físico-químicas pueden sufrir alteraciones seguida de la colonización biológica (Kumar y Kumar 1999, Miller *et al.* 2012, Ortega-Morales *et al.* 2000, Ramírez 2012).

Al potencial que tiene un material para ser colonizado por uno o varios grupos de organismos se conoce como bioreceptividad, sin que esta colonización sea necesariamente considerada como biodeterioro (Miller *et al.* 2006, 2008, 2012)

Los monumentos arqueológicos y las construcciones en general como sustrato, contienen una amplia gama de constituyentes orgánicos e inorgánicos que son una fuente importante dentro de los nichos ecológicos, y pueden ser explotados por una gran diversidad de organismos cuyo crecimiento se ve favorecido por las condiciones ambientales que este les provee (como temperatura, humedad relativa, condiciones de luz, viento, lluvia, etc.) y su capacidad de colonización. Por lo tanto, la respuesta de los organismos en una superficie potencialmente colonizable (bioreceptiva) depende de los requerimientos ecológicos y fisiológicos de cada especie

involucrada y las características del sustrato (Ciferri 1999, Miller *et al.* 2012, Sánchez-Moral *et al.* 2005).

Asimilación y obtención de nutrientes

Las variables ambientales juegan un papel importante, ya que favorecen o limitan la asimilación y obtención de nutrientes de manera eficiente, interviniendo de manera directa en los procesos fisiológicos.

La presencia de agua influye directamente en la actividad de enzimas como las nitrogenasas y RuBisCO involucradas en la fijación del nitrógeno atmosférico y del carbono en forma de CO₂ respectivamente, y tienen importancia para su establecimiento sobre las rocas y en procesos vitales como la fotosíntesis. Principalmente, en presencia de agua las tasas metabólicas se encuentran en niveles óptimos; pero el estrés hídrico tiene un doble significado cuando la concentración de agua disminuye o aumenta de forma considerable, ya que se altera el metabolismo dentro de las células (Lüttge 1997, Tiwari y Tripathi 1998).

La temperatura y la irradiancia, principalmente los rayos UV, afectan la actividad de las enzimas encargadas de la fijación de nitrógeno y carbono, ya que la temperatura alta, puede llegar a desnaturalizarlas. Por otro lado, los rayos UV pueden alterar la estructura físico-química de las enzimas y alterar procesos metabólicos por la inactivación enzimática, por ejemplo la síntesis y actividad de la enzima RuBisCO puede verse afectada por la radiación UV (Leao *et al.* 2012, Rajeshwar y Donat 2006).

De igual forma, los rayos UV pueden alterar la composición de los ficobilisomas, hasta el desensamble de estos complejos proteicos y por lo tanto alteran los procesos de fotosíntesis dañando los fotosistemas y disminuyendo la concentración de ATP; también puede haber daños en la estructura celular y del ADN causando mutaciones o hasta la muerte (Rai y Gaur 2001, Rajeshwar y Donat 2006).

Evidentemente, no solo la fijación de nitrógeno y de carbono es importante para su establecimiento y reproducción, sino que una amplia gama de procesos intervienen para estos fines, el éxito de las cianoprocariontes epilíticas también está dado por sus capacidades fisiológicas para adaptarse a altas intensidades de luz, tolerancia a la desecación. Lo anterior permite a las cianoprocariontes ser resistentes al estrés impuesto por el ambiente de forma individual y en conjunto. El factor climático es sin duda muy importante para el adecuado desempeño fisiológico de los organismos que dará como resultado la abundancia de cianoprocariontes en un hábitat expuesto como las superficies pétreas (Frémy 1930, Fritsch 1907, Gao y Ye 2007, Lüttge 1997, Van Baalen 1968).

Aproximación a la ecología de algas epilíticas

El costo económico y estético consecuencia de la presencia de crecimientos de organismos en edificios y monumentos arqueológicos es considerable, razón por la que los procedimientos de limpieza son constantes y se utilizan metodologías que incluyen el desprendimiento directo o bien la aplicación de soluciones blanqueadoras, detergentes, plaguicidas, etc. Aún así, el efecto de las limpiezas dura poco tiempo y en ocasiones solo algunos meses, posteriormente, el crecimiento es casi inevitable dándose la recolonización por propágulos que son dispersados por el viento (principal factor de dispersión) o bien acarreados por otros organismos como aves e insectos, entre otros (Alum *et al.* 2009, Ciferri 1999, Lewin 2006, Urzi y Krumbein 1994).

Es importante conocer las especies que conforman los crecimientos y tener un conocimiento adecuado del ambiente en el que estas se desarrollan. Entendiendo el ambiente como todo lo que rodea a un organismo, incluidos todos los componentes vivos y no vivos, entre estos últimos las variables físicas y químicas, es indispensable establecer las relaciones y efecto que cada variable ejerce sobre los organismos en particular obteniendo una descripción ecológica en la que se basen los procedimientos de limpieza que permitan la conservación de las construcciones, pero al mismo tiempo de la diversidad biológica (Campbell y Reece 2007, McNaughton 1984).

La taxonomía de las especies esta basada en descripciones especialmente de ejemplares obtenidos directamente de la naturaleza en un momento específico, y aún cuando se han descrito muchas especies, no sabemos a ciencia cierta cuánta de la variación interespecífica es resultado del efecto de las variables ambientales, lo que dificulta la diferenciación precisa de las especies sobre todo cuando la cantidad y estado de los caracteres considerados depende del momento de desarrollo de los organismos cuando se lleva a cabo la recolección. Por esta razón, el estudio de las mismas a partir de cultivos puros en condiciones controladas que aporten la información necesaria para una buena determinación específica (Lewin 2006).

Al hacer el registro de las especies a partir de material recolectado en su ambiente natural podemos obtener un listado que puede diferir del realizado a partir del establecimiento de cultivos, por ejemplo, Wee y Lee (1980) reportaron especies de crecimientos en paredes de edificios en Singapur y el género *Gloeocapsa* no obtuvo ningún registro, posteriormente al obtener crecimiento en cultivos de dichos crecimientos, se observa la presencia de especies pertenecientes a este género.

Lo anterior se debe a que en el hábitat natural las condiciones y los periodos para que los organismos se desarrollen pueden ser breves, esporádicos o presentar cambios drásticos, impidiéndoles finalizar el proceso de reproducción. Por el contrario, bajo condiciones controladas, en medios con los elementos nutritivos necesarios para su desarrollo, la reproducción se da aceleradamente permitiendo el desarrollo de aquellas especies que en su hábitat natural se encontraban limitadas (Lewin 2006, Miller *et al.* 2009).

Estudios de biodeterioro y control biológico, requieren de procedimientos estandarizados que permitan la cuantificación y evaluación del comportamiento de los crecimientos. Un elemento esencial para lograrlo, es la obtención de cultivos puros y estables que permitan reproducir y simular las condiciones naturales de colonización y desarrollo de los crecimientos subaéreos. A pesar de esto, se ha demostrado que en el laboratorio no se logra establecer fácilmente comunidades estables y diversas, incluso pueden llegar a cambiar a través del tiempo. (Miller *et al.* 2009).

El éxito ecológico de las especies esta dado por su establecimiento, reproducción y capacidad de respuesta a las condiciones ambientales. Como se ha mencionado, la reproducción en las cianoprocariontes, esta dado por divisiones celulares y según las condiciones en las que se encuentren sus tasas serán lentas o rápidas reflejando sus estrategias de vida y la relación que guardan las especies con las variables del ambiente; los límites de dispersión y tolerancia, el tamaño de las poblaciones y comunidades también dependen de esta relación. En el caso de las cianoprocariontes subaéreas son capaces de establecerse con éxito y mantener su actividad metabólica, incluso bajo condiciones ambientales adversas. Las cianoprocariontes pueden considerarse como estrategias *r*, por su capacidad de división rápida razón por la que son considerados como pioneros sobre el sustrato (Adhikary 2000, Freiberg 1999).

Desde una perspectiva ecológica, las tasas de crecimiento en contraste con los procesos celulares como la fotosíntesis, respiración y rutas anabólicas, representan el proceso de mayor relevancia

para describir el rendimiento de las especies en su ecosistema, por tanto la determinación precisa de estas tasas bajo diferentes condiciones de estrés es importante para la evaluación de los límites de tolerancia, el crecimiento óptimo y la capacidad de adaptación de una cepa algal a condiciones específicas (Adhikary 2000, Freiberg 1999).

Para obtener datos y calcular las tasas de crecimiento de las algas microscópicas, se utilizan frecuentemente, por mencionar algunos, el conteo celular, la determinación de abundancia por cámaras hematimétricas. No obstante, estos métodos resultan poco adecuados para algunos tipos de crecimiento por ejemplo el bentos, las especies filamentosas o formadoras de colonias cuya distribución no es homogénea. Los recuentos de células automatizados a través de contadores hematológicos (contador Coulter) o sistemas de análisis de imágenes son más eficientes en tiempo para suspensiones de algas unicelulares, pero no se ha determinado qué tan adecuados son para aquellos organismos cuyo ambiente es distinto al acuático, como en el caso de las algas subaéreas (Brown *et al.* 1989).

Cuantificación de clorofila *a*

La clorofila *a* es el pigmento principal de las cianoprocariontes y algas, por lo que se considera como uno de los compuestos bioactivos más valiosos que se pueden extraer a partir de biomasa de microalgas y que ha sido utilizada como un índice de actividad fotosintética en los sistemas planctónicos y bénticos, y como un indicador de la biomasa (Görs *et al.* 2007, Thompson *et al.* 1999).

En general, la determinación directa de abundancia ha sido remplazada por marcadores celulares de biomasa como la clorofila *a*, carbono, ATP o proteínas. Las desventajas de usar estos biomarcadores están relacionadas con los procedimientos de extracción incompleta, los protocolos de calibración y la especificidad de los métodos de prueba. Sin embargo, la concentración absoluta de los parámetros de biomasa esta influenciada por factores abióticos como la radiación, la disponibilidad de nutrientes y por el estado de la muestra o la edad del cultivo, fisiología y tamaño de las células, aunque en el laboratorio estos factores se pueden controlar (Geider 1987, Gray *et al.* 2002, Foy 1993).

Los protocolos para extraer clorofila *a* son variados, pero el más común es por medio de solventes orgánicos, como la acetona, una mezcla 2:1 de cloroformo y metanol, etanol y metanol caliente. Estos solventes penetran a través de las membranas celulares y disuelven los lípidos y las lipoproteínas de las membranas de los cloroplastos liberando el pigmento. Se ha encontrado que la ruptura celular, que se logra macerando u homogeneizando las muestras mejora significativamente la eficacia de la extracción de la clorofila, que a menudo en muchas especies es incompleta, después de una sola extracción (Alum *et al.* 2009, Görs *et al.* 2007, Nagarkar y William 1997).

Las técnicas para la extracción y cuantificación de la clorofila para estimar la biomasa de algas están bien establecidas, aunque la mayoría de los estudios se han concentrado en las poblaciones planctónicas en cuerpos de agua, ya sea de muestras directas o bien de las obtenidas a partir de cultivos. Por otro lado, es importante resaltar que existen estudios en donde se han realizado pruebas para el ambiente subaéreo haciendo referencia a aquellos crecimientos epilíticos asociados a cuerpos de agua principalmente marinos, dejando de nueva cuenta a los crecimientos que se desarrollan en ambientes subaéreos (no asociados a cuerpos de agua) sin un método específico y claro para su evaluación (Hosikian *et al.* 2010, Miller *et al.* 2009).

El principal problema para realizar la evaluación a partir de cultivos es la dificultad para separar y obtener únicamente el crecimiento de las placas de agar o bien del sustrato rocoso, en

comparación con los ambientes propiamente acuáticos, donde procesos de filtrado permite obtener únicamente a los organismos tanto en cultivo como en el ambiente natural (Hosikian *et al.* 2010, Miller *et al.* 2009, Nagarkar y William 1997, Schumann *et al.* 2005, Thompson *et al.* 1999).

En el ambiente subaéreo, la colonización de microorganismos en superficies se ha evaluado macroscópicamente, es decir, utilizando métodos semi cuantitativos. En el caso de microalgas subaéreas que se desarrollan en los muros de los edificios, su color verde, producto de la presencia de clorofila *a* se ha considerado como un criterio adecuado para la clasificación de la intensidad o grado de colonización, donde la coloración se relaciona con mayor o menor crecimiento de algas. La categorización va de aquellas superficies sin algas visibles, pasando por tonos claros considerados como crecimientos poco abundantes y aquellos más oscuros con mayor grado de colonización (Donner *et al.* 2002, Schumann *et al.* 2005).

En este sentido, no necesariamente se logra establecer una correlación, ya que el uso de escalas visuales de este tipo como método de cuantificación de la colonización de organismos sobre edificios u otros materiales, trae consigo muchos problemas de subjetividad, y la falta de homogeneidad en las variables, El color de fondo "normal", las propiedades de la superficie, la iluminación, y el contenido de pigmentos específicos de cada especie pueden originar diferentes tonos de verde, incluso, dentro de un mismo crecimiento. Frecuentemente, las cianoprocariontes presentan diferentes pigmentos accesorios intra o extracelulares que otorgan diferentes coloraciones, los cuales quedarán excluidos de la biomasa donde el parámetro de cuantificación es la clorofila *a* (Schumann *et al.* 2005).

Análisis de imágenes

El uso de la clorofila *a* para la cuantificación de la biomasa y otros biomarcadores, es un método considerado como destructivo, porque puede provocar un cambio o daño importante en el sustrato de las construcciones, comprometiendo su integridad sobre todo la de aquellas con valor cultural al momento del desprendimiento de los crecimientos para la extracción del pigmento. Los métodos estándar tienen limitaciones y se vuelven poco prácticos en términos del volumen de las muestras, los límites de detección (en presencia de otros pigmentos), o bien cuando las muestras son áreas de gran tamaño (m^2) (principalmente en el ambiente natural), además no son adecuados para realizar mediciones sucesivas en diferentes tiempos de una misma muestra (Alum *et al.* 2009, Gray *et al.* 2002, Schumann *et al.* 2005).

Por lo anterior, existe la necesidad de utilizar métodos que no sean destructivos para evaluar el crecimiento de algas en superficies sólidas, y aún cuando la microscopía ha sido el método más utilizado para el análisis cuantitativo y morfológico de estos crecimientos, el uso del análisis de imágenes digitales representa una herramienta potencialmente útil en este contexto, permitiendo mediciones constantes de una misma muestra, sin que esta sea eliminada (Alum *et al.* 2009, Brown *et al.* 1989, Thompson *et al.* 1999).

El análisis de imágenes digitales realizado con software especializado, ha sido utilizado para la evaluación de la superficie en dos y tres dimensiones (área y volumen) en el estudio de una gran diversidad de organismos. Al igual que el uso de la clorofila *a* en la cuantificación de biomasa, la evaluación de la superficie también tiene problemas ya que no se cuenta con una metodología bien establecida para los crecimientos en ambientes subaéreos (Alum *et al.* 2009).

Thompson *et al.* (1999) por ejemplo, utilizaron el análisis de imágenes para evaluar superficies de crecimiento en ambientes epilíticos marinos, concluyendo que las estimaciones que obtuvieron podrían estar mal estimadas hasta en un 50%, requiriendo más trabajo para establecer la importancia relativa de estas evaluaciones. Por otro lado, Alum *et al.* (2009) afirman que el grado

de correlación entre la concentración de clorofila y el área de colonización dependerá de las condiciones bajo las que se realicen las evaluaciones, en el ambiente natural o bajo condiciones de laboratorio.

En la evaluación mediante el análisis de imágenes cualquier parámetro será calculado en función del número de píxeles, lo que no necesariamente representa un problema ya que posteriormente pueden ser fácilmente convertidos a escalas lineales. Existen otros factores que deben ser considerados en el manejo de la imagen: si es a color, si fue convertida a escala de grises o bien es en blanco y negro, y los relacionados con el enfoque, la magnificación y la intensidad de iluminación, que pueden modificar la base de los píxeles individualmente y en consecuencia la de los píxeles circundantes (Alum *et al.* 2009, Beyenal *et al.* 2004, Fleming *et al.* 2000, Yang *et al.* 2000a y 2000b).

Por lo anterior es importante utilizar imágenes con buena calidad y mantenerla para realizar comparaciones en diferentes tiempos, y que estas últimas se realicen en el mismo aumento o tamaño de la imagen y que los filtros o el tipo de umbral que se utilice sea el mismo (color, escala de grises o blanco y negro), aún así las metodologías estarán en función del software que se use en particular (Beyenal *et al.* 2004, Yang *et al.* 2000a).

Por su adaptabilidad, el análisis de imágenes digitales, tiene el potencial de ser utilizado en estudios de determinación de la estructura de diferentes tipos de crecimientos y sus variaciones temporales en su estructura, cálculo de perímetro, área y volumen, así como el efecto de las variables ambientales a las que se encuentra sometido, pero, para cada caso los métodos deben afinarse y estandarizarse para que las evaluaciones sean lo más certeras posible (Beyenal *et al.* 2004, Gray *et al.* 2002).

La ecología de algas en general, es un campo estudiado desde el siglo XIX tratando de explicar los procesos que se llevan a cabo no solo entre el ambiente y los organismos, sino los establecidos inter e intraespecíficamente (Margalef 1983, McNaughton 1984).

Actualmente, este campo se encuentra bien desarrollado para los ambientes acuáticos (marinos y continentales), mientras que la ecología de cianoprocariontes y algas epilíticas es un campo árido ya que los estudios realizados hasta ahora, mantienen un enfoque taxonómico. Autores como Castillo y Maestre (2011), Rindi y Guiry (2002), Rindi (2007) han tratado de aproximarse a una descripción ecológica de los organismos que habitan en el ambiente subaéreo permaneciendo en un nivel descriptivo, ya que carecen de un análisis cuantitativo, que establezca las correlaciones entre organismos y ambiente.

La ecología de cianoprocariontes y algas epilíticas no solo busca describir y determinar especies, sino que pretende explicar y describir cómo una amplia diversidad de especies se encuentran viviendo en condiciones consideradas como extremas, y su capacidad de respuesta que les permite establecerse y desarrollarse en forma exitosa, es decir, cómo se dan las relaciones entre estas especies y el ambiente.

Al poseer características propias, el ambiente subaéreo no puede ser comparado con los ambientes acuáticos. Su morfología, funcionamiento y las variables ambientales en cada uno tienen un impacto particular y diferencial con las especies, por lo tanto las metodologías, los procedimientos, las evaluaciones y las variables ambientales que se consideren, para realizar una descripción ecológica, deben ser formulados y estandarizado exclusivamente para cada tipo de ambiente; lo que favorecerá una descripción certera de los procesos ecológicos.

JUSTIFICACIÓN

La descripción y determinación taxonómica brinda información importante en los estudios relacionados con los crecimientos subaéreos, conformados principalmente por cianoprocariontes y algas epilíticas, sin embargo, además de conocer la identidad de las especies que constituyen dichos crecimientos, es importante saber cómo se comportan y cuál es la relación que guardan con el medio que los rodea. Por ello, en este trabajo se evaluará la existencia de una relación entre las comunidades de especies algales que conforman los crecimientos subaéreos y las variables ambientales registradas, de tal modo que pueda realizarse una descripción del comportamiento ecológico de los crecimientos epilíticos subaéreos.

OBJETIVOS

General

Describir la ecología de los crecimientos algales subaéreos que se desarrollan en el Conjunto Murciélagos y la Plataforma, ubicada frente al Grupo Norte (Plataforma norte) en la Zona Arqueológica de Palenque, Chiapas, como una aproximación a la ecología de las algas y cianoprocariontes epilíticas subaéreas.

Particulares

- Describir y determinar las especies que forman parte de los crecimientos aéreos que se desarrollan sobre el Conjunto Murciélagos y la Plataforma frente al Grupo Norte.
- Evaluar un conjunto de variables ambientales que permitan evaluar las condiciones bajo las que se desarrollan los crecimientos algales, es decir, que permiten su establecimiento y permanencia.
- Obtener cultivos mixtos (multialgales) y específicos (unialgales) a partir de los cuales se evaluará el comportamiento de los crecimientos de las especies que los conforman.

ÁREA DE ESTUDIO

La zona arqueológica de Palenque se encuentra ubicada cerca de la ciudad de Palenque en el estado de Chiapas ($17^{\circ} 33' 0''$ N y $91^{\circ} 59' 0''$ a 200 m snm), presenta un clima cálido húmedo, con temperatura media anual de 26° C y precipitación anual de 2500 mm (SMN-CONAGUA 2014).

Los sitios de estudio fueron seleccionados por su ubicación dentro de la zona tomando en cuenta principalmente el grado de cobertura vegetal: el Conjunto Murciélagos (CM) presenta una gran influencia de la selva ya que se ubica más alejado de la zona central y dentro del dosel; por el contrario, la Plataforma frente al Grupo Norte, a la que llamaremos plataforma norte (PN), se ubica cerca de la entrada y zona central donde está la mayoría de los edificios principales, ubicados en una zona abierta y por lo tanto con una cobertura vegetal considerablemente menor (Figura 1).

Un segundo criterio de elección fue la ausencia de tratamientos de limpieza y/o conservación, ya que a diferencia de edificios principales, como el Palacio, el Templo de las Inscripciones, el Templo de la Cruz Foliada, el Templo del Sol, entre otros, el Conjunto Murciélagos y el Grupo Norte no han sido sometidos a ningún proceso de limpieza para eliminar a los organismos vivos que los han colonizado.

El Conjunto Murciélagos (Figura 2) se ubica al norte de la parte central de la zona y esta conformado por varios edificios, sobre plataformas bajas dispuestas en torno a un patio central. La Plataforma Norte (Figura 3), esta al norte del núcleo donde se concentran los edificios principales. La ubicación geográfica de ambos casos se encuentra descrita en la Tabla 1.

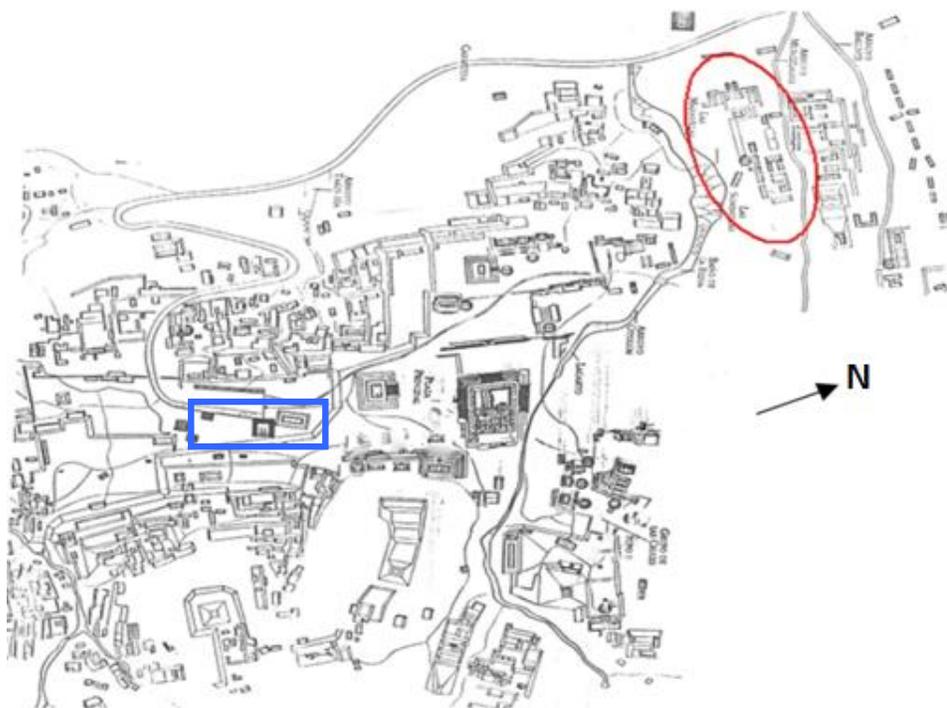


Figura 1. Mapa de la zona arqueológica. Ubicación de Conjunto Murciélagos (elipse) y Plataforma Norte (rectángulo)

Tabla 1. Ubicación geográfica de Conjunto Murciélagos y Plataforma Norte (posición de los sitios donde se registraron las variables ambientales y se llevaron a cabo las recolecciones durante el estudio)

	Muro	Altitud (m)	Coordenadas geográficas	
Conjunto Murciélagos	Oeste	93	17° 29.177' N	92° 02.555' O
	Noreste	98	17° 29.180' N	92° 02.556' O
	Sureste	92	17° 29.179' N	92° 02.559' O
Plataforma norte	Oeste	140	17° 29.103' N	92° 02.671' O
	Noreste	147	17° 29.116' N	92° 02.692' O
	Sureste	137	17° 29.105' N	92° 02.689' O



Figura 2. Vista del edificio Conjunto Murciélagos (CM)



Figura 3. Vista de la Plataforma Norte (PN)

MATERIALES Y MÉTODOS

Trabajo de campo

Se realizaron dos recolecciones, una en la época de lluvias (agosto 2010) y otra en la época seca (enero 2011) en dos edificios dentro de la zona arqueológica de Palenque, Chiapas: Conjunto Murciélagos (CM) y Plataforma Norte (PN).

Crecimientos algales

La selección de los crecimientos se hizo considerando su homogeneidad en el espacio a partir de una apreciación cualitativa. Se trabajó con un cuadrante de 20 x 20 cm, dividido en unidades de muestreo de 1 cm² (Figura 4). Se marcaron tres cuadrantes por edificio y en cada uno se recolectaron 10 unidades de muestreo utilizando números aleatorios. Cada uno de los cuadrantes marcados, corresponde a un muro distinto del edificio según su orientación. En CM, se consideraron los muros con dirección oeste, noreste y sureste, mientras que para PN los ubicados al norte, este y sur (Figura 5 y 6). Se obtuvieron 120 muestras en total, 60 para cada edificio, de las cuales 30 corresponden a la época seca y 30 a la época de lluvia.



Figura. 4. Cuadrante utilizado para las recolecciones de material ficológico

La toma de las muestras se realizó con raspados directos de las rocas, y en cada punto de recolección se registró la coloración utilizando un círculo cromático (The color Wheel Company 01/06), la textura al tacto, el tipo de crecimiento y el grado de adherencia al sustrato se evaluó de forma cualitativa, además se obtuvo un registro fotográfico de cada punto recolectado.

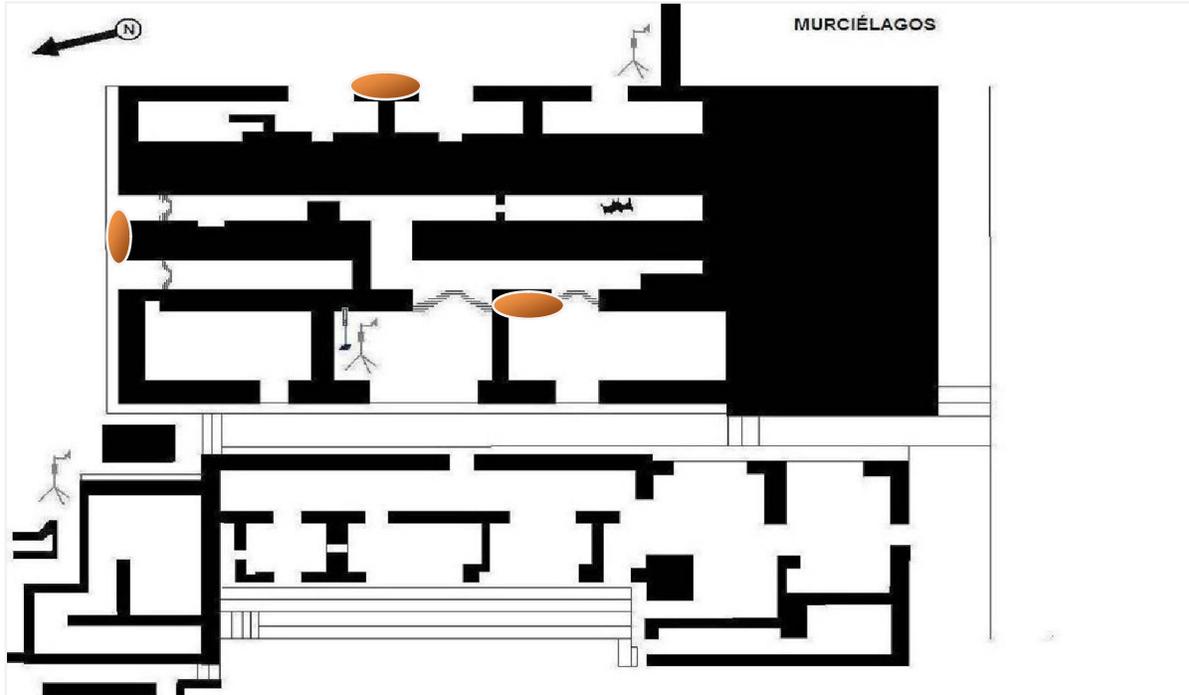


Figura 5. Conjunto Murciélagos (CM). Los puntos marcados muestran la ubicación donde se colocó la estación meteorológica y se hizo la recolección por cuadrantes.

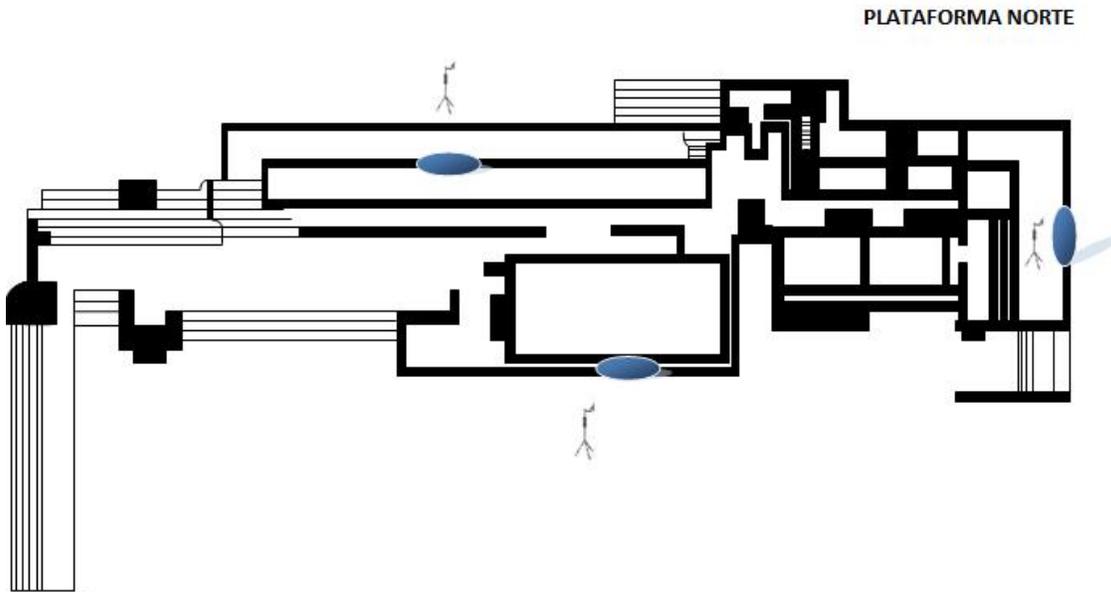


Figura 5. Plataforma Norte (PN). Los puntos marcados muestran la ubicación donde se colocó la estación meteorológica y se hizo la recolección por cuadrantes.

Variables ambientales

Las variables macroambientales registradas fueron: temperatura ambiental (°C), iluminación (PAR) vertical y perpendicular ($\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$), humedad relativa (%), dirección (orientación en grados) y velocidad del viento (ms^{-1}) con una estación meteorológica portátil HOBO Micro Station (Onset Computer). Los datos se obtuvieron colocando la estación en tres puntos, cada uno correspondiente a la orientación de los muros. Los datos se registraron cada minuto por períodos de 50 minutos en cada punto en que se colocó la estación durante un ciclo de 9 horas (tres registros en cada muro).

Posteriormente, con los registros de temperatura (T) y humedad relativa (HR), se calculó el déficit de presión de vapor (DPV), que es la diferencia entre la cantidad de agua en el aire (en forma de vapor) y la cantidad de humedad que puede retener cuando se encuentra en su punto de saturación, con la siguiente fórmula:

$$\text{DPV} = 6.11 \exp (17.3T / 237.3 + T) [1 - (\text{HR}/100)]$$

Las variables microambientales registradas en los muros fueron: la humedad relativa (%) superficial e interna (hasta 2 cm) con un Protrómetro Surveymaster (GE Protrimeter) y la temperatura en el sustrato (°C) con un termómetro infrarrojo DeltaTrack (ThermoTrace 15030) en este caso se consideraron 2 valores puntuales, uno sobre el muro sin que se observara crecimiento evidente de cianoprocariontes y otro directamente sobre el crecimiento de estas, estos registros se realizaron en intervalos de cada hora hasta completar nueve mediciones.

De los datos registrados, se obtuvieron los valores máximos, mínimos, y el promedio de cada variable, reflejando el intervalo en el que se recolectaron los crecimientos.

Trabajo de laboratorio

Crecimientos algales

Una parte del material recolectado de cada muestra, se fijó con formol al 3% (concentración final sobre volumen). Con este material se realizaron preparaciones permanentes montadas con gelatina glicerizada (González-González y Novelo 1986). Para la determinación taxonómica de las especies se realizaron observaciones en un microscopio con contraste interdifereencial Nikon Optiphot y se obtuvo un registro fotográfico de cada especie con una cámara digital Nikon Coolpix.

Para la determinación taxonómica se consultó principalmente la siguiente literatura: Desikachary 1959, Frémy 1930, Gardner 1927, Geitler 1932, Komárek y Anagnostidis 1999. Las formas de vida, y la distribución geográfica y ambiental de las especies se consultó en AlgaeBase (Guiry y Guiry 2014) y Taxfich (LACET 2014).

El resto del material de cada muestra se utilizó para el establecimiento de cultivos mixtos (multialgales) en placa de agar con medio de cultivo BG-0. Cada muestra se cultivó y se mantuvieron los 120 cultivos (inicialmente) en una cámara de incubación SANYO a 20 °C con un fotoperíodo de luz-oscuridad de 12h., y con una irradiación de $42.85 \mu\text{E m}^{-2}\text{s}^{-1}$. Los cultivos estuvieron en revisión constante, realizando resiembra periódicas y el aislamiento de especies particulares.

Los hongos, nematodos y ácaros fueron los principales contaminantes que se presentaron, por lo tanto se realizaron las resiembra necesarias para evitar que la contaminación del medio interfiriera con el crecimiento de las cianoprocariontes. En el caso de los hongos se implementó un

sistema de lavado con fungicida, el cual consistió en tomar un inóculo del crecimiento algal en cultivo y se colocó en una gota de fungicida Tecto 60 (Tiabendazol) en una concentración de 150 ppm, se dejó de 1 a 3 minutos y posteriormente se lavó al menos dos veces en medio de cultivo líquido libre de fungicida para finalmente resembrarlo, este procedimiento se llevó a cabo todas las veces que fue necesario hasta lograr cultivos libres de hongos. Cuando la contaminación fue por nematodos y ácaros los cultivos se desecharon.

Cuando los cultivos mixtos comenzaron a crecer libres de contaminantes se realizó el aislamiento de las especies diferentes para obtener cultivos puros o unialgales, los cuales se mantuvieron en cámaras de incubación de ambiente controlado a temperaturas de 22 y 28 °C.

Evaluación del crecimiento

De las especies diferentes que se aislaron y del crecimiento de cultivos unialgales (en total 27 especies), se realizó la evaluación del área, extracción y cuantificación de clorofila *a* por métodos de fluorometría. Estas evaluaciones se realizaron en cuatro tiempos distintos (T_0 a T_3) con tres réplicas para cada uno de ellos. Estas últimas se mantuvieron a temperatura ambiente de $25\text{ °C} \pm 5\text{ °C}$, en fotoperíodo luz – oscuridad de 12 h., y un intervalo de irradiación de 24.65 a $36.66\ \mu\text{mol m}^{-2}\text{ s}^{-1}$.

Cuantificación de clorofila *a*

Para la extracción no fue necesario realizar filtrados que generalmente se utilizan para procesar muestras de agua, ya que los crecimientos estaban en placas de agar de donde fueron retirados por completo y se maceraron en 1.5 a 2 ml de acetona al 90%. Por la abundancia y tipo de crecimiento se tomó parte de la placa de agar para realizar el macerado; cuando de este se obtuvo una mezcla homogénea, esta se colocó en tubos para centrifuga y se aforó hasta obtener un volumen final de 10 ml.

Todas las muestras se mantuvieron en oscuridad y refrigeración por más de 12 h., sin exceder un límite de 24 hrs. Transcurrido el tiempo se dejaron de 20 a 30 minutos a temperatura ambiente, manteniendo las condiciones de oscuridad, posteriormente se centrifugaron durante 10 minutos a 1500 rpm. El sobrenadante se leyó en un fluorómetro Turner 10 AU y se obtuvo la concentración de clorofila *a* en 10 ml. Las extracciones y cuantificación de clorofila *a* se realizaron en un intervalo de 15 días entre cada réplica, correspondiente a cada tiempo (T_0 a T_3).

Análisis de imágenes

Para el análisis de imágenes se utilizó el programa Sigma Scan Pro 5.

El análisis se realizó desde dos perspectivas: la primera de ellas fue la evaluación del área que ocupa el crecimiento algal dentro de las cajas de Petri a partir del registro fotográfico de cada réplica previo a la extracción de clorofila *a*.

La segunda perspectiva evaluada fue la intensidad de la coloración de los crecimientos. Se utilizó nuevamente el registro fotográfico previo a la extracción de clorofila *a*, el cual fue transformado a escala de grises. Se evitó trabajar con los colores originales para que el margen de error fuera menor, ya que estos forman parte de una gama de color más amplia. Por lo que, asumiendo que la escala de grises considera que en una imagen digital cada pixel tiene un valor que es equivalente a una graduación de gris, esta escala utiliza un sistema binario a partir del cual los valores que puede llegar a tomar de 0 a 255, lo que es igual al número de tonalidades de gris que puede presentar un pixel, se consideraron tres categorías que corresponden a tres estratos distintos de acuerdo a la

tonalidad de gris de la imagen, donde cada una de las categorías fue igualada a un mayor o menor crecimiento cualitativo de las especies (Tabla 2) y de esta manera se calculó el volumen de cada uno de los estratos y el volumen total del crecimiento utilizando la fórmula del cono truncado (V):

$$V = \frac{\pi h[R^2 + r^2 + (Rr)]}{3}$$

donde h es la altura, R el radio mayor y r el radio menor.

Tabla 2. Categorización del intervalo de píxeles para la calibración en el análisis de intensidad de gris. La barra debajo de la tabla muestra la intensidad de gris manejada en el programa sigma Scan Pro. Los segmentos 1-3 corresponden a las categorías de intensidad, a-c son segmentos no considerados.

Categoría	Intervalo	Crecimiento
1	0-85	Mayor (más capas de células acumuladas)
2	86-170	Medio
3	171-255	Menor (al menos una capa de células)

La evaluación de la intensidad tuvo la finalidad de entender cómo es que los crecimientos se comportan no solo en una dimensión, si no tridimensionalmente.

Análisis estadísticos

Se realizó un análisis que permitiera correlacionar las variables ambientales con la presencia de especies y que permitiera determinar si brindan la información suficiente para aplicar un análisis de extracción (Análisis de Componentes Principales).

La prueba de análisis de componentes principales (ACP) en el programa SPS 17.0, para encontrar la causa de la variabilidad de los datos obtenidos, reducir el número de variables integrándolas en nuevos componentes ordenados por importancia, que muestren la correlación en este caso de variables ambientales y presencia de especies .

Las variables que se consideraron para dicho análisis fueron la presencia y frecuencia de aparición de las especies en cada muro, dándole la misma importancia que al resto de las variables ambientales, es decir considerándola como una variable independiente.

De las variables ambientales se consideraron los valores máximos y mínimos de la temperatura, la humedad relativa y la PAR perpendicular y vertical, de acuerdo a la época de recolección y el sitio, que corresponde a la orientación de los muros.

No se consideraron las diferencias entre las escalas de las variables, ya que estas no tienen importancia en este análisis. Además de la matriz de correlaciones se calculó la matriz reproducida para verificar la validez del modelo.

Los datos obtenidos de la cuantificación de clorofila α , área y volumen se analizaron con una correlación simple en el programa SPS 17.0, para buscar si existe alguna relación entre estas variables y el tiempo.

RESULTADOS

Descripción de los crecimientos recolectados

Al comparar las características a simple vista de cada uno de los puntos muestreados, se corroboró que, en general, los crecimientos son homogéneos en cuanto a sus características morfológicas en el espacio y a través del tiempo, aunque en algunos casos se presentaron variaciones en la textura, coloración, tipo de crecimiento o adherencia al sustrato.

En total se registraron seis tipos de crecimiento correspondientes a las áreas donde se colocó el cuadrante y se obtuvieron 120 muestras que corresponden a cada uno de los puntos elegidos dentro de los cuadrantes (Figura 7).

Los tipos de crecimientos que se presentaron en la primera recolección (agosto) fueron: tapetes, pastas, películas y costras con texturas pulverulentas, granulosas y aterciopeladas, de coloración verde en tonos claros (verde limón) hasta negruzcas. La adherencia al sustrato registrada en su mayoría fue muy poca, es decir, que en el momento de realizar los raspados directos de roca para obtener el material, no se desprendió sustrato; aunque en algunos casos la adherencia que se presentó fue de media a alta, en donde el desprendimiento de sustrato fue evidente.

En la segunda recolección (enero), los crecimientos fueron granulosos, películas, pastas, tapetes y costras, aunque estas últimas muy poco representadas, las texturas fueron pulverulentas, secas y afieltradas. Las coloraciones fueron desde verde oscuro hasta negruzco pasando por tonos amarillos, naranjas y pardos. La adherencia al sustrato fue, en la mayoría de los casos, poca aunque a diferencia de la que es considerada como media y alta estuvo mayor representada en este período.

Al considerar que el cuadrante fue colocado en las mismas áreas para la toma de muestras, se esperaba que la descripción de los crecimientos fuera similar en ambos periodos de recolección, no obstante, se presentaron diferencias evidentes entre estos.

En CM, en el crecimiento ubicado en el muro oeste, lo que en agosto se describió como un tapete, en enero fue descrito como granuloso con variaciones en la coloración y manteniendo la poca adherencia al sustrato. En el resto de los muros los crecimientos se describieron de forma similar (Anexo 1). En PN, los crecimientos en el muro norte variaron solamente en un par de puntos, ya que en enero se describieron tapetes y no como películas granulosas como en el resto de los puntos. En el muro este, la coloración se mantuvo pero la adherencia cambió de poca a media y la textura aterciopelada (suave) a fieltrosa (áspera). Para el muro sur los crecimientos fueron tapetes con textura aterciopelada a pulverulenta, la coloración se tornó a totalmente negruzca y la adherencia prevaleció de media a alta (Anexo 2).

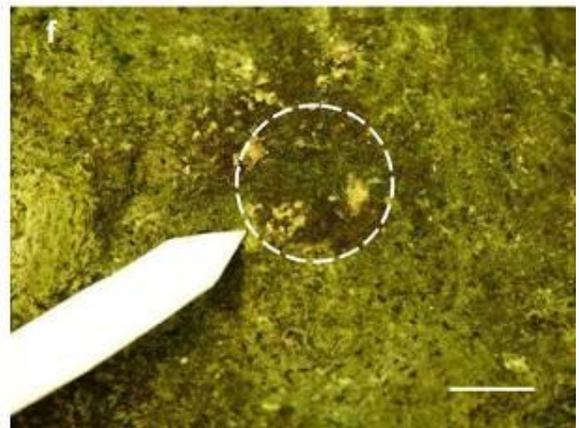
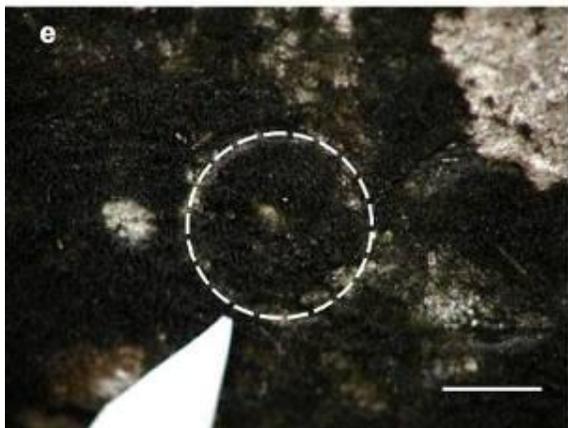
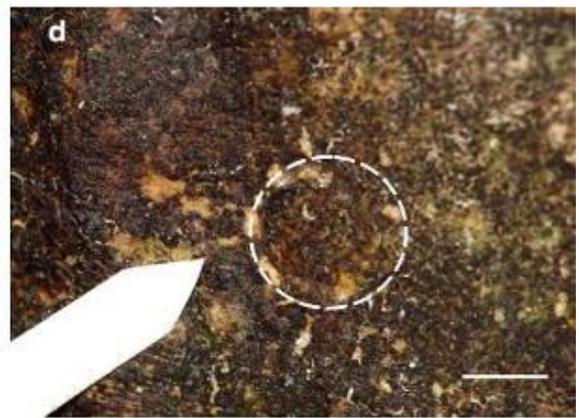


Figura 7. Diferentes tipos de crecimiento y coloraciones que se presentan en CM y PN. a, c-d. Crecimiento granuloso. b. Costra. e. Tapete. f. Película pulverulenta. La barra equivale a 5 mm.

Variables macroambientales

Las variables macroambientales PAR_p (luz perpendicular), PAR_v (luz vertical), temperatura, humedad relativa y DPV se analizaron considerando los valores máximos, mínimos (Anexo 3 y Anexo 4) y promedios, para observar los intervalos de estos en los edificios, y las variaciones a lo largo de un día en cada uno de los muros.

La PAR_p , en función de los valores máximos y mínimos, y los promedios mostró un intervalo más amplio en Plataforma Norte (1.2 a 1366 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$), no así en Conjunto Murciélagos (1.2 - 98 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) (Figura 8). Por otro lado, la PAR_v tuvo menos variación, aunque los intervalos más amplios se presentaron en el mes de agosto en ambos edificios, PN con 56.2 – 2288 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ y CM 6.2 – 2066.2 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (Figura 9). Los intervalos de temperatura más amplios también se registraron en agosto de 31°C – 34°C, aunque en PN se presentaron los más amplios de 19 – 34°C (Figura 10).

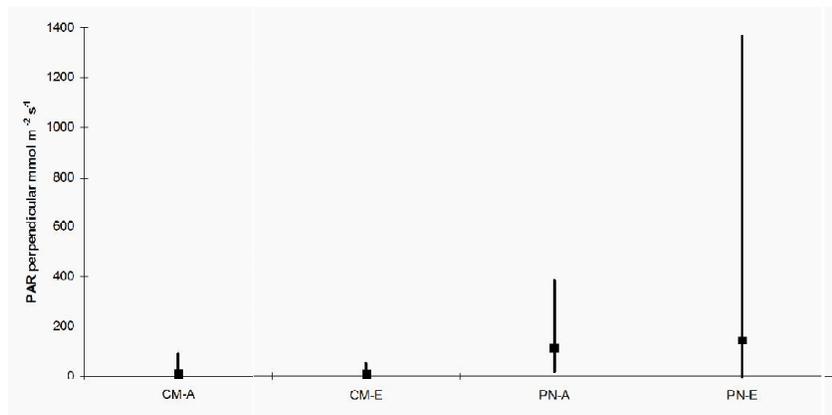


Figura 8. Valores máximos, mínimos y promedios de la PAR perpendicular (PAR_p) registrados en Conjunto Murciélagos (CM) y Plataforma norte (PN) en agosto (A) y enero (E).

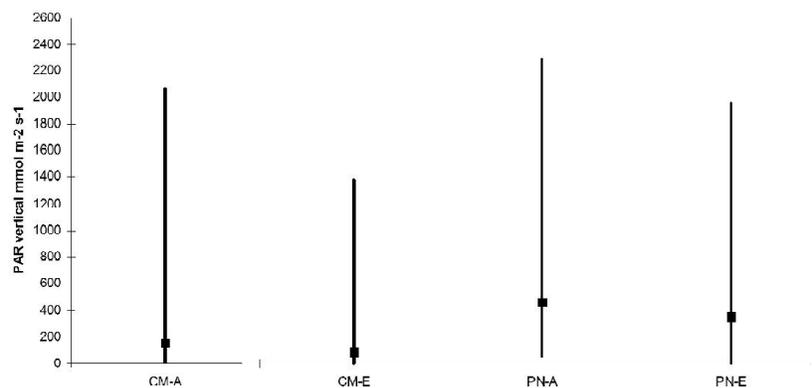


Figura 9. Valores máximos, mínimos y promedios de la PAR vertical (PAR_v) registrados en Conjunto Murciélagos (CM) y Plataforma norte (PN) en agosto (A) y enero (E).

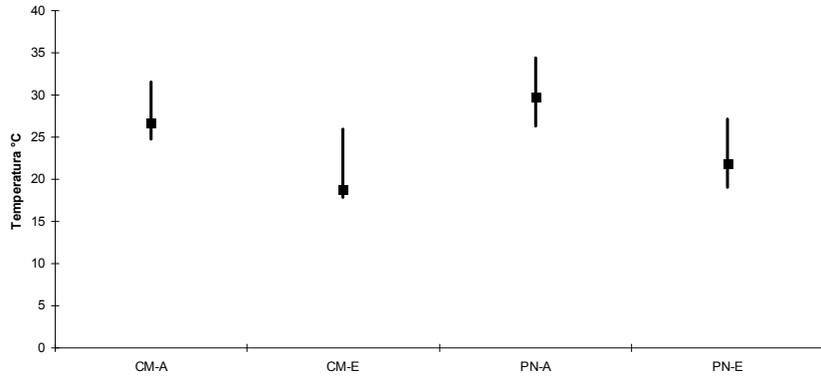


Figura 10. Valores máximos, mínimos y promedios de temperatura ambiental registrados en Conjunto Murciélagos (CM) y Plataforma norte (PN) en agosto (A) y enero (E).

En general la humedad relativa se registró un promedio mínimo por arriba del 70 al 80% en los dos edificios en agosto y en enero. Los valores máximos más altos se registraron en CM, aunque en términos de intervalos, se registraron más amplios en PN (Figura 11).

Los datos de DPV se muestran en la figura 12, de estos se observó que tuvieron un comportamiento inversamente proporcional a los datos de humedad relativa, es decir, mientras que la humedad relativa fue alta los valores del DPV fueron bajos y viceversa.

En CM los intervalos de DPV fueron más estrechos en comparación con los de PN en los dos periodos, por lo que CM fue el lugar más húmedo, por lo tanto, la cantidad de agua necesaria para que el aire pudiera llegar a su punto de saturación fue menor en comparación a la PN donde al presentarse valores de DPV altos la cantidad de agua necesaria para que el ambiente se saturará es mayor. Tanto en CM como en PN, los datos registrados y el comportamiento en general de los procesos de evaporación fueron el resultado de la posición de cada uno de los edificios dentro de la zona (con mayor influencia de la vegetación y en una zona mucho más abierta, respectivamente).

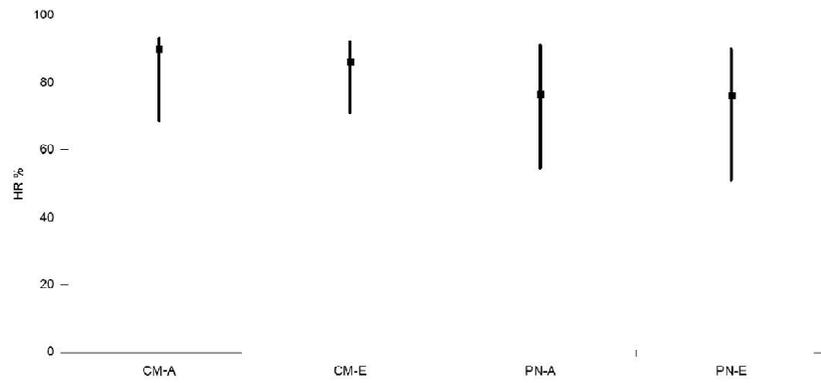


Figura 11. Valores máximos, mínimos y promedios de la humedad relativa (HR) registrados en Conjunto Murciélagos (CM) y Plataforma norte (PN) en agosto (A) y enero (E).

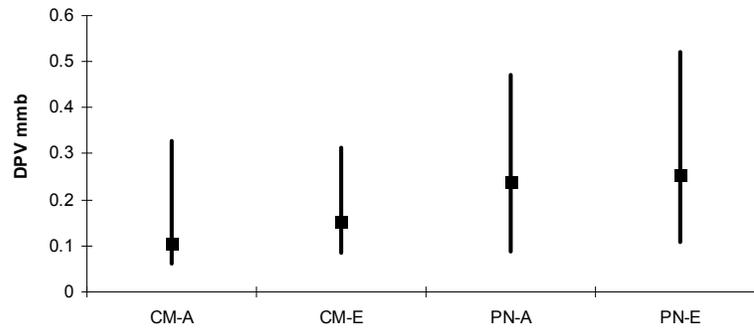


Figura 12. Valores máximos, mínimos y promedios del déficit de presión de vapor (DPV) registrados en Conjunto Murciélagos (CM) y Plataforma norte (PN) en agosto (A) y enero (E).

Variaciones diurnas de las variables macroambientales

Para observar las variaciones diurnas de la temperatura, la humedad relativa, la PAR_p y PAR_v a lo largo de un día durante el periodo de recolección, se hicieron registros en la mañana, a medio día y en la tarde (tiempo 1, 2 y 3, respectivamente) alrededor de cada edificio, tomando como referencia los sitios de muestreo (muros). Los registros se realizaron solo un día que fue el mismo cuando se llevó a cabo la recolección de muestras.

Conjunto Murciélagos (CM)

La figura 13, muestra que en agosto la temperatura aumentó cerca del medio día (tiempo 2), en este último periodo el muro oeste presentó el valor más alto que fue cercano a 32°C; en los muros oeste y noreste hay un punto en donde se elevó rápidamente, pero bajó y se mantuvo constante hasta horas de la tarde alrededor de los 27°C (tiempo 3).

En enero (Figura 14), también se presentaron aumentos en la temperatura hacia el medio día alcanzando 21°C como el valor más alto. La humedad relativa siempre presentó una relación inversamente proporcional a la temperatura, alcanzando un valor hasta de 95%. Los valores más bajos se registraron en el muro oeste en agosto (70%) y noreste en enero (75%) en las horas del medio día (Figuras 15 y 16).

Las variaciones diurnas de la PAR en agosto, son más evidentes cerca del medio día. La PAR_v presentó una elevación que va de valores menores a 200 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, hasta valores cercanos a los 1400 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ que resultó la más evidente seguida de algunas oscilaciones en el muro oeste, pero al final los valores se mantuvieron altos en comparación al resto del día en los otros muros. En cuanto a la PAR_p presento valores por debajo de los 250 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (Figura 17).

Por otro lado en enero, los registros de PAR_v presentaron oscilaciones en la mañana en las orientaciones oeste y noreste siempre por debajo de los 250 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, y aumentos cercanos a los 1400 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, cerca del medio día en los muro orientados hacia el oeste y noreste, las cuales disminuyeron evidentemente en la tarde manteniéndose constantes en valores de 1.2 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (Figura 18).

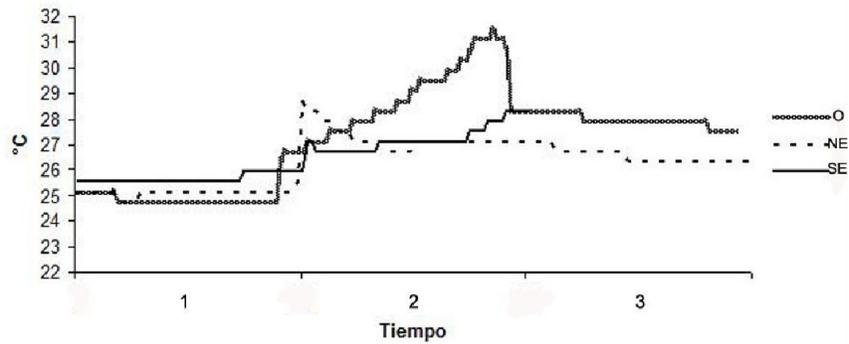


Figura 13. Variación diaria de la temperatura ambiental (°C) en diferentes orientaciones (por muro) en Conjunto Murciélagos (CM), en agosto- (A). Orientaciones de los muros: oeste (O), noreste (NE), sureste (SE). Tiempo: 1- mañana, 2- medio día, 3- tarde.

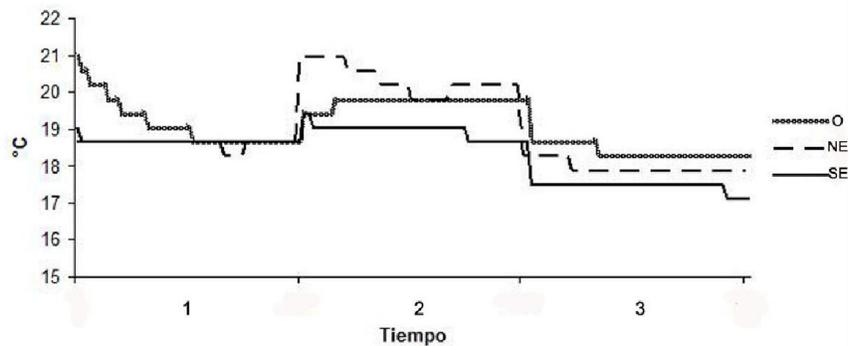


Figura 14. Variación diaria de la temperatura ambiental (°C) en diferentes orientaciones (por muro) en Conjunto Murciélagos (CM), en enero- (E). Orientaciones de los muros: oeste (O), noreste (NE), sureste (SE). Tiempo: 1- mañana, 2- medio día, 3- tarde.

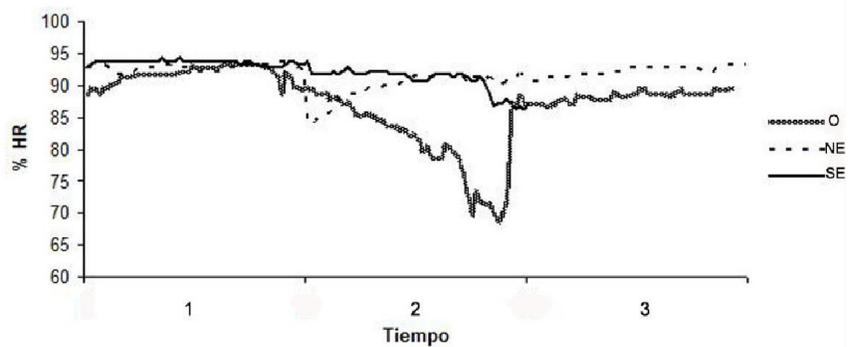


Figura 15. Variación diaria de la humedad relativa (HR) en diferentes orientaciones (por muro) en Conjunto Murciélagos (CM), en agosto- (A). Orientaciones de los muros: oeste (O), noreste (NE), sureste (SE). Tiempo: 1- mañana, 2- medio día, 3- tarde.

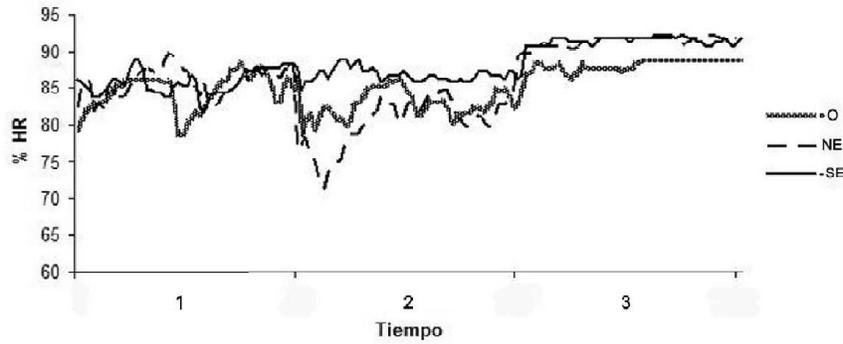


Figura 16. Variación diaria de la humedad relativa (HR) en diferentes orientaciones (por muro) en Conjunto Murciélagos (CM), en enero- (E). Orientaciones de los muros: oeste (O), noreste (NE), sureste (SE). Tiempo: 1-mañana, 2-medio día, 3-tarde.

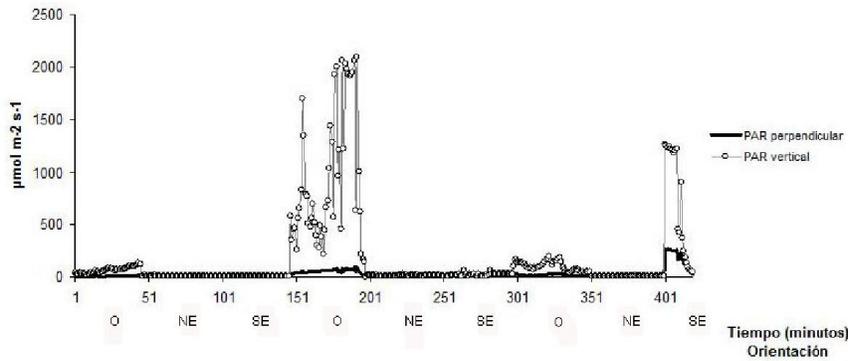


Figura 17. Variación diaria de la PAR_p (perpendicular) y PAR_v (vertical) en diferentes orientaciones (por muro) en Conjunto Murciélagos (CM), en agosto- (A). Orientaciones de los muros: oeste (O), noreste (NE), sureste (SE).

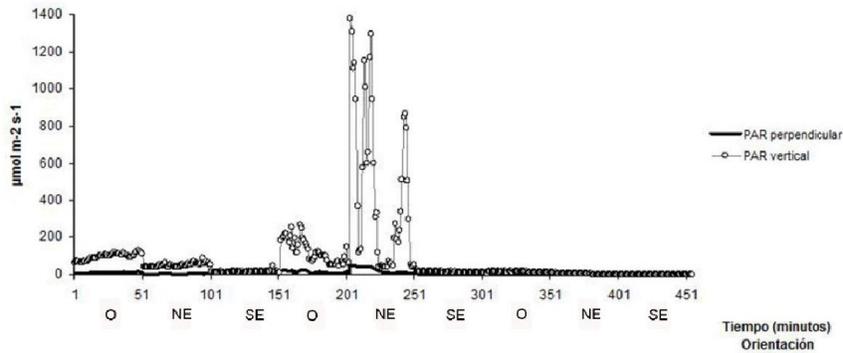


Figura 18. Variación diaria de la PAR_p (perpendicular) y PAR_v (vertical) en diferentes orientaciones (por muro) en Conjunto Murciélagos (CM), en enero (E). Orientaciones de los muros: oeste (O), noreste (NE), sureste (SE).

Plataforma Norte (PN)

En este edificio no se observó un patrón en cuanto al comportamiento de la temperatura (a diferencia de lo observado en CM), entre los registros de los muros, ni entre los periodos.

En agosto, con excepción del muro este, se registraron varios momentos de aumento de temperatura a lo largo del día, desde la mañana hasta la tarde con oscilaciones constantes entre los 24°C y 34°C; mientras que en enero el valor más alto que se registró fue de 27°C en la mañana y descendiendo el resto del día (Figuras 19 y 20).

La humedad relativa, tanto en agosto como en enero, no presentó un patrón definido, y en todos los muros las horas más húmedas son las de la tarde alcanzando un 90% mientras que las más secas corresponden a la mañana con un 60%. No obstante, en enero (en todos los muros) cuando los valores fueron más altos tendieron a estabilizarse, presentando menos oscilaciones que en agosto (Figura 21 y 22).

En agosto los registros de la PAR vertical (PAR_v) son los más altos con valores por arriba de los $2400 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ y presentando oscilaciones a lo largo del día. Al medio día y por la mañana el valor más alto, fue de 2400 y $1200 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, respectivamente, en el muro norte, mientras que por la tarde en los muros este y sur el valor más alto estuvo cercano a $1500 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Por otro lado, los valores de PAR perpendicular (PAR_p) fueron bajos con respecto a los ya descritos pues no fue más allá de $500 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (Figura 23).

En enero los registros más altos se presentaron en la mañana en los tres muros y parte del medio día (principalmente muro sur), alcanzando $2000 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, presentándose oscilaciones constantes en los registros y posteriormente decayeron hacia la tarde en todos muros hasta alcanzar valores mínimos de $1.2 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (Figura 24).

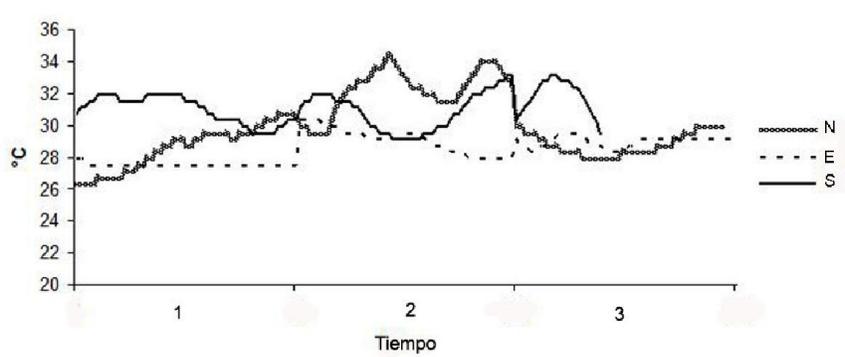


Figura 19. Variación diaria de la temperatura ambiental (°C) en diferentes orientaciones (por muro) en Plataforma Norte (PN), en agosto- (A). Orientaciones de los muros: norte (N), este (E), sur (S). Tiempo: 1-mañana, 2-medio día, 3-tarde.

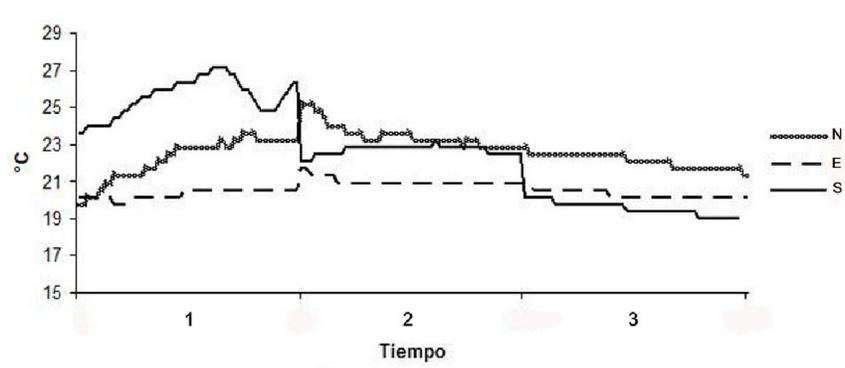


Figura 20. Variación diaria de la temperatura ambiental (°C) en diferentes orientaciones (por muro) en Plataforma Norte (PN), en enero- (E). Orientaciones de los muros: norte (N), este (E), sur (S). Tiempo: 1-mañana, 2-medio día, 3-tarde.

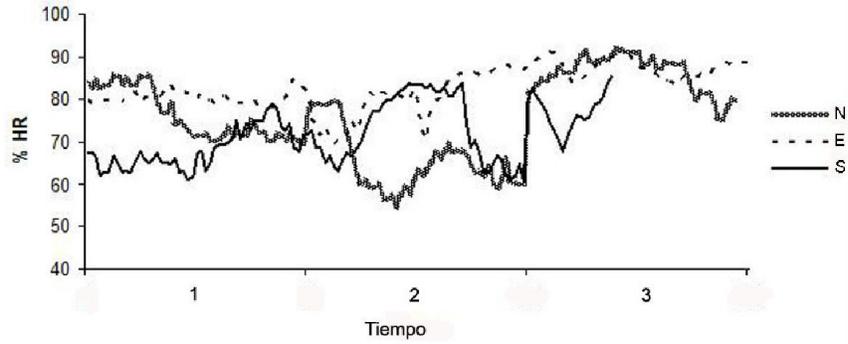


Figura 21. Variación diurna de la humedad relativa (HR) en diferentes orientaciones (por muro) en Plataforma Norte (PN), en agosto- (A). Orientaciones de los muros: norte (N), este (E), sur (S). Tiempo: 1-mañana, 2-medio día, 3-tarde.

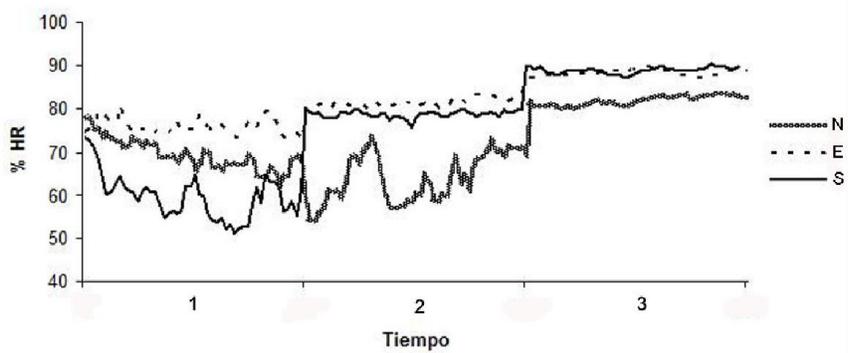


Figura 22. Variación diurna de la humedad relativa (HR) en diferentes orientaciones (por muro) en Plataforma Norte (PN), en enero- (E). Orientaciones de los muros: norte (N), este (E), sur (S). Tiempo: 1-mañana, 2-medio día, 3-tarde.

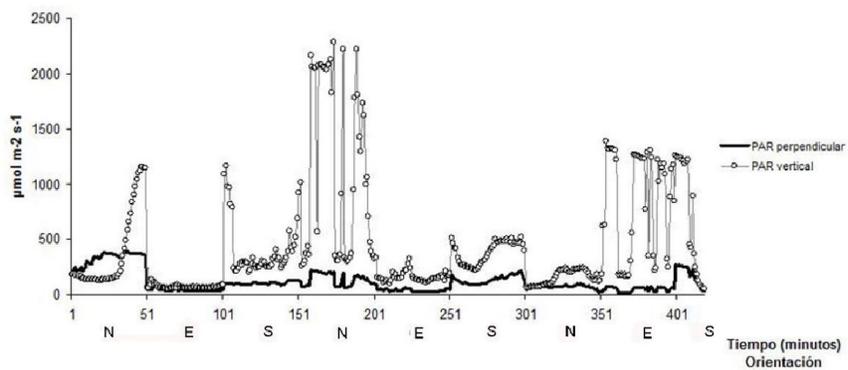


Figura 23. Variación diurna de la PAR_p (perpendicular) y la PAR_v (vertical) en diferentes orientaciones (por muro) en Plataforma Norte (PN), en agosto- (A). Orientaciones de los muros: norte (N), este (E), sur (S).

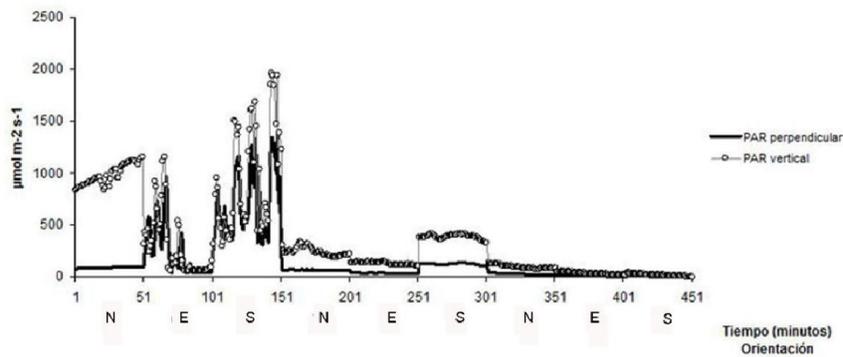


Figura 24. Variación diaria de la PAR_p (perpendicular) y la PAR_v (vertical) en diferentes orientaciones (por muro) en Plataforma Norte (PN), en enero- (E). Orientaciones de los muros: norte (N), este (E), sur (S).

Variables microambientales

Los datos que se analizaron fueron humedad del sustrato interna (HI) y superficial (HS), temperatura superficial sobre los crecimientos algales (TA) y temperatura superficial sobre el muro (TM).

Conjunto Murciélagos (CM)

En agosto, la humedad interna (HI; hasta 2 cm hacia adentro de la roca) presentó intervalos amplios considerando los valores máximos y mínimos. En estos términos, en el muro oeste se registraron los valores más bajos y en el sureste los más altos, en este último se registró el promedio más alto de la época de recolección (Figura 25, Anexo 5). Mientras que la humedad superficial (HS) que se muestra en la figura 26, se observa que en el muro oeste se registraron los valores más altos de los datos máximos y mínimos, presentando el intervalo más amplio con respecto al resto de los muros.

La temperatura registrada sobre el crecimiento visible (TA) fue menor con respecto a la registrada en donde aparentemente no estaba presente este crecimiento (TM). Cabe señalar que registros de temperatura sobre el muro sin la presencia evidente de crecimientos de cianoprocariontes son intervalos amplios y con mayor variación. Los valores más altos se presentaron en este periodo (agosto) con y sin la presencia de cianoprocariontes (Figuras 27 y 28, Anexo 5).

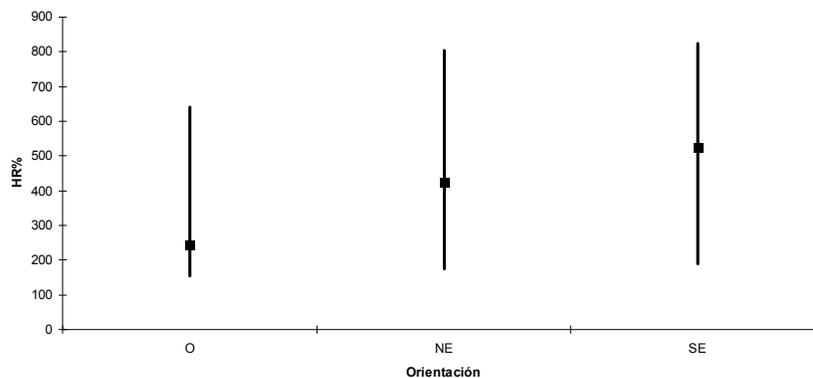


Figura 25. Valores máximos, mínimos y promedios de HI en diferentes orientaciones en CM en agosto (A). Orientaciones: oeste (O), noreste (NE), sureste (SE).

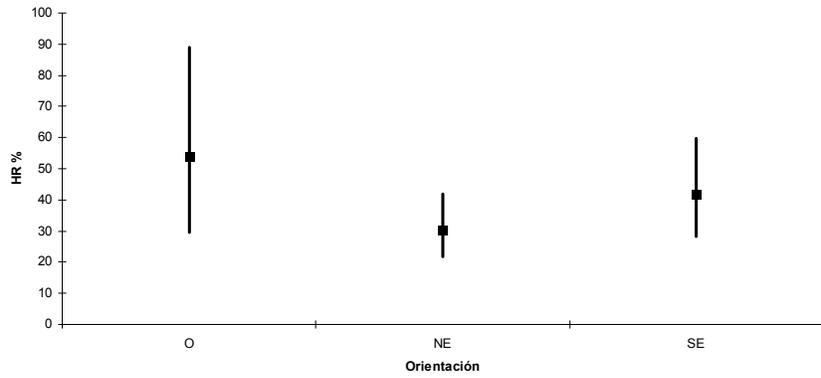


Figura 26. Valores máximos, mínimos y promedios de HS en diferentes orientaciones en CM en agosto (A). Orientaciones: oeste (O), noreste (NE), sureste (SE).

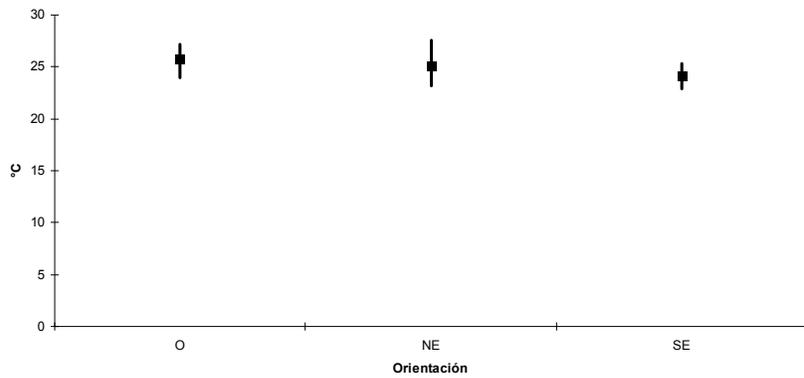


Figura 27. Valores máximos, mínimos y promedios de temperatura tomada directamente sobre los crecimientos de cianoprocariontes (TA) en diferentes orientaciones en CM en agosto (A). Orientaciones: oeste (O), noreste (NE), sureste (SE).

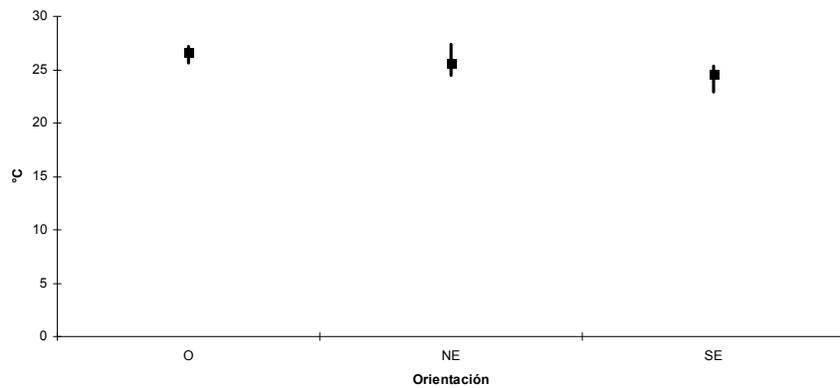


Figura 28. Valores máximos, mínimos y promedios tomados directamente en un punto del muro sin crecimientos de cianoprocariontes (TM) en diferentes orientaciones en CM en agosto (A). Orientaciones: oeste (O), noreste (NE), sureste (SE).

En el segundo periodo de recolección (enero), nuevamente se presentaron intervalos amplios de valores de la HI, sin embargo se comportaron de una forma distinta al periodo anterior, ya que en orientación sureste es en donde se registraron los valores más bajos (Figura 29). En el caso de la HS, se mantuvo una tendencia similar al periodo de agosto, donde se presentaron los valores más altos en el muro oeste y muy por encima de los valores de los muros restantes (Figura 30).

Las temperaturas registradas de igual forma, presentaron una tendencia similar al periodo anterior ya que no hubo grandes variaciones entre los registros sobre el crecimiento algal (TA) y aquellos tomados en una zona sin crecimiento aparente (TM). Se pudo observar una similitud, ya que en ambos casos, en el muro oeste se observó el intervalo más alto disminuyendo hacia el muro sureste (Figuras 31 y 32, Anexo 5).

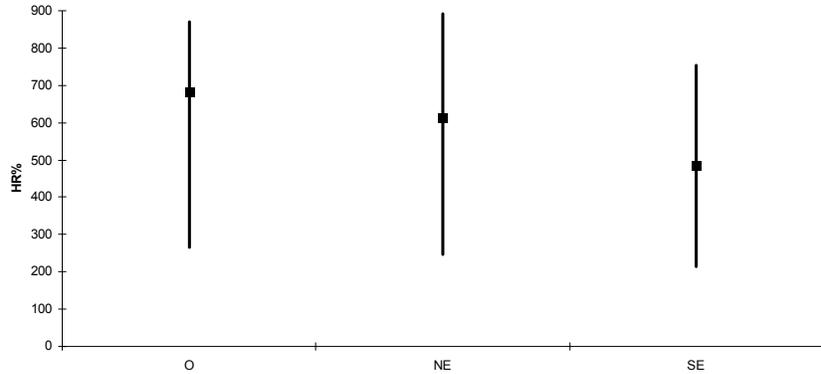


Figura 29. Valores máximos, mínimos y promedios de HI en diferentes orientaciones en CM en enero (enero). Orientaciones: oeste (O), noreste (NE), sureste (SE).

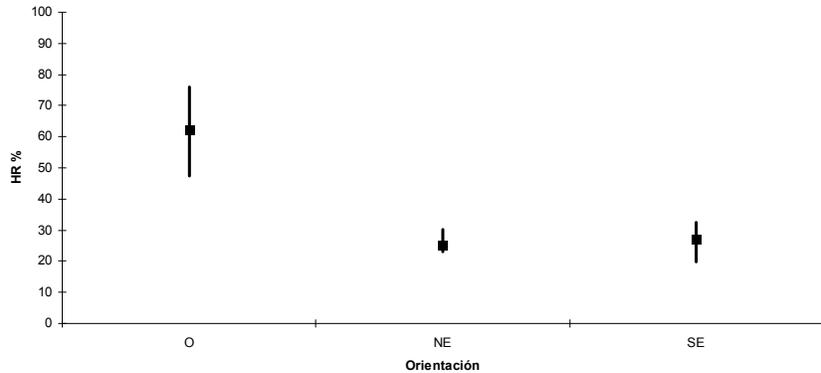


Figura 30. Valores máximos, mínimos y promedios de HS en diferentes orientaciones en CM en enero (E). Orientaciones: oeste (O), noreste (NE), sureste (SE).

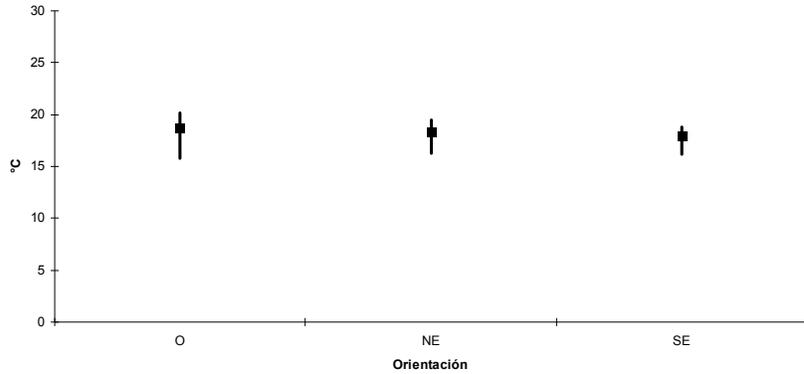


Figura 31. Valores máximos, mínimos y promedios de temperatura tomada directamente sobre los crecimientos de cianoprocariontes (TA) en diferentes orientaciones en CM en enero (E). Orientaciones: oeste (O), noreste (NE), sureste (SE).

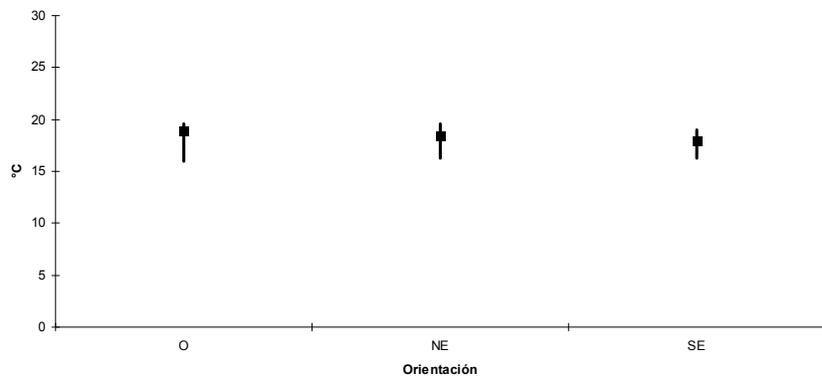


Figura 32. Valores máximos, mínimos y promedios tomados directamente en un punto del muro sin crecimientos de cianoprocariontes (TM) en diferentes orientaciones en CM en agosto (A). Orientaciones: oeste (O), noreste (NE), sureste (SE).

Plataforma Norte (PN)

En agosto, los valores de HI (humedad interna del muro) presentaron intervalos más amplios respecto a los de la HS (humedad superficial del muro) en todos los muros. En términos de promedio de HI, el muro este presenta el más alto respecto al resto de los muros, pero en cuestión de intervalos la diferencia no es tan marcada; mientras que en la HS el muro norte presenta los intervalos más amplios y el promedio más alto a diferencia de los otros muros (Figuras 33 y 34, Anexo 6).

Los promedios de las temperaturas registradas en los muros con y sin crecimientos algales presentan variaciones poco marcadas (Anexo 6) con tendencia a ser mayores en los puntos sin crecimientos algales (TM), aunque la diferencia es apenas de 1 o 2 °C. En términos de los intervalos a excepción del muro sur, son estrechos (Figuras 35 y 36).

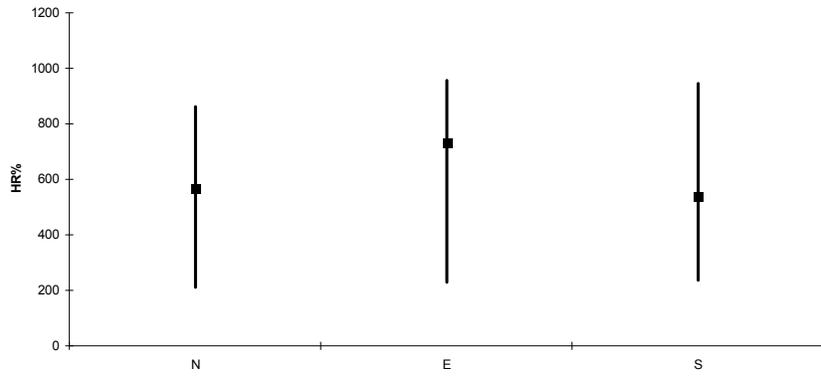


Figura 33. Valores máximos, mínimos y promedios de HI en diferentes orientaciones en Plataforma Norte (PN) en agosto (A). Orientaciones: norte (O), este (E), sur (S).

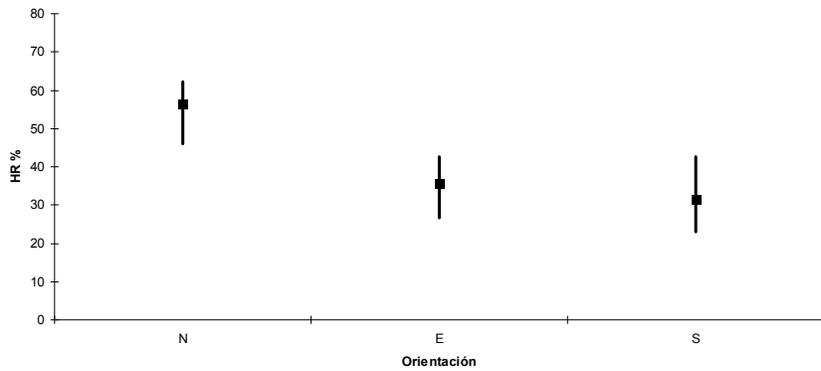


Figura 34. Valores máximos, mínimos y promedios de HS en diferentes orientaciones en Plataforma Norte (PN) en agosto (A). Orientaciones: norte (O), este (E), sur (S).

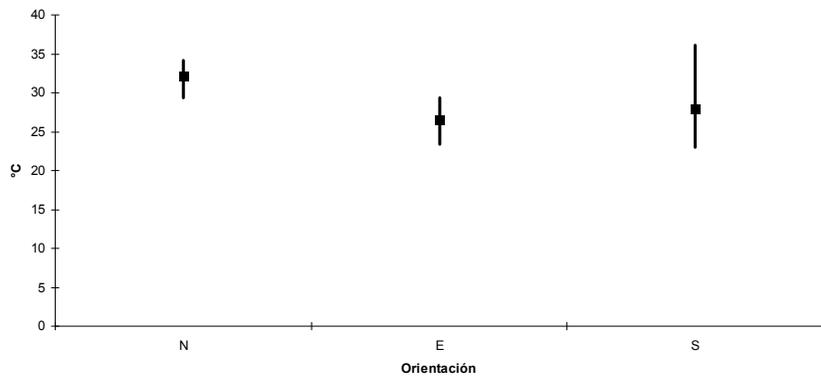


Figura 35. Valores máximos, mínimos y promedios de temperatura tomada directamente sobre los crecimientos de cianoprocariontes (TA) en diferentes orientaciones en PN en agosto (A). Orientaciones: norte (O), este (E), sur (S).

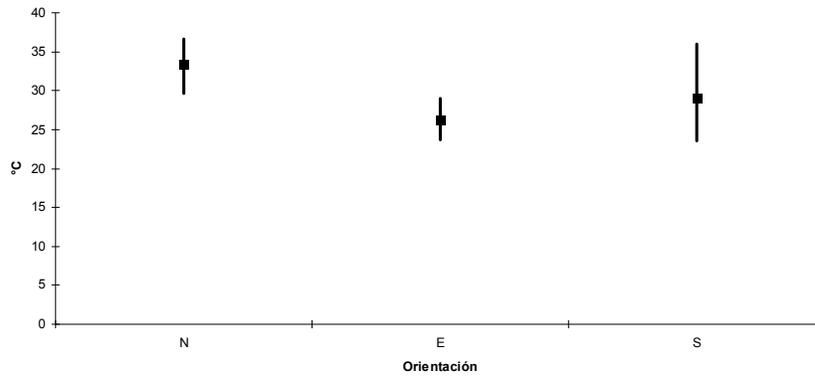


Figura 36. Valores máximos, mínimos y promedios de temperatura tomada directamente sobre los muros sin crecimientos de cianoprocariontes (TM) en diferentes orientaciones en PN en agosto (A). Orientaciones: norte (O), este (E), sur (S).

En la recolección de enero, los intervalos más amplios fueron los registrados de HI, resultado similar a lo observado en agosto (Anexo 6), en contraste con el muro sur donde se registraron los valores más bajos. El promedio más alto tanto de HI como de HS, se registró en el muro norte (Figura 37 y 38).

En general, los valores promedio de este periodo, tienen una tendencia similar al periodo anterior, excepto que la HI en el muro sur que muestra un intervalo más estrecho con respecto a los otros muros (Figura 37 y 38).

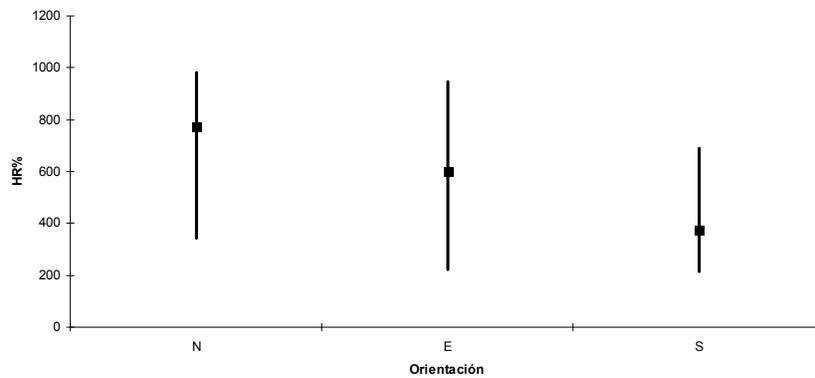


Figura 37. Valores máximos, mínimos y promedios de HI en diferentes orientaciones en Plataforma Norte (PN) en enero (E). Orientaciones: norte (O), este (E), sur (S).

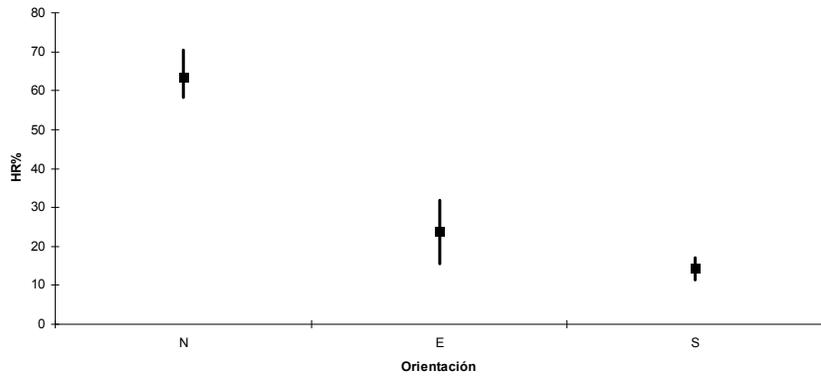


Figura 38. Valores máximos, mínimos y promedios de HS en diferentes orientaciones en Plataforma Norte (PN) en enero (E). Orientaciones: norte (O), este (E), sur (S).

La temperatura de los muros con y sin cianoprocariontes mostró intervalos más amplios en este periodo (enero), aunque los valores registrados fueron más bajos con respecto al periodo de recolección anterior (agosto). En este caso, en el muro sur se registro el promedio más alto, pero presenta e intervalo más estrecho. La diferencia en la temperaturada por la presencia y ausencia de crecimientos de cianoprocariontes es muy poca, similar a lo que ocurre en Conjunto Murciélagos (Figuras 39 y 40, Anexo 5 y Anexo 6).

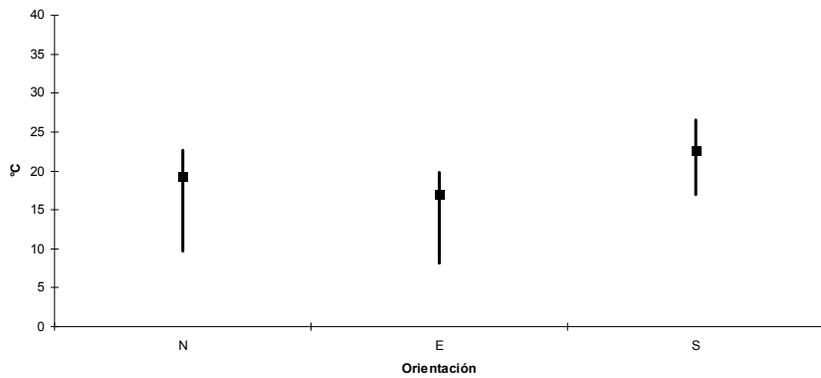


Figura 39. Valores máximos, mínimos y promedios de temperatura tomada directamente sobre los crecimientos de cianoprocariontes (TA) en diferentes orientaciones en PN en enero (E). Orientaciones: norte (O), este (E), sur (S).

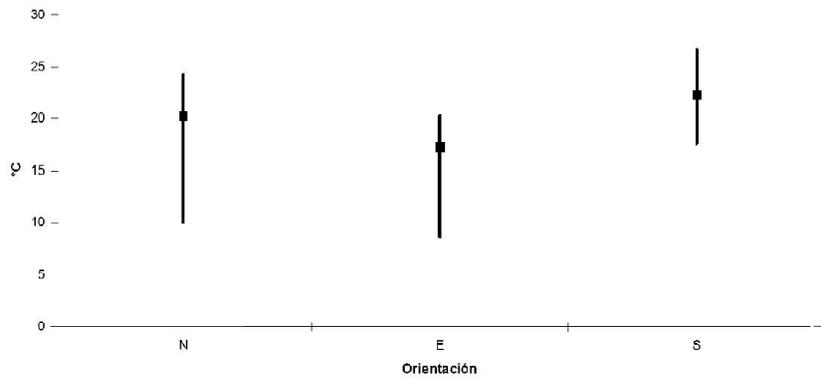


Figura 40. Valores máximos, mínimos y promedios de temperatura tomada directamente sobre el muro sin crecimientos de cianoprocariontes (TA) en diferentes orientaciones en PN en enero (E). Orientaciones: norte (O), este (E), sur (S).

Variaciones diurnas de las variables microambientales

Además de los promedios, máximos y mínimos, se consideraron las oscilaciones de la humedad interna (HI) y superficial del muro (HS) a lo largo de un día. Se observó que la HI presentó variaciones en los distintos muros con aumentos y disminuciones abruptas registradas de una hora a otra en algunos casos (Figura 41). Tanto en CM como en PN se observó claramente que no existe un patrón de variación de la HI entre agosto y enero.

De la misma forma, en la HS no se observaron valores constantes, ya que estos se comportaron de forma distinta en cada muro con múltiples oscilaciones; por ejemplo, en el muro oeste en CM y norte en PN, se observaron de manera evidente los valores más altos, a excepción del periodo de agosto en CM (Figura 42). La HI y la HS presentaron un comportamiento distinto, pero es la HI la que tiende a presentar más oscilaciones.

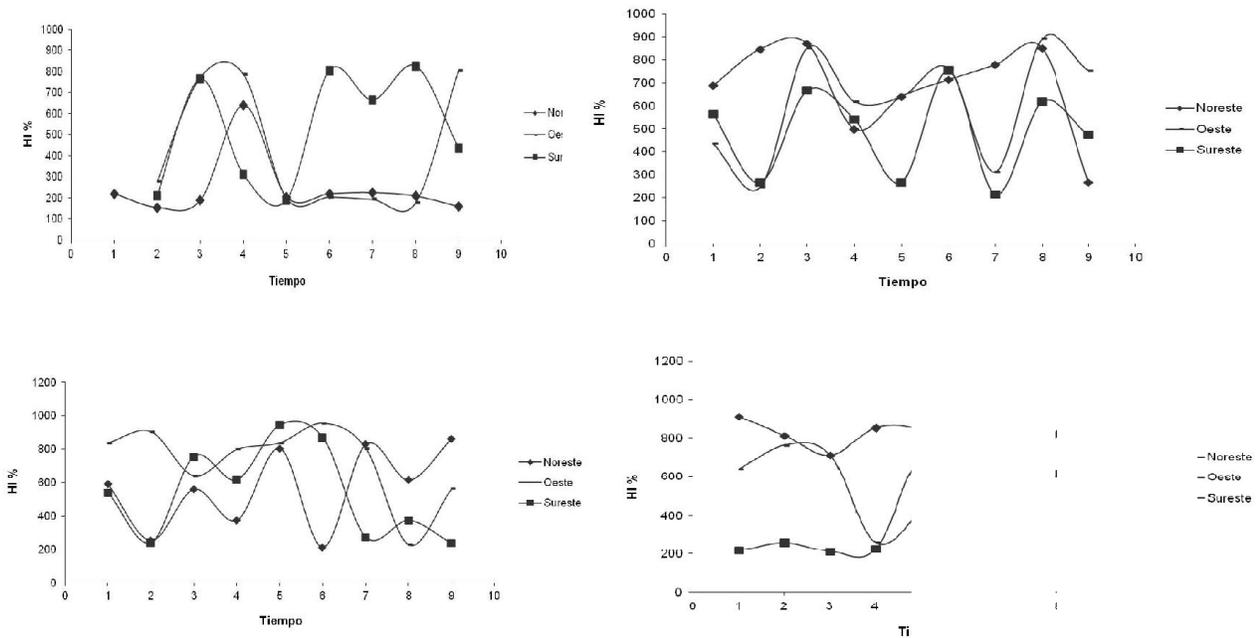


Figura. 41. Variación diurna de la humedad interna del muro (HI). Arriba Conjunto Murciélagos (CM), abajo, Plataforma Norte (PN). Izquierda: agosto. Derecha: enero.

El registro de la temperatura puntual sobre el área en donde se realizó el muestreo con crecimientos algales presentó poca variación permaneciendo relativamente constante en Conjunto Murciélagos (CM) en ambos periodos, aunque en agosto fue ligeramente mayor en todos los muros.

En Plataforma Norte (PN) se observó, de igual forma, poca variación solo en agosto, mientras que en enero hubo una disminución abrupta al inicio de los registros (Figura 43). Sin embargo, en ambos periodos las oscilaciones fueron poco frecuentes, manteniéndose los valores constantes (Figura 44).

Por otro lado, los valores de la temperatura registrada directamente sobre un punto en el muro sin crecimientos de cianoprocariontes, en general, fue mayor que aquellos registrados donde hay crecimientos algales.

Finalmente no se observó en ninguno de los edificios un patrón definido y constante en cuanto al comportamiento de las variables registradas puntualmente (humedad y temperatura), sino que presentan un comportamiento distinto y particular en cada periodo y edificio.

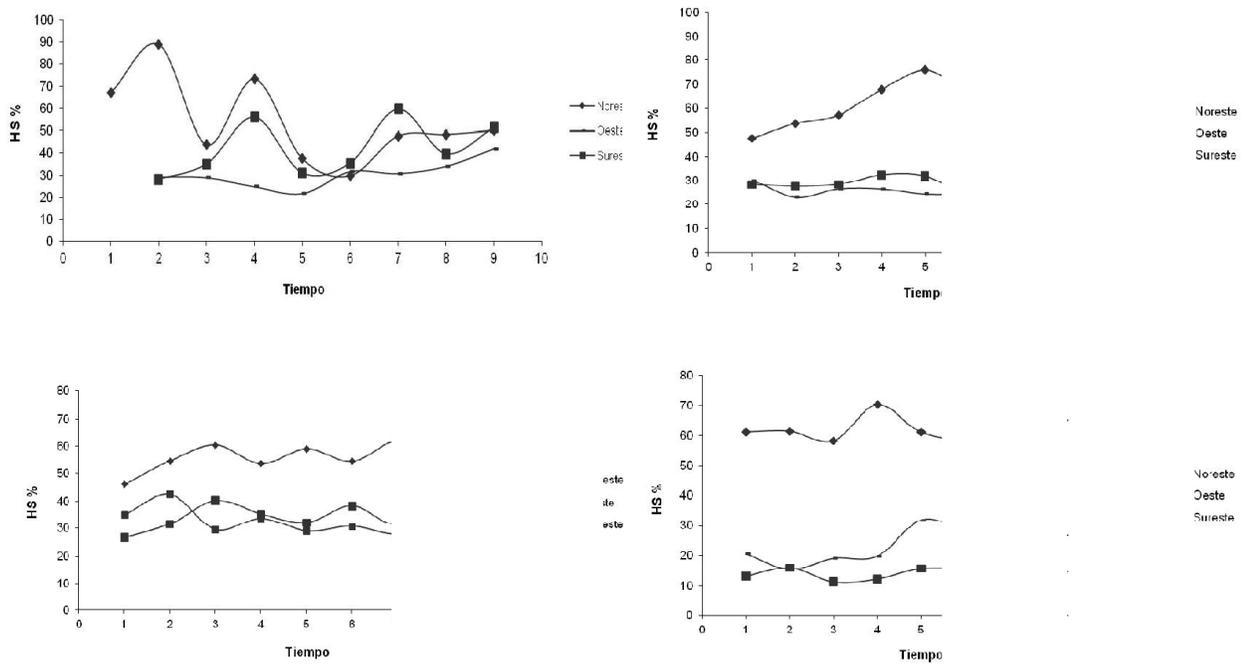


Figura 42. Variación diaria de la humedad superficial del muro (HS). Arriba Conjunto Murciélagos (CM), abajo, Plataforma Norte (PN). Izquierda: agosto. Derecha: enero.

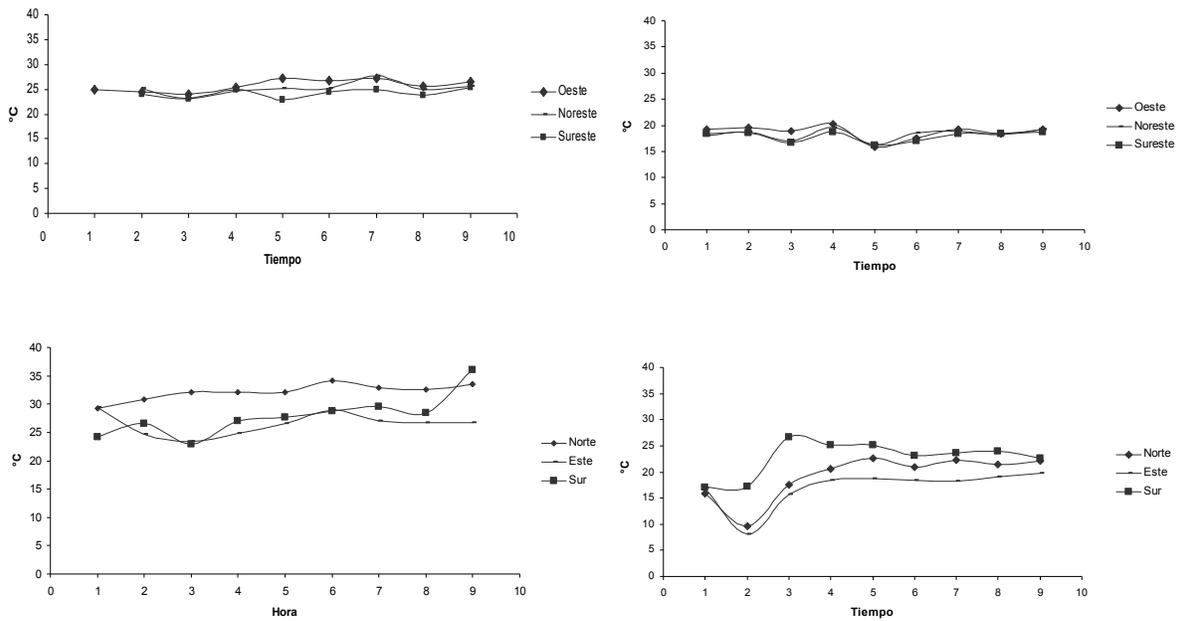


Figura 43. Variación diaria de la temperatura superficial de los muros con crecimientos algales (TA). Arriba Conjunto Murciélagos (CM), abajo, Plataforma Norte (PN). Izquierda: agosto. Derecha: enero.

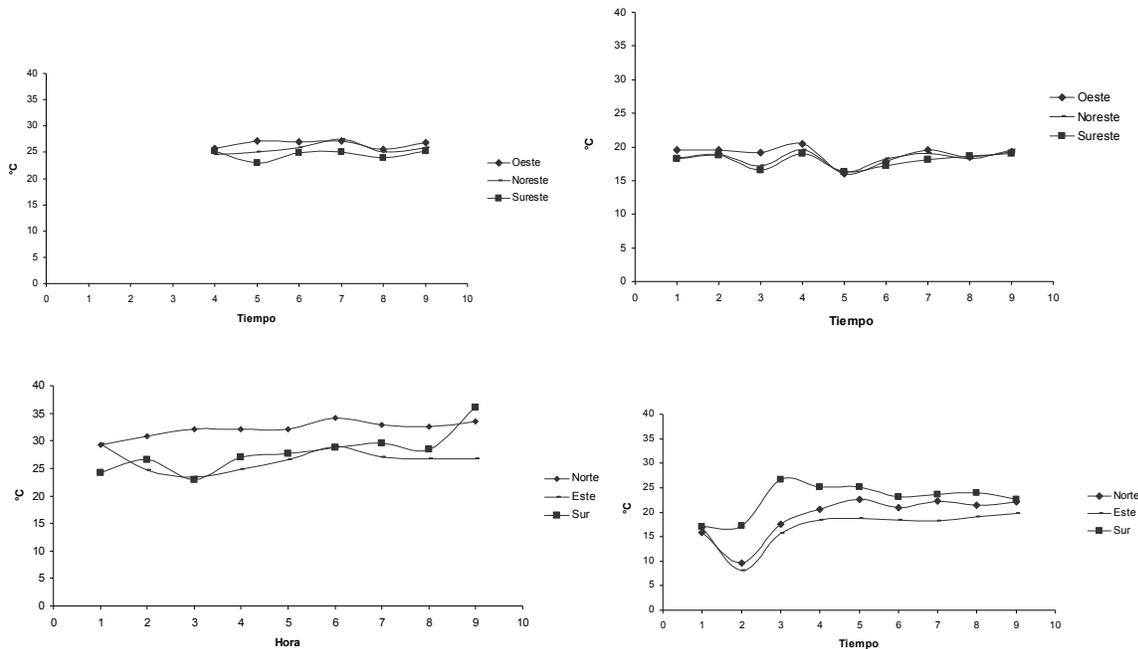


Figura 44. Variación diurna de la temperatura superficial de los muros sin crecimientos algales (TM). Arriba Conjunto Murciélagos (CM), abajo, Plataforma Norte (PN). Izquierda: agosto. Derecha: enero.

Determinación taxonómica

El número total de descripciones de organismos realizadas a partir de las preparaciones fijas fue de 64 (más 10 variantes de tres especies) y 25 en cultivos de las cuales nueve coinciden con especies descritas en las preparaciones fijas y el resto se registraron únicamente en cultivos.

No fue posible determinar hasta nivel de especie en todos los casos por diversas razones, entre ellas: la poca representatividad de los organismos en las preparaciones y la presencia o ausencia de caracteres descritos en la literatura. Cuando se le asignó el nombre de especie como en el caso de *Aphanocapsa fusco-lutea*, *Scytonema millei* y *Scytonema schmidtii*, se describieron variantes (colocando el nombre de la especie seguido de variante 1, variante 2, etc.) relacionadas principalmente con la coloración de las células, dimensiones y arreglo del crecimiento. En estos casos, no se les asignó un nombre específico distinto debido a que en el resto de los caracteres coincidía con las descripciones hechas en la literatura para las especies bajo las que fueron nombradas y las diferencias no fueron suficientes como para poderlas nombrar como variedades taxonómicas.

Todas las especies descritas pertenecen al grupo de Cyanoprocariontes (=Cyanobacteria) y a sus tres Órdenes: Chroococcales, Oscillatoriales y Nostocales. El primer Orden de estos es el mejor representado dentro de las muestras recolectadas en Conjunto Murciélagos y Plataforma Norte, en los dos períodos (Figura 45). No obstante, la mayoría de las especies descritas en cultivo pertenece al Orden Nostocales. El grupo de las Oscillatoriales estuvo representado con el 2% en cultivos y en preparaciones fijas (Tablas 5 y 6).

El edificio con mayor porcentaje de especies fue PN (59%) con respecto a Conjunto Murciélagos (49%) (Figura 46).

Por otra parte, considerando cada periodo de recolección, en Conjunto Murciélagos se registró 32 especies en agosto, mientras que en Plataforma Norte el mayor registro de especies fue en enero con 47 especies. En cuanto a los Órdenes, Chroococcales predominó en ambos edificios en los dos periodos de recolección representando el 74% del total del número de especies. En enero, en PN se presentaron más de 30 especies de este Orden. En este mismo edificio se registró el mayor número de especies del Orden Nostocales y el único donde se registró la presencia de 3 especies del Orden Oscillatoriales, solo en el mes de agosto (Figura 47).

En CM no se observó un patrón en la cantidad de especies registradas ya que en agosto el muro noreste se registró la mayor cantidad que fue de 23 especies, mientras que en el muro oeste se describieron solo 8 especies; por otro lado el mayor número de especies registradas fue de 18 en muro sureste (Figura 48).

En PN, en agosto, en el muro norte se registraron 25 especies y 16 en el sur, una especie más que en enero, mientras que la diferencia en el número de especies registrado en el muro este fue más evidente 18 especies en agosto y 30 en enero (Figura 48).

De los géneros con mayor número de especies encontramos a *Scytonema* (18%) seguido de *Gloeocapsa* (17%), mientras que géneros como *Cyanosarcina*, *Pseudocapsa*, *Entophysalis*, *Pleurocapsa*, *Geitlerinema* y *Calothrix* estuvieron representados apenas por una especie (Figura 49).

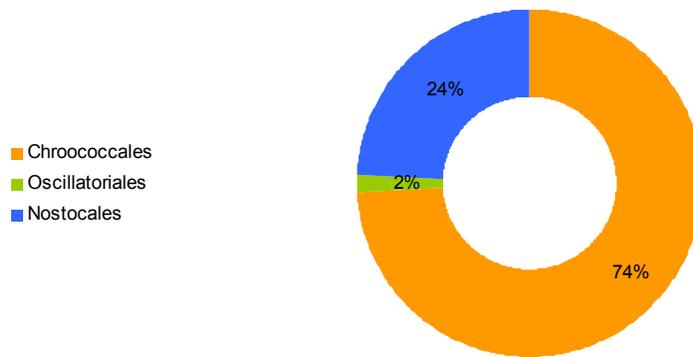


Figura 45. Proporción del total de especies según el Orden al que pertenecen

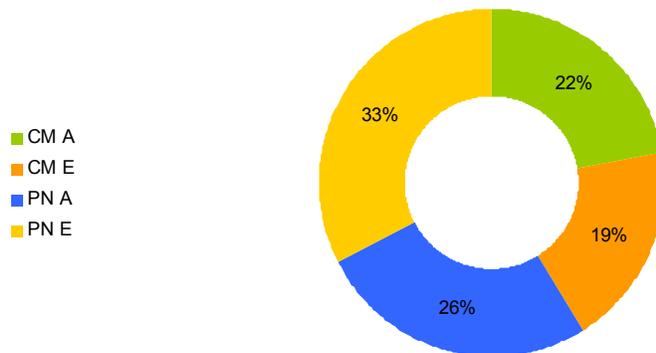


Figura 46. Proporción de especies en Plataforma Norte (PN) y Conjunto Murciélagos (CM) en los periodo de recolección de agosto (A) y enero (E).

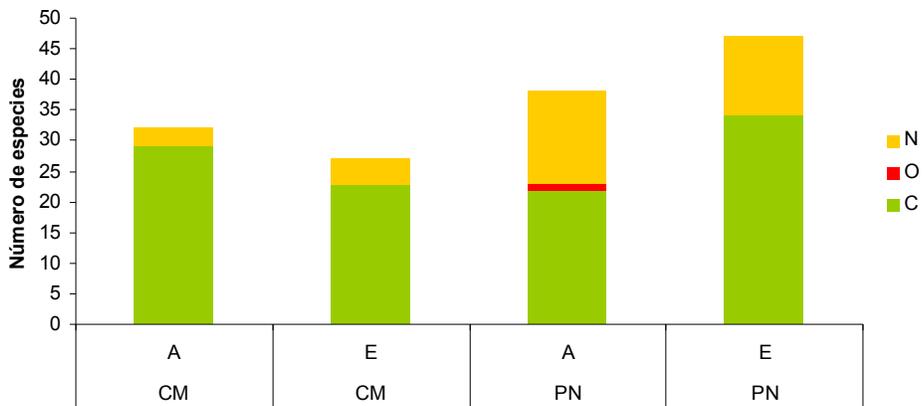


Figura 47. Número de especies por Orden (N: Nostocales, O: Oscillatoriales, C: Chroococcales) en agosto (A) y enero (E) en Conjunto Murciélagos (CM) y Plataforma Norte (PN).

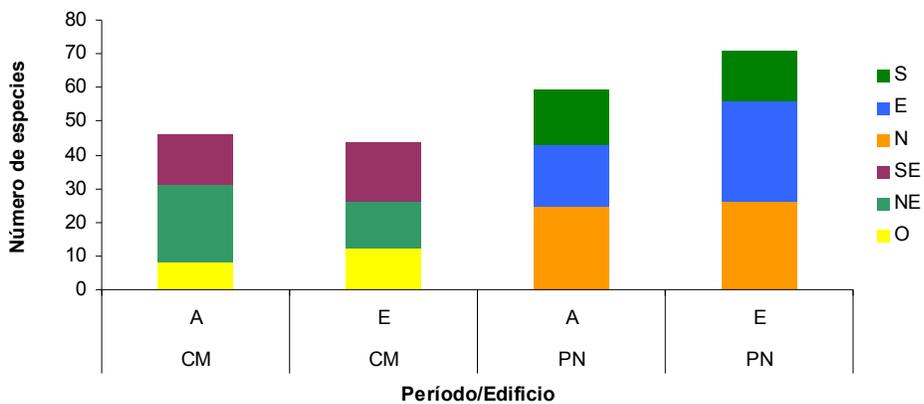


Figura 48. Número de especies por muro y período de recolección en Plataforma Norte (PN) y conjunto Murciélagos (CM) en agosto (A) y enero (E). Orientación de los muros sur (S), este (E), norte (N), sureste (SE), noreste (NE) y oeste (O).

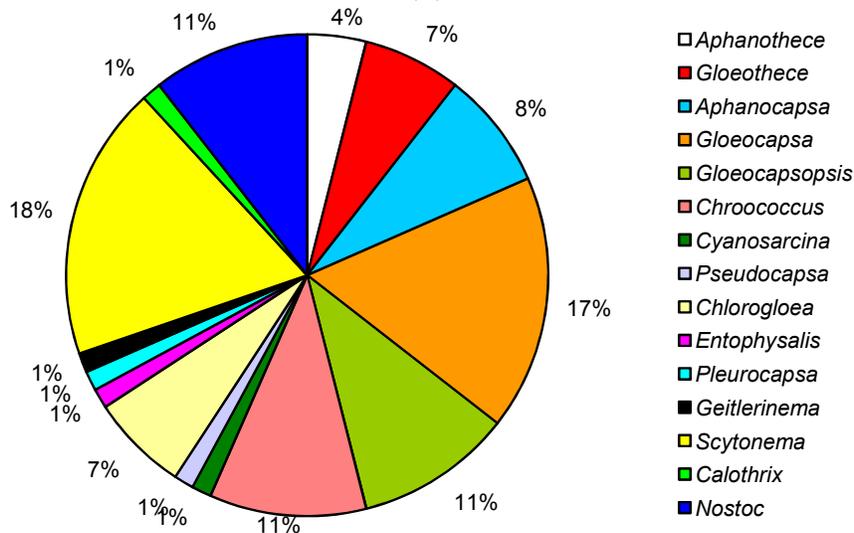


Figura 49. Número total de especies por género descritas a partir de preparaciones fijas y cultivos de Conjunto Murciélagos (CM) y Plataforma Norte (PN).

Especies como *Gloeotheca rupestris*, *G. tepidariorum*, *Aphanocapsa muscicola*, *Gloeocapsa aeruginosa*, *G. biformis*, *G. compacta*, *G. punctata*, *Gloeocapsopsis cyanea*, *Chroococcus varius* y *Scytonema schmidtii* fueron registradas para CM y PN en los dos períodos de recolección. Sin embargo, existen otras especies que fueron registradas solo en un edificio o bien solo en un período de recolección en cualquiera de los dos edificios (ver Anexo 7).

Por otro lado, al analizar la presencia de especies en los muros, se observó que esta fue más variable que cuando la consideramos únicamente a nivel de los períodos de recolección, tanto en CM como en PN ya que no se presentó una misma especie en todos los muros, si no que en algunos casos se presentaron solo en uno y en cualquiera de los dos edificios, por lo que la composición de las especies no necesariamente fue la misma ni en los muros ni en los edificios (ver Anexo 8).

Se obtuvieron 25 especies en cultivo, de las cuales nueve también fueron descritas en las preparaciones fijas. Estas especies pertenecen a los géneros *Aphanothece*, *Gloeotheca*, *Aphanocapsa*, *Gloeocapsa*, *Calothrix* representados con solo una especie y *Scytonema* con cuatro.

De los géneros registrados únicamente en cultivo se encontró a *Lyngbya*, *Hapalosiphon*, *Aulosira* y *Westiellopsis*, este último fue el mejor representado con seis especies (ver Anexo 9).

En algunos casos, los organismos se describieron hasta nivel genérico, ya que no se lograron observar todas las características necesarias para la identificación específica. Los organismos identificados dentro de los géneros *Nostoc* y *Phormidium* tampoco fueron identificados bajo ningún nombre específico, de modo que las especies obtenidas en cultivos no nos permitieron resolver el problema de la identificación y determinación de especies (ver Anexo 10).

En la tabla 3, se muestra la riqueza de especies que se registró en cada sitio (muros). En general, no se observa ninguna tendencia en función de la época de recolección.

En CM la mayor riqueza se presentó en la época seca (enero 2011), pero especies como *Gloeocapsa aeruginosa*, *G. punctata* y *Chroococcus sp.*, que presentan un crecimiento colonial, fueron dominantes en algunos crecimientos, durante la época seca y de lluvia y en los dos periodos de recolección, presentándose en alta frecuencia (considerada como el número de muestras en las que se registró) (Figura 50 y 51).

El muro orientado hacia el noreste presentó una disminución en la riqueza de especies, las cuales son distintas al resto de los muros. En agosto, la mayor riqueza de especies el muro orientado al noreste presentó la mayor riqueza con respecto al resto de los muros resto de los muros en esta época.

Tabla 3. Riqueza de especies por sitio/muro en CM y PN por época de recolección.

Edificio	Muro	Agosto	Enero
CM	Sitio 1 (Oeste)	8	12
	Sitio 2 (Noreste)	23	14
	Sitio 3 (Sureste)	15	18
PN	Sitio 1 (Norte)	25	26
	Sitio 2 (Este)	18	30
	Sitio 3 (Sur)	16	15

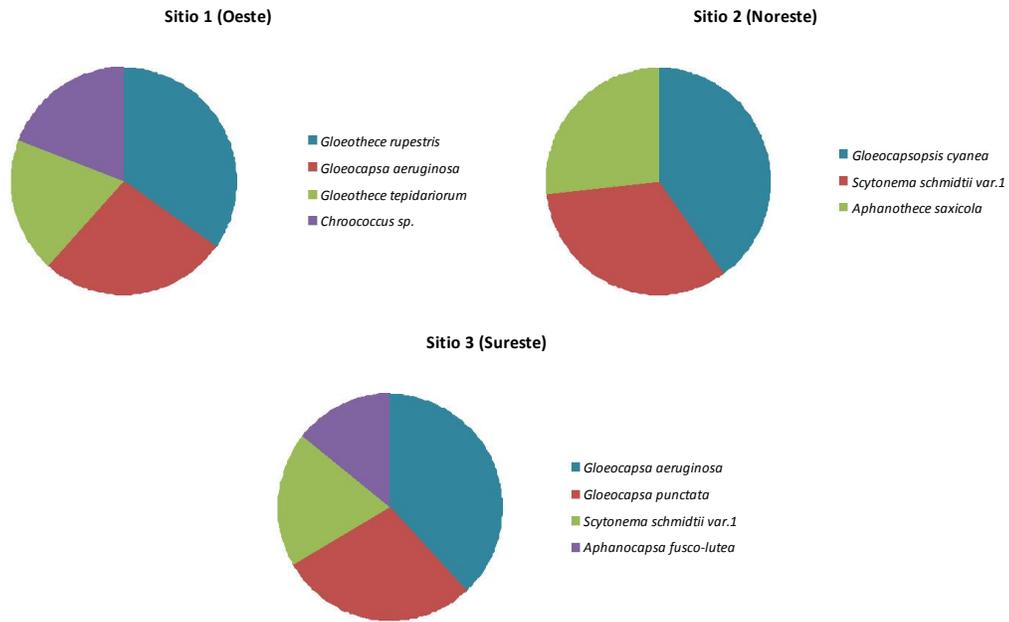


Figura 50. Especies registradas con mayor frecuencia en cada uno de los muros en CM en el período de agosto.

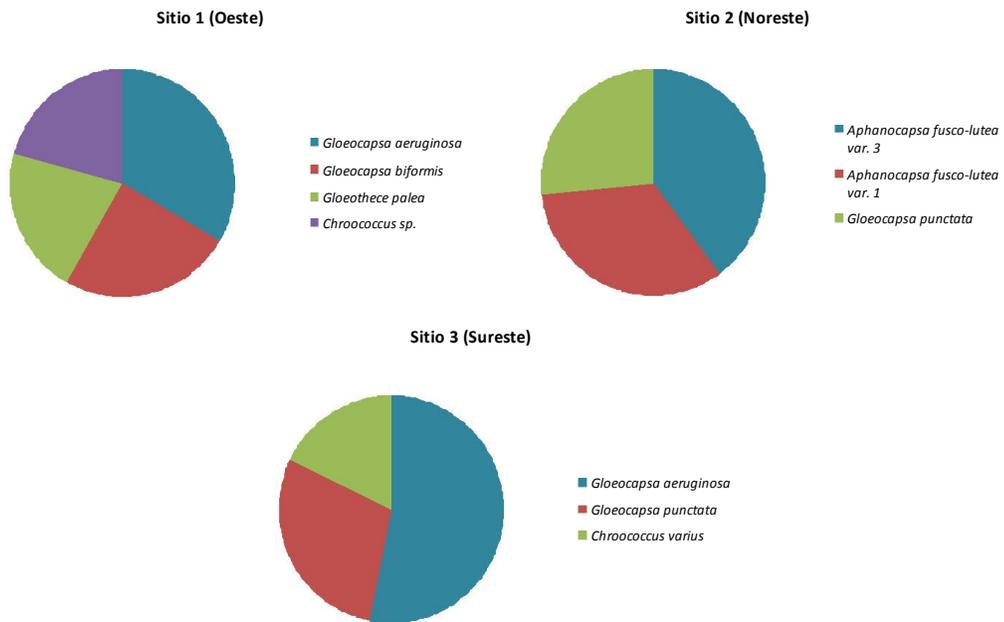


Figura 51. Especies registradas con mayor frecuencia en cada uno de los muros en CM en el período de enero.

En Plataforma Norte durante la época de lluvia (agosto 2010) la mayor riqueza es la que se presentó en el muro orientado al norte, mientras que la menor se presentó en el muro sur.

A diferencia de lo que ocurre en Conjunto Murciélagos (CM) especies de los géneros *Nostoc* y *Scytonema* estuvieron presentes en los crecimientos formando parte de las especies frecuentes. Por el contrario coincidió con CM con la presencia de *Gloeocapsa compacta* y *G. punctata*.

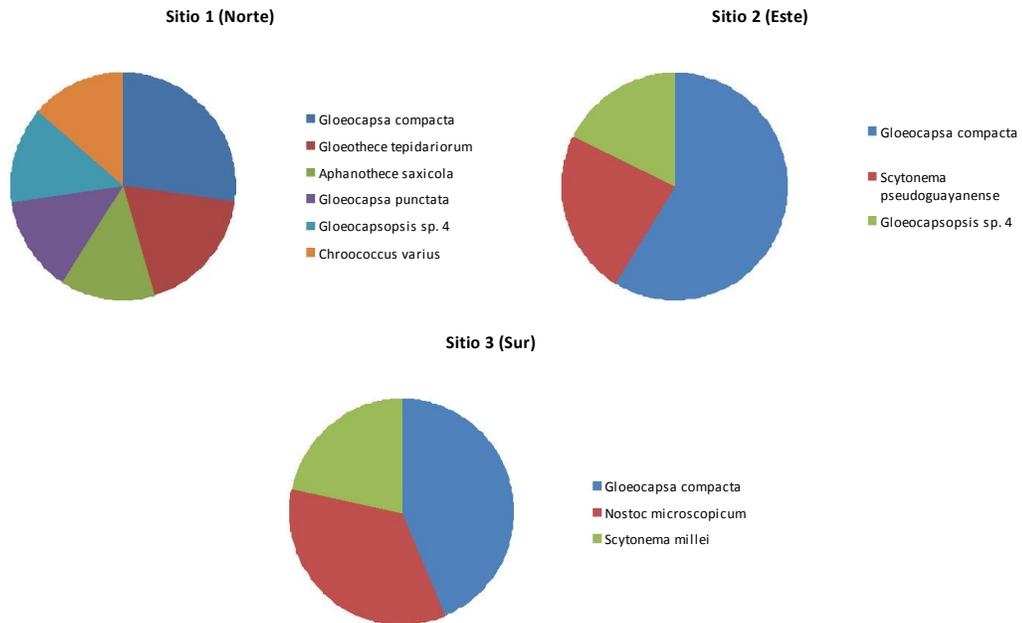


Figura 52. Especies registradas con mayor frecuencia en cada uno de los muros en PN en el período de agosto.

Por otro lado, la riqueza de especies en Plataforma Norte, especies como *Gloeocapsa compacta* se presentaron formando parte de los crecimientos en cualquiera de las dos temporadas, aunque en los sitios norte y este, durante la época seca (enero 2011), sus frecuencias disminuyeron (Figura 53). En general para esta época, la variación en el número de especies del muro orientado al norte y al sur fue de apenas una especie.

En esta época nuevamente se registraron especies de los géneros *Nostoc* y *Scytonema* con arreglo filamentoso formando parte de los crecimientos de manera frecuente, por lo que se les consideró como grupos dominantes, al igual que *Gloeocapsa compacta* presente también en Conjunto Murciélagos.

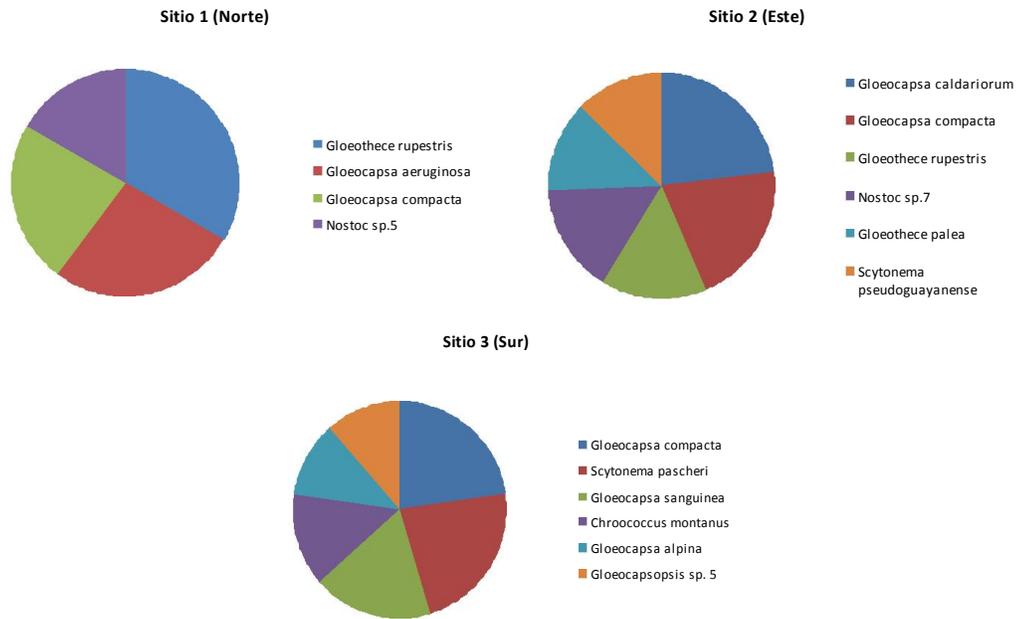


Figura 53. Especies registradas con mayor frecuencia en cada uno de los muros en PN en el período de enero.

A pesar de que los crecimientos en CM y PN comparten especies frecuentes, la composición y riqueza general de estos es variable, no solo entre edificios sino entre períodos de recolección, razón por la que no debe perderse de vista que cada especie se desarrolla en un umbral distinto de tolerancia para cada variable, lo que podría explicar la presencia de especies en distintos muros (con comportamiento diferente uno de otro), en épocas diferentes.

Descripción de especies

CYANOPROKARYOTA Komárek et Anagnostidis

Cyanophyceae Sachs

Chroococcales R. von Wettstein

Synechococcaceae Komárek et Anagnostidis

Aphanothecoideae Komárek et Anagnostidis

Aphanothece Nägeli

Aphanothece caldariorum Richter, Hedwigia. 19: 192. 1880.

Lámina 1 (a-b)

Colonias grandes irregulares, más o menos compactas, mucílago irregular, hialino y homogéneo. Vainas individuales hialinas, ocasionalmente con lamelaciones concéntricas ligeras. Células cilíndricas con una coloración verde azul muy tenue, elongadas y curvas, con gránulos en los extremos muy brillantes. Diámetro de las células 1.3-2.0 μm , largo celular (2.6) 3.3-4.0 μm .

Muestras: ChisPa 37, 96

Distribución: Argentina y México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: paredones, lagunas, paredes húmedas, muros calcáreos. Planctónicas, epilíticas, epilíticas subaéreas y termófilas (LACET 2014).

Aphanothece castagnei (Brébisson) Rabenhorst, Fl. Eur. Alg. II: 64.1865.

Lámina 1 (c-d), 27 (a-b)

Colonias con células esféricas a irregulares, con mucílago amplio, delgado a ligeramente denso, hialino pero generalmente presenta una coloración amarillenta completa o en algunas porciones de las colonias, los márgenes son delgados y ocasionalmente se tornan gruesos en algunas porciones. Las células son cilíndricas redondeadas, presentan una coloración verde olivo pálido hasta tonalidades más brillantes, contenido celular generalmente homogéneo a granuloso, no presentan vainas individuales a excepción de algunas que se observaron disgregadas fuera de la colonia pero siempre cercana a ella, el arreglo de las células es pocas veces laxo y generalmente compacto. Diámetro celular (2) 2.6-3.5 (4) μm , largo celular (3.0) 4.0-5.3 (8.0) μm .

Las dimensiones son ligeramente menores a las descritas en la literatura por Komárek y Anagnostidis (1999), en cuanto a la coloración de las vainas descritas principalmente amarillentas, en el caso de los ejemplares descritos para Palenque se observan también vainas hialinas.

En cultivo: No se observan vainas comunes ni individuales, la coloración de las células es ligeramente amarillenta. Las dimensiones registradas son similares a las descritas en los ejemplares de las muestras fijas con excepción del largo celular que nunca alcanza 8 μm . Diámetro de las células 2.7-3.8 μm , largo de las células 4.4-6.0 μm .

Muestras: ChisPa 20, 36, 41, 71 (cultivo 3), 92, 96, 106, 108, 109

Distribución: Alemania, Argentina, España, Estados Unidos, India, Suecia, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: agua dulce alcalina, a veces con una carga orgánica relativamente importante, paredones y muros, lagunas, charcos, aguas termales, ríos, lagos, presas, muros calcáreos. Planctónicas, epilíticas, perifíticas, termófilas, epilíticas subaéreas (LACET 2014).

Aphanothece saxicola Nägeli, Gatt. Einzell. Alg. 10(7): 60, pl. I-H: fig. 2. 1849.

Lámina 1 (e-f)

Crecimientos amorfos formados por colonias generalmente irregulares que presentan una vaina común, no lamelada, incolora, generalmente delgada y gruesa solo en algunas partes, se agregan de una forma más o menos compacta, en algunas ocasiones se observan las vainas individuales, ligeramente gruesas en el margen. Las colonias están formadas por dos a cuatro células agregadas y sin arreglo aparente entre ellas, la mayoría son cilíndricas, algunas se observan esféricas (menos), de coloración verde azul a olivo, en algunas ocasiones se observan las vainas individuales, ligeramente gruesas en el margen. Diámetro (1.3) 2.0-3.3 μm , largo (2.0) 3.5-4.6 μm .

Muestras: ChisPa 14, 15, 17, 20, 32, 34, 35, 92, 93, 104, 109

Distribución: Antártica, Argentina, España, Estados Unidos, Hungría, India, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: ríos, aguas alcalinas dulces mineralizadas y relativamente eutrofizadas, corrientes en varios biomas, estanques de peces, aguas termales, paredes húmedas, sobre musgos húmedos, muros calcáreos. Epilíticas y epilíticas subaéreas, bentónicas, sobre plantas acuáticas o piedras sumergidas, en macroalgas, planctónicas, perifíticas, termófilas, epífitas (LACET 2014).

Gloeothece Nägeli

Gloeothece confluens Nägeli, Gatt. Einzell. Alg. 10(7):57. 1849.

Lámina 2 (a-b)

Crecimiento formado por colonias irregulares en general. Se distinguen vainas individuales, en general amplias, muy densas sin lamelaciones y un margen delgado, incoloras a amarillentas. Las células son cilíndricas a ligeramente semiesféricas de coloración verde azul tenue a grisáceas, el contenido celular se presenta granuloso, Diámetro de las células (1.3) 2.0- 3.0 (4.0) μm , largo (2.6) 3.3-4.6 (5.28) μm .

Komárek y Anagnostidis (1999), menciona que el contenido celular de las células es granuloso a diferencia de los ejemplares anteriormente descritos, de igual forma el intervalo del diámetro celular es ligeramente mayor, mientras que el largo celular registrado es ligeramente menor al registrado en la literatura.

Muestras: ChisPa 98, 106, 107, 119

Distribución: Argentina (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: en lagunas. Planctónicas (LACET 2014).

Gloeothece cyanothroa Komárek, Fol. Geobot. et Phytax. 30: 84. 1995

Lámina 2 (c-d)

Colonias irregulares con vainas comunes, generalmente gruesas en el margen e incoloras, se distinguen vainas individuales más o menos amplias, densas y en algunos casos se distinguen lamelaciones aunque estas son muy poco abundantes. Las colonias están formadas por células cilíndricas (a veces se observan ovaladas) de coloración verde azul tenue, el contenido celular es granuloso. Diámetro de las células (1.0) 1.5-2.5 μm , largo 2.6-3.3 (4.0) μm .

Muestras: ChisPa 98, 102

Distribución: Europa (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: en rocas húmedas de granito, no calcáreas. Aerofíticas, subaerofíticas (LACET 2014).

Gloeothece palea (Kützing) Rabenhorst, Gatt. Einzell. Alg. :57. 1849.

Lámina 2 (e-f)

Colonias generalmente dispersas, se presenta una vaina alrededor de las células mas o menos amplia y poco lamelada, esta es incolora a ligeramente amarillenta parcial o totalmente; el arreglo de las células dentro de las colonias va de laxo a ligeramente compacto, las células son ovaladas a cilíndricas con los extremos redondeados, la coloración de las células es verde azul, y en ocasiones muy tenue; contenido celular homogéneo y en ocasiones se observa ligeramente granuloso,. Diámetro de las células (1.9) 2.5-4.6 μm , largo 4-6.6 (8.0) μm .

Las dimensiones registradas en las muestras presentan una longitud celular menor a la descrita por Komárek y Anagnostidis (1999).

Muestras: ChisPa 26, 30, 62, 63, 65, 66, 67, 95, 102, 104, 106, 108, 110

Distribución: Antártica, Europa, India, Polonia, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: paredones, suelos húmedos, ríos, rocas y paredes húmedas, muros calcáreos. Aerofíticas, edáficas, epifitas, epipélicas, epilíticas subaéreas (LACET 2014).

Gloeothece rupestris (Lyngbye) Bornet in Wittrock et Nordstedt, Algae aquae dulcis exsiccatae. Fasc. 7:339. 1880.

Lámina 3 (a-b)

Crecimientos generalmente compactos irregulares pero se llegan a encontrar células solitarias. Presentan un mucílago amplio de forma oval generalmente, denso, incoloro en ocasiones y en la mayoría se presenta una coloración amarillenta, parda, la coloración suele ser parcial es decir presentándose solo en algunas zonas del mucílago y raramente en su totalidad, a veces la coloración se observa en los márgenes que se llegan a observar gruesos, mientras que las vainas en general son acuosas y con múltiples lamelaciones, también se presentan vainas individuales generalmente muy lameladas concéntricamente, algunas se presentan gruesas en el margen y con tonalidades amarillentas. Las células son más o menos esféricas a cilíndricas de coloración verde azul muy tenue y contenido celular granuloso. Diámetro de las células (2.0) 3.3-4.6 (6.0) μm , largo celular (4.0) 5.2- 8.0 μm .

Muestras: ChisPa 9, 32, 63, 66, 74, 80, 88, 91, 92, 93, 94, 95, 96, 97, 98, 99, 100, 101, 102, 103, 107, 108, 109

Distribución: Argentina, Bangladesh, España, Estados Unidos, Japón, Suecia, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: suelos, ríos, aguas alcalinas con niveles de nitratos relativamente elevados, paredones, paredes húmedas, charcos, muros calcáreos. Epilíticas, bentos, sobre plantas acuáticas, epilíticas subaéreas, perifíticas (LACET 2014).

Gloeotheca tepidariorum (A. Braun) Lagerheim, Ofvers. K. (Svenka) Vet. Akad. Förh. 40 (2): 44. 1883.

Lámina 3 (c-f), 27 (c-d)

Colonias irregulares formadas por familias generalmente de 2 células (o múltiplos) que comparten una vaina y a su vez varias familias reunidas en una vaina común ligeramente gruesa en el margen y densas, en general hialinas, pocas veces con tonos amarillentos. Cada célula presenta una vaina propia incolora aunque en ocasiones se presentan parcialmente amarillentas, en ocasiones se observa gruesa y considerable y concéntricamente lameladas. Las células son cilíndricas de coloración verde azul a tonos lilas y de contenido ligeramente granulado (en algunos casos) Diámetro de las células (2.64) 3.3-4 (5.5) μm , largo de las células (6.6) 7.0-8.5 (11.88) μm .

Las dimensiones del largo de las células son ligeramente menores a las descritas por Komárek y Anagnostidis (1999), además la coloración en tonalidades lilas para esta especie no se han mencionado.

En cultivo: Crecimiento formado por colonias más o menos esféricas, semiesféricas, en algunos casos delimitadas por vainas amplias, incoloras y acuosas, las vainas individuales presentan lamelaciones que se observan muy tenues. En algunos casos se observan células solitarias. Células cilíndricas de coloración verde olivo y de contenido celular granuloso y sin ningún arreglo aparente dentro de la colonia. Las dimensiones celulares son ligeramente mayores a las descritas para los ejemplares de las muestras fijas y más cercanas a las descritas en la literatura por Komarek y Anagnostidis (1999). Diámetro de las células 5.5- 7.7 (8.25) μm , largo celular 8.2-12.6 μm .

Muestras: ChisPa 1, 4, 5, 6, 8, 31, 32, 33, 35, 62, 63, 65, 100 (cultivo 4), 104, 105

Distribución: Argentina, Europa central, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: rocas y paredes húmedas, común en invernaderos, muros calcáreos. Aerofíticas, atmofíticas, epilítica subaérea (LACET 2014).

Merismopediaceae Elenkin

Merismopedioideae Komárek et Anagnostidis

Aphanocapsa Nägeli

Aphanocapsa fusco-lutea Hansgirg, Arch. f. Nat. Land. von Böhm. 8 (4): 1- 268. 1893.

Lámina 4 (a-b)

Colonias en general irregulares, llegan a adoptar una forma más o menos esférica en algunas ocasiones, el margen de estas es en general grueso e incoloro. Las colonias están delimitadas por una vaina que se observa acuosa y ligeramente amplia, carecen de vainas individuales. El arreglo

de las células dentro de las colonias es ligeramente compacto y en ocasiones sin llegar a ser totalmente laxo, es decir, se encuentran muy cercanas unas con otras. La forma de las células es esférica y presentan una coloración verde azul muy tenue. Diámetro de las células es de 1.3-2.6 (3.0) μm .

Muestras: ChisPa 20, 21, 23, 27, 39, 57

Distribución: Argentina, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: en lagunas, muros calcáreos. Planctónicas, epilítica subaérea (LACET 2014).

En la determinación específica, se encontraron variación en los estados de carácter, es decir, los ejemplares descritos conservan las características generales de la especie pero se observaron variantes en las dimensiones, coloraciones, arreglo de células y características de la vaina las cuales se describen a continuación:

Variante 1

Lámina 4 (c-d)

Crecimientos pequeños formados principalmente por colonias esféricas con un mucílago incoloro, pocas veces denso y con un margen grueso, en ocasiones se observa amarillento, las vainas individuales están ausentes. Las células son esféricas de coloración verde azul tenue a brillante, el arreglo de las células es laxo y en ocasiones se observa más densamente distribuido. Diámetro de las células (0.6) 1.3-2.0 (2.3) μm .

Muestras: ChisPa 19, 20, 24, 26, 63, 71, 73, 75, 77, 79, 107, 109, 110, 119, 120.

Variante 2

Lámina 4 (e-f)

Colonias irregulares, formadas por células esféricas en un mucílago incoloro, acuoso y muy amplio, los márgenes son delgados, vainas individuales ausentes. Las células son esféricas de coloración verde azul, más o menos brillante, el arreglo de éstas es muy laxo y sin un patrón definido dentro de la colonia. Diámetro de las células 1.3-1.9 (2.3) μm .

Muestras: ChisPa 18, 65

Variante 3

Lámina 5 (a-b)

Crecimientos irregulares, formado por colonias con un mucílago poco amplio y que presenta un margen delgado. El arreglo de las células es más o menos compacto. Las células son esféricas a irregulares, de coloración verde azul tenue a intenso, no brillante. Diámetro de las células, 0.6-1.5 (2.0) μm .

Muestras: ChisPa 26, 30, 73, 74, 76, 77, 78, 79, 81, 82, 98, 108, 109

Aphanocapsa intertexta Gardner, Mem. New York Bot. Gard. 7: 4, pl. 1, fig. 7 . 1927.

Lámina 5 (c)

Colonias en general esféricas, irregulares, delimitadas por un mucílago denso, incoloro y un margen grueso en algunas ocasiones, vainas individuales ausentes. El arreglo de las células dentro de las colonias se observa con un patrón en hileras en algunas zonas. Las colonias están formadas

por células esféricas de coloración verde azul tenue a ligeramente brillante, el contenido celular es homogéneo. Diámetro de las células 1.9-2.6 μm .

Es importante notar que el ambiente en el que esta especie ha sido reportada es principalmente dulceacuícola creciendo en asociaciones con otras especies, especialmente en las formas filamentosas, además que el intervalo en las dimensiones que aquí se describen es ligeramente más amplio que el descrito en la literatura. Sin embargo, el resto de las características morfológicas son similares, la presencia de esta especie en los humedales de Belice hace suponer que tiene una alta resistencia a la desecación.

Muestras: ChisPa 37, 59

Distribución: Belice, Puerto Rico, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: en humedales. Metafíticas (LACET 2014).

Aphanocapsa muscicola (Meneghini) Wille, *Nyt Mag. Naturv.* 56:43. 1919.

Lámina 5 (d-f), 27 (e-f)

Crecimiento formado por colonias irregulares con vainas amplias incoloras, acuosas y el margen generalmente muy delgado, no se observan crecimientos grandes, más bien colonias esféricas a irregulares, en su mayoría aisladas, las vainas individuales y comunes aparentemente ausentes, el arreglo de las colonias puede ser laxo o generalmente compacto. Las colonias formadas por células esféricas, a veces semiesféricas, de coloración verde azul tenue a brillante y pocas veces se observan amarillentas y lilas; contenido celular homogéneo a ligeramente granuloso. Diámetro de las células (1.3) 2.6-4.0 (6.4) μm .

En cultivo: Células que se observan solitarias y ocasionalmente en agregados celulares, las vainas individuales llegan a observarse en algunos casos muy al margen del crecimiento pero en general están ausentes. Las células son esféricas aunque se llegan a apreciar ligeramente cilíndricas (probablemente por la presión ejercida entre ellas). La coloración de las células va de verde oliva a amarillenta siendo esta última la que prevalece. Diámetro de las células 2.7- 3.8 (4.4) μm .

Muestra: ChisPa 9 (cultivo 1), 13, 32, 67, 73, 76, 79, 83, 105, 106, 107, 112, 113, 119

Distribución: Antártica, Europa, India, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: charcos, paredes húmedas, suelo, muros calcáreos. Epífitas, epilítica subaérea, subaérea edáfica (LACET 2014).

Microcystaceae Elenkin

Gloeocapsa Kützing

Gloeocapsa acervata Gardner, *Mem. N. Y. Bot. Garden* 7:10, pl.2, fig. 22. 1927.

Lámina 6 (a-b)

Crecimiento formado por colonias más o menos esféricas, se presenta una vaina común que se observa ligeramente amplia, incolora y gruesa en el margen y presentan una consistencia en general densa, las vainas individuales son difíciles de distinguir. Las células son esféricas de coloración verde azules tenue, claro a más o menos brillante, el contenido celular es homogéneo. Diámetro de las células (0.6)1.3-2.0 μm .

Muestras: ChisPa 16, 33, 35

Distribución: Puerto Rico, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: rocas calizas (LACET 2014).

Gloeocapsa aeruginosa Kützing, Phyc. Gen. 174. 1843.

Lámina 6 (c-f), 28 (a-b)

Crecimiento formado por colonias esféricas a semiesféricas delimitadas por un mucílago amplio y a veces grueso en el margen, generalmente incoloro y algunas veces amarillento, acuoso, ocasionalmente muy denso y generalmente con lamelaciones, aunque estas pueden no presentarse. Cada célula presenta una vaina individual, aunque en ocasiones se observan 2 a 4 células en una misma vaina, esta es incolora y sin lamelaciones aparentes. Las células se arreglan en familias de células agregadas en un mucílago común, estas células son esféricas (algunas veces se observan ligeramente elongadas, probablemente antes de la división) de coloración verde azul pálido, tenue, en ocasiones brillante y de contenido celular homogéneo. Diámetro de las células (1.3) 1.9-3.5 (4.6) μm .

Ocasionalmente se observan con una vaina de coloración ligeramente amarillenta y con un diámetro mayor al descrito por Komárek y Anagnostidis (1999).

En cultivo: Crecimiento formado por colonias grandes aunque llegan a observarse células solitarias, las vainas que delimitan tanto al crecimiento como a las colonias son amplias y lameladas, hialinas, acuosas; cada una de las células presenta una vaina individual, con múltiples lamelaciones en general hialinas, acuosas, amplias y a veces ligeramente gruesas en el margen. Células siempre esféricas de coloración verde azul, sin arreglo particular en las colonias. Diámetro de las células 2.2- 2.7 μm , amplitud de las vainas 1.1-5.5 μm .

Muestras: ChisPa 1, 2, 3, 5, 7, 8, 10, 12, 13, 16, 21, 22, 23, 24, 25, 26, 27, 28, 30, 31, 32, 47, 61, 64, 65, 66, 67, 68, 69, 70, 70 (cultivo 2), 71, 81, 83, 84, 85, 86, 87, 88, 89, 90, 91, 94, 95, 96, 97, 98, 99, 100, 111

Distribución: Argentina, Java, Suecia, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes: lagos, estanques, paredes húmedas, muros calcáreos. Planctónicas, epifitas, epilíticas subaéreas (LACET 2014).

Gloeocapsa alpina (Nägeli) Brand, Fl. Eur. Alg. II:40. 1865.

Lámina 7 (a-b)

Crecimiento formado por colonias generalmente esféricas, presentan un mucílago amplio, denso, ligeramente lamelado en los márgenes que son incoloros, aunque ocasionalmente se presentan zonas con una coloración en tonos grisáceos - negruzcos muy tenues principalmente, o violetas, el margen se observa generalmente delgado aunque en algunas colonias es más grueso, así mismo se llega a observar una textura granulada en el mucílago común, se presentan pocas lamelaciones, en algunos casos no aparentes. Las células presentan una vaina individual, densa, siempre gruesa en el margen y de coloración violeta con lamelaciones concéntricas, sobre estas, generalmente, se observan una especie de proyecciones cortas que son parte de la misma vaina individual. Las colonias están formadas por células esféricas de coloración verde azul difíciles de distinguir debido a las características de las vainas individuales ya mencionadas. No se observaron nanocitos. Diámetro de las células (2.0) 3.3- 6.0 μm .

En el caso de los ejemplares descritos para la zona arqueológica, presentan proyecciones cortas en las vainas individuales, o bien pudiera ser un efecto de la granulación descrita anteriormente ya que Komárek y Anagnostidis (1999) no describen este tipo de estructuras para esta especie, sin embargo se ha descrito algo muy similar para *G. lignicola* a quien de acuerdo a los autores la relación con la especie anteriormente descrita es incierta.

Muestras: ChisPa 47, 53, 54, 111, 113, 114, 117, 118.

Descripción: Argentina, España, Suecia, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: rocas calcáreas, en fisuras de escorrentía. Aerofíticas (LACET 2014).

Gloeocapsa biformis Ercegovic, Alg. Eur. 2454b. 1876.

Lámina 7 (c-d)

Crecimiento compacto de colonias formadas por agrupaciones de células con una vaina densa, de tonalidad amarillenta- café y un margen grueso, no se presentan lamelaciones. Se presentan vainas individuales (en algunos casos hasta por cada 2 células), con margen grueso, densas y coloración amarillenta bastante intensa aunque en algunos casos se llega a observar incolora parcialmente. El arreglo de las células en general suele ser compacto, en algunos crecimientos se presenta un arreglo paralelo en hileras de las colonias, sin dejar de ser compacto. Las células son esféricas de coloración verde azul tenue a brillante. No se observaron nanocitos. Diámetro de las células 1.3-3.3 (4.0) μm .

El intervalo de las dimensiones celulares es ligeramente mayor al descrito por Komárek y Anagnostidis (1999).

Muestras: ChisPa 27, 37, 52, 55, 61, 62, 63, 64, 66, 67, 85, 86, 100, 110

Distribución: España, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: muros de granito. Epilítica subaérea (LACET 2014).

Gloeocapsa bituminosa (Bory) Kützing, Sp. alg. 224. 1849.

Lámina 7 (e-f)

Colonias delimitadas por una vaina muy gruesa en el margen y con una coloración violeta – negruzca intensa, se presentan vainas individuales amplias, concéntricas pero aparentemente sin lamelaciones, incoloras y delgadas, apenas se perciben. Sin arreglo aparente dentro de las colonias, las células presentan una forma esférica a semiesférica y una coloración verde azul,. Diámetro de las células 2.6-6.6 (7.0) μm .

Komárek y Anagnostidis (1999) describen las vainas incoloras a diferencia de la descripción hecha para esta especie en Palenque, sin embargo también mencionan que algunos autores (sin mencionar quiénes) han descrito vainas de color negruzcas, pero consideran que es cuestionable el hecho de que se trate de la misma especie.

Muestra: ChisPa 54, 117

Distribución: Europa central, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: Rocas calcáreas húmedas, paredes en invernaderos. Subaerofítica (LACET 2014).

Gloeocapsa caldariorum Rabenhorst, Fl. Eur. Alg. II: 37. 1865.

Lámina 8 (a-c)

Crecimiento irregular formado por colonias dentro de una vaina común muy amplia, incolora y con los márgenes generalmente gruesos, cada célula presenta una vaina individual amplia y lamelada concéntricamente, el margen es grueso y generalmente pigmentado de una coloración amarillenta intensa aunque en algunas porciones se observa hialino. El arreglo de las células en el crecimiento es más o menos compacto. Las células son esféricas de coloración verde azul tenue, con un contenido celular granuloso. Diámetro de las células (2.6) 3.3- 5.2 μm .

Las dimensiones son ligeramente menores a las descritas por Komárek y Anagnostidis (1999).

Muestras: ChisPa 102, 103, 104, 105, 106, 107, 108, 109, 110, 120

Distribución: Israel, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: paredes húmedas, muros calcáreos. Epilítica subaérea (LACET 2014).

Gloeocapsa compacta Kützing, Tab. Phy. I: 24, pl. 36: fig IV. 1847.

Lámina 8 (d-f), 9 (a-c)

Colonias principalmente esféricas aunque en ocasiones llegan a ser semiesféricas. Se encuentran delimitadas por un mucílago que agrupa a su vez a subcolonias; este mucílago es amplio, denso y grueso, pocas veces delgado en los márgenes, su coloración es regularmente guinda-violeta, en ocasiones se observó hialina, cuando fue así, fue parcialmente, solo en alguna porción de la vaina. Se presentan lamelaciones aunque no en todos los casos, principalmente se presentan en aquellas colonias grandes. Cada una de las células esta rodeada por una vaina individual indistintamente lamelada, pueden ser delgadas y en ocasiones muy gruesas en el margen y pigmentadas de una coloración intensa violeta a negruzca, en ocasiones hialinas parcialmente, solo en una porción. Las vainas individuales se observan en su mayoría lisas aunque a veces el borde es ligeramente rugoso. Las subcolonias están formadas por células esféricas de coloración verde azul tenue y contenido celular homogéneo. Diámetro de las células (1.3) 1.3-3.5 (4.0) μm .

Aunque Komárek y Anagnostidis (1999) han descrito vainas por completo coloreadas, en algunas muestras revisadas se observó, que llegan a presentarse incoloras total o parcialmente, pudiera tratarse de colonias muy jóvenes, no descritas aún.

Muestras: ChisPa 1, 31, 32, 33, 34, 35, 37, 41, 42, 43, 44, 45, 46, 47, 48, 49, 50, 51, 52, 53, 54, 55, 56, 57, 58, 59, 60, 65, 91, 92, 93, 96, 97, 98, 100, 101, 104, 105, 106, 107, 108, 109, 110, 111, 112, 113, 114, 115, 116, 117, 118, 119, 120

Distribución: España, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: humedales, paredes húmedas, muros de granito y calcáreos. Perifíticas, epilíticas subaéreas (LACET 2014).

Gloeocapsa fusco-lutea (Nägeli) Kützing, Sp. alg. 224. 1849.

Lámina 9 (d-e)

Colonias semiesféricas a irregulares, con un mucílago común incoloro a ligeramente amarillento en algunos casos, con un margen muy grueso, vainas individuales y a veces común para 2 a 4 células, esta se observa ligeramente densa y delgada en los márgenes, no se observan

lamelaciones. Células esféricas y a veces ligeramente elongadas, de coloración muy tenue que presentan un contenido celular homogéneo. Diámetro de las células (0.6) 1.0-2.0 (2.6) μm .

No registrada para ambientes calcáreos. El intervalo de las dimensiones celulares es ligeramente más amplio, al descrito por Komárek y Anagnostidis (1999).

Muestras: ChisPa 19, 25, 30, 71, 75, 79, 85, 89, 91, 93, 94, 102, 106, 109

Distribución: Europa central, México (Palenque). Su revisión es necesaria según Komárek y Anagnostidis (1999) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: rocas húmedas. Aerofítica (LACET 2014).

Gloeocapsa gelatinosa (Meneghini) Kützing, Phyc. Gen. 174. 1843.

Lámina 9 (f)

Crecimientos irregulares, formados por colonias con una vaina común, amplia, incolora y con márgenes gruesos y amarillentos generalmente, pocas veces se distingue una estratificación o lamelación de las vainas. No se observa un patrón en el arreglo de las células dentro de las colonias. Las células son esféricas, verde azules brillantes y contenido celular homogéneo. Diámetro 1.3-2.6 (3.0) μm .

A diferencia de la descripción de Komárek y Anagnostidis (1999) en Palenque se observan vainas coloreadas parcialmente de amarillo.

Muestras: ChisPa 83, 94

Distribución: Antártica, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: paredones, sobre guijarros y piedras, humedales. Epilíticas subáreas, planctónicas (LACET 2014).

Gloeocapsa punctata Nägeli, Gatt. Einzell. Alg. :51, pl. I:F, fig. 6. 1849.

Lámina 10 (a-b)

Crecimiento generalmente compacto e irregular formado por colonias semiesféricas delimitadas con mucílago acuoso a más o menos denso, en ocasiones grueso en el margen e incoloro, no se observan lamelaciones. El arreglo de las células se observa en pares, aunque también llega a observarse en algunas colonias un nivel mayor de compactación. Las células son esféricas de coloración verde azul de tenue a brillante y amarillento en algunos casos, el contenido celular es homogéneo, no se observan vainas individuales lameladas. Diámetro de las células (0.6) 1.3-2.6 (3.5) μm .

La ausencia de las vainas individuales puede deberse probablemente a lo descrito previamente como estado *Aphanocapsa*, por lo que puede considerarse que en la época de recolección este estadio era el predominante.

Muestras: ChisPa 22, 26, 27, 28, 29, 30, 31, 32, 38, 44, 45, 60, 71, 72, 77, 80, 82, 83, 84, 86, 87, 93, 97, 98, 104, 109, 110

Distribución: Argentina, España, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: tierra húmeda en las riberas de cuerpos de agua dulce, lagunas, ríos. Edáficas, planctónicas (LACET 2014).

Gloeocapsa sanguinea (Agardh) Kützing, Phyc. Gen. 175. 1843.

Lámina 10 (c-d)

Crecimientos esféricos, ovalados, delimitados por una vaina generalmente gruesa, poco lamelada y pigmentada de coloración naranja-rojiza brillante, muy pocas veces es hialina o parcialmente hialina, formadas por numerosas subcolonias donde cada célula presenta una vaina individual amplia, con múltiples o pocas lamelaciones, coloreada, al igual que el mucílago común, de naranja-rojizo brillante, a veces en algunas porciones se observan incoloras, en general gruesas en el margen. Las células esféricas a semiesféricas de coloración verde azul, con el contenido celular granuloso. Diámetro de las células (1.9) 2.6-4.0 μm .

Las dimensiones celulares descritas anteriormente son menores a las registradas por Komárek y Anagnostidis (1999).

Muestras: ChisPa 111, 112, 113, 114, 115, 118, 119, 120

Distribución: Sistemas montañosos de Europa, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: rocas húmedas. Subaerofíticas, en asociaciones liquénicas (LACET 2014).

Gloeocapsa sp.1

Lámina 10 (e)

Crecimientos irregulares presentan vainas comunes, con menos lamelaciones que las vainas individuales, estas últimas con abundantes lamelaciones, amplias, hialinas y generalmente gruesas en el margen. Las células son esféricas a ligeramente elongadas de color verde azul tenue a brillante. Diámetro de la célula (1.9) 2.6-3.3 (4.0) μm .

La especie más cercana de acuerdo a la identificación por medio de claves taxonómicas es *Gloeocapsa atrata*, sin embargo, las dimensiones en las muestras de Palenque son de dimensiones menores a las descritas, las vainas, si bien se asemejan en la morfología, son muy estrechas de acuerdo a la descripción hecha por Komarek y Anagnostidis en 1999. Además los crecimientos eran muy pequeños, por lo que muchas características requerirían de una revisión exhaustiva.

Muestras: ChisPa 20, 82, 92, 94, 95

Gloeocapsa sp. 2

Lámina 10 (f)

Crecimiento que en algunos casos se observa grande y compacto, delimitado por una vaina común, difícil de observar debido a que es muy estrecha, ligeramente espesa y gruesa en el margen. Las vainas individuales muy lameladas, amplias, arregladas de tal forma que dan la apariencia de múltiples escalones, son gruesas y generalmente pigmentadas ligeramente de amarillento-café. Células esféricas a irregulares, coloración verde azul brillante. Diámetro de las células 1.3-2.6 (3.0) μm .

Aunque la mayoría de las características concuerdan con *Gloeocapsa aeruginosa*, las vainas se presentan poco o sin lamelaciones, y en la descripción en los ejemplares de Palenque las lamelaciones se presentan abundantes.

Muestras: ChisPa 18, 19, 20, 87, 88

Chroococcaceae Nägeli

Gloeocapsopsis Geitler

Gloeocapsopsis cyanea (Krieger) Komárek et Anagnostidis, Preslia, Praha 67: 15-23. 1944.

Lámina 11 (a-b)

Crecimiento en su mayoría compacto. Colonias irregulares con una vaina generalmente incolora, amarillenta en algunas ocasiones y en algunas zonas, el margen de estas vainas es generalmente grueso, poco amplio ya que se encuentra al margen celular. Las células son esféricas a semiesféricas, irregulares y presentan una coloración verde azul brillante en la mayoría de los casos. Las células presentan vainas individuales muy estrechas, difusas en muchos casos, incoloras o ligeramente coloreadas de amarillo en los bordes en algunas zonas. En general no se observan lamelaciones. Diámetro de las células (1.3) 2-5.2 (6.6) μm . Diámetro de la colonia 26.0-30.0 μm .

La morfología coincide en general con las características descritas por Komárek y Anagnostidis (1999), excepto las dimensiones del diámetro celular que difieren ligeramente.

Muestras: ChisPa 11, 12, 13, 14, 15, 18, 49, 54, 57, 58, 72, 74, 76, 78, 89, 92, 101, 109, 119, 120

Distribución: Grecia, México (Palenque). Probablemente una amplia distribución (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: lagos, paredes de cuevas. Metafiton, aerofítica (LACET 2014).

Gloeocapsopsis dvorakii (Nováček) Komárek et Anagnostidis, Bull. Natl. Sci. Mus. Tokyo, Ser. B (Bot.), 19: 24. 1993.

Lámina 11 (c-d)

Crecimientos irregulares, aislados, formados por colonias irregulares, sin vainas individuales o al menos no se distinguen, la vaina común que delimita a las subcolonias es incolora, poco amplia y básicamente sin lamelaciones, el arreglo de las células es compacto. Las células semiesféricas, irregulares o poligonales de coloración verde azul brillante, contenido celular homogéneo. Diámetro de las células 3.0-7.2 μm .

A diferencia de la descripción que hacen Komárek y Anagnostidis (1999), sobre la presencia de vainas coloreadas de tonalidades generalmente muy oscuras, las vainas del material de Palenque siempre se presentan incoloras.

Muestras: ChisPa 105, 108

Distribución: República Checa, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: piedras de serpentina y granizo, caliza, volcánica. Aerofítica (LACET 2014).

Gloeocapsopsis magma (Brébisson) Komárek et Anagnostidis, Bull. Natl. Sci. Mus. Tokyo, Ser. B (Bot.), 19: 24. 1993.

Lámina 11 (e-f)

Crecimiento más o menos compacto formado por colonias semiesféricas e irregulares, delimitadas por una vaina común a todas las células la cual es amplia, hialina y acuosa con lamelaciones, las

vainas individuales generalmente están ausentes. Las células son esféricas a cilíndricas, irregulares, presentan una coloración verde azul a lila. Diámetro de las células 2.6-5.0 μm .

Las dimensiones descritas por Komárek y Anagnostidis (1999) son ligeramente mayores a las descritas en este caso. Para las vainas, se menciona que son coloreadas sin especificar la coloración, en el caso de Palenque, no se observó esta característica.

Muestras: ChisPa 107, 119

Distribución: Antártica, Regiones alpinas, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: rocas húmedas. Aerofítica, subaerofítica (LACET 2014).

***Gloeocapsopsis* sp. 1**

Lámina 12 (a)

Crecimientos pequeños, formados por subcolonias semiesféricas, ovoides a irregulares delimitadas por una vaina muy estrecha cercana al margen celular, es incolora, a veces ligeramente y parcialmente amarillenta, parda y se distingue gruesa en el margen sin presentar lamelaciones, las vainas individuales no se observan. Las colonias están formadas por células de formas semiesféricas a veces muy irregulares y arregladas dentro de la colonia muy compactamente, con en un arreglo de hileras. Las células presentan una coloración verde azul tenue, amarillenta y en pocas ocasiones una tonalidad lila, el contenido celular se observa homogéneo. Diámetro de las células 1.9-4.0 μm .

De acuerdo a las claves de determinación taxonómica y las características (vainas, dimensiones) que presenta el ejemplar descrito anteriormente, correspondería a la especie *Gloeocapsopsis cyanea*, sin embargo el arreglo de las colonias y formas de la células difieren ampliamente.

Muestras: ChisPa 20, 26, 73, 75, 78, 80, 89, 92

***Gloeocapsopsis* sp. 2**

Lámina 12 (b-c)

Crecimientos más o menos compactos formados por subcolonias que se encuentran compartiendo una vaina común poco amplia, hialina y en ocasiones o algunas porciones amarillenta y densa y ligeramente gruesa en el margen, las vainas individuales son semejantes las comunes excepto por que en este caso, los márgenes son más gruesos. Dentro del crecimiento, en algunas zonas, las células presentan un arreglo en hileras dado dentro de las vainas. Las células son semiesféricas a esféricas algunas un tanto irregulares de coloración verde azul, el contenido celular va de homogéneo a ligeramente granuloso. Diámetro de las células 1.9-6.6 (7.0) μm .

Gloeocapsopsis pleurocapsoides es la especie descrita más cercana, sin embargo, las vainas en los ejemplares recolectados en Palenque, aunque llegan a presentar parcialmente coloraciones amarillentas, no se encuentran intensamente coloreadas en tonos amarillentos, además de que las dimensiones de las células son mucho más grandes de acuerdo con Komarek y Anagnostidis (1999).

Muestras: ChisPa 9, 15, 16, 18, 20

***Gloeocapsopsis* sp. 3**

Lámina 12 (d-f)

Crecimiento laxo formado por colonias generalmente esféricas que se encuentran aisladas, presenta vainas poco amplias y densas con márgenes gruesos y con una coloración rojiza. Con vainas individuales y en algunos casos por cada dos células al menos, al igual que las comunes son poco amplias y se encuentran pigmentadas de rojizo en diferentes intensidades y se llegan a observar algunas lamelaciones aunque no en todas. Las células van de esféricas a irregulares (después de múltiples divisiones) se presentan de color verde azules, el contenido celular es homogéneo. Diámetro de las células 5.9-10.5 μm .

En este caso, *Gloeocapsopsis magma*, es la especie más cercana, sin embargo, la morfología de las células, el arreglo dentro de las colonias, así como las dimensiones difieren significativamente a lo ya descrito para la especie.

Muestras: ChisPa 51, 53, 54

***Gloeocapsopsis* sp. 4**

Lámina 13 (a-b)

Colonias con un arreglo compacto. Presentan una vaina muy poco amplia que corre por el margen de las células que la componen, es hialina y generalmente densa, en ocasiones lamelada y muy ocasionalmente pigmentada de color amarillento, las vainas individuales a veces se observan gruesas e incoloras y a veces presentan lamelaciones. Las colonias están formadas por células esféricas a irregulares (producto de múltiples divisiones), su coloración es verde azul en algunos casos muy tenue y en otros mucho más brillante e intenso, el contenido celular es regularmente homogéneo. Diámetro de las células (2) 3.3-6.6 (9.0) μm .

Al igual que en casos anteriores, se determina como *Gloeocapsopsis cyanea*, sin embargo, la morfología no coincide debido a que las dimensiones se encuentran muy por encima de las ya descritas y la pigmentación de las vainas amarillenta no se ha registrado para la especie.

Muestras: ChisPa 37, 39, 40, 42, 43, 47

***Gloeocapsopsis* sp. 5**

Lámina 13 (c-d)

Células solitarias o en familias de no más de 16 células en una vaina común, más o menos amplia, gruesa en el margen, a veces lamelada, se presentan vainas individuales, poco amplias, lameladas, ligeramente densas, ocasionalmente con lamelaciones, un margen grueso y una coloración rojiza, ocasionalmente esta coloración es muy tenue de modo que se observa parcialmente hialina. Las células son esféricas, semiesféricas, poligonales redondeadas en los extremos, irregulares, de coloración verde azul generalmente brillante, el contenido celular siempre homogéneo. Diámetro de las células (4.9) 6.6-13.0 (15.0) μm .

Gloeocapsopsis magma, es la especie más parecida sin embargo, lo descrito anteriormente difiere en la coloración de las vainas así como en las dimensiones de las células y arreglo de estas dentro de las colonias.

Muestras: ChisPa 111, 112, 113, 114, 118

***Chroococcus* Nägeli**

Chroococcus coharens (Brebisson) Nägeli, Neue Denkschr. Allg. Schweiz. Ges. Naturw 10(7): 46. 1849.

Lámina 13 (e-f)

Crecimientos aislados y pequeños formados por colonias de células hemiesféricas generalmente, algunas veces esféricas de color verde azul tenue a brillante, se presentan vainas individuales a las células y comunes a las colonias, estas son poco amplias, incoloras y con lamelaciones (pocas o ausentes), el margen llega a ser muy grueso. Diámetro de las células (1.3) 2.6 -4.6 (5.0) μm .

Las dimensiones se describen ligeramente menores a las referidas por Komárek y Anagnostidis (1999).

Muestras: ChisPa 62, 63, 64, 65, 89, 90

Distribución: Argentina, España, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: paredes húmedas, muros calcáreos. Epilíticas subaéreas (LACET 2014).

Chroococcus helveticus Nägeli, Gatt. Einzell. Alg. :46, pl. I: A, fig. 3. 1849.

Lámina 14 (a)

Crecimiento pequeño, aunque generalmente se observan células solitarias o grupos de 4 células, se observan las vainas individuales, poco amplias, hialinas delgadas en el margen y de consistencia acuosa, no se distinguen lamelaciones. Las células son hemiesféricas, presentan una coloración verde azul muy tenue-pálido, y algunas granulaciones en el interior. Diámetro 1.3-4.0 μm .

La morfología concuerda con lo citado por Komárek y Anagnostidis (1999), sin embargo, las dimensiones antes descritas se encuentran muy por debajo de las mencionadas en la literatura: 4.0-7.5 (9.0) μm .

Muestras: ChisPa 80, 85

Distribución: África, Estados Unidos, Europa central, Rusia, México (Palenque), probablemente distribución cosmopolita (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: rocas y paredes húmedas. Subaerofítica (LACET 2014).

Chroococcus litophilus Ercegovic, Acta Bot. Inst. Bot. Univ. Zabrabensis 10: 75, pl. I: fig. 7. 1925.

Lamina 14 (b-c)

Crecimientos pequeños, formados por agregados de células que presentan vainas individuales, hialinas, ligeramente gruesas en el margen y amplias en ocasiones se observan vainas comunes de las mismas características, en ambos casos no se distinguen lamelaciones. Las células son esféricas y hemiesféricas generalmente, de coloración verde azul muy tenue a ligeramente grisáceo, Diámetro 2.5-4.0 μm .

Los caracteres morfológicos concuerdan con lo citado por Komárek y Anagnostidis (1999), sin embargo, las dimensiones antes descritas se encuentran muy por debajo de las mencionadas por ellos: 5.0-15.0 μm .

Muestras: ChisPa 23, 88

Distribución: Croacia, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambiente y formas de vida: paredes húmedas, rocas calizas, muros calcáreos. Epilíticas subaéreas, endolíticas (LACET 2014).

Chroococcus montanus Hansgirg, Proc. Indian Acad. Sc., sect B, 6: 345, fig. 1, G. 1937.

Lámina 14 (d-e)

Colonias semiesféricas, con una vaina poco amplia e incolora y amarillenta en algunos casos, se observa gruesa en el margen y con presencia de lamelaciones, las vainas son individuales, presentando lamelaciones concéntricas igualmente con una coloración amarillenta y gruesas en el margen. Las células son hemiesféricas irregulares, con una coloración verde azul muy tenue a brillante en ocasiones, el contenido celular siempre homogéneo. Diámetro 1.9-5.2 (-6.0) μm .

Aunque Komárek y Anagnostidis (1999) describen las vainas como delgadas, en este caso se presentan densas y gruesas. Además las dimensiones del diámetro de las células no están descritas. La misma literatura señala que requiere de ser revisada.

Muestras: ChisPa 47, 112, 113, 114, 115, 118, 119

Distribución: Europaral central, India, México (Palenque).

Ambientes y formas de vida: rocas y madera húmeda, rocas, tubos de madera o hierro cerca de manantiales y pozos. Aerofítica.

Chroococcus muralis Gardner, Mem. New York Bot. Gard. 7: 7, pl. 2: fig. 15 . 1927.

Lámina 14 (f)

Crecimiento compacto sin vaina común, formado por familias de hasta 8 células rodeadas por una vaina común, incolora y ligeramente densa, las vainas individuales son incoloras y ligeramente amplias. Las células son hemiesféricas generalmente después de la división con una coloración verde azul tenue, en general de contenido homogéneo. Diámetro de las células 1.9-3.3 (3.5) μm .

Muestra: ChisPa 11, 25

Distribución: Puerto Rico, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: manantiales, paredes (LACET 2014).

Chroococcus turicensis (Nägeli) Hansgirg, Phy. Alg. St. pp. i-vi:165. 1887.

Lámina 15 (a-b)

Células solitarias o colonias de no más de 4 (8) células. Presenta una vaina común siempre hialina, densa y difusa en los márgenes, se logran distinguir algunas lamelaciones poco abundantes y poco marcadas, otras veces no se presentan, las vainas individuales son incoloras pero poco amplias, aunque en estas las lamelaciones también son pocas pero más evidentes. Las células esféricas y hemiesféricas después de la división, coloración de las células verde azul más o menos oscuro, el contenido celular es granuloso y ocasionalmente presenta gránulos de mayor tamaño y negruzcos. Diámetro de las células 7.2 -16.5 μm .

Muestras: ChisPa 93

Distribución: Australia, China, Islas Aldabra, Nueva Zelanda, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: paredes húmedas, sublitoral, muros calcáreos. Epilíticas subaérea (LACET 2014).

Chroococcus varius A. Braun in Rabenhorst, Alg. Eur. 2451. 1876.

Lámina 15 (c-d)

Crecimiento ligeramente compacto e irregular, aunque en ocasiones se observan células solitarias. Las células se encuentran agrupadas formando subcolonias de 2, 4, múltiplos de 2, compartiendo una misma vaina hialina y acuosa, las vainas individuales pueden o no estar presentes, cuando se presentan, son hialinas, acuosas, con o sin lamelaciones concéntricas y en ocasiones gruesas en el margen. Las células son hemiesféricas a ligeramente poligonales de coloración verde azul tenue, verde olivo-amarillento. Diámetro de las células (1.3) 2.0-3.5 (5.0) μm .

El intervalo en las dimensiones del diámetro es ligeramente más amplio que el descrito por Komárek y Anagnostidis (1999).

Muestras: ChisPa 1, 2, 10, 14, 15, 20, 27, 28, 32, 34, 35, 45, 53, 57, 63, 65, 67, 70, 71, 72, 79, 81, 84, 87, 106, 107, 110, 113

Distribución: Argentina, España, Estados Unidos, Irlanda, Vietnam, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: lagos, riberas de cursos de agua alcalina dulce, paredones, paredes húmedas, lagos alpinos, ríos, muros calcáreos. Epilítica subaérea, planctónica, aerofítica (LACET 2014).

***Chroococcus* sp. 1**

Lámina 15 (e-f)

Crecimiento muy laxo. Generalmente las células se encuentran solitarias y pocas veces se observa un arreglo colonial compuesto por familias de al menos 8 células, se observan vainas individuales y a su vez vainas comunes a las familias que llegan a formarse, el margen de las vainas es grueso y coloreado de gris oscuro a negrozco en su mayoría. Las células son hemiesféricas de color verde azul pálido. Diámetro de las células 2.6-4.0 (5.2) μm , diámetro con vainas 6.0-7.0 μm .

En este caso no hay una especie cercana debido a la condición de la coloración de las vainas, en su mayoría, para las especies de este género se describen vainas de coloración amarillenta total o parcialmente, principalmente cuando las colonias envejecen. Además las especies descritas para ambientes aéreos/ subaéreos presentan dimensiones muy superiores a las descritas en ejemplares recolectados en Palenque.

Muestras: ChisPa 1, 2, 3, 5, 8, 61, 64, 65, 68, 70

Cyanosarcina Kovàcik

Cyanosarcina parthenonensis Anagnostidis in Anagnostidis et Pantazidou, *Arch. Hydrobiol. Suppl.* 92 (Algol. Stud. 64): 144, fig. 24. 1991.

Lámina 16 (a-b)

Colonias, que por el arreglo compacto dan la apariencia de paquetes formados por células delimitadas por una vaina poco aparente, hialina y estrecha, muy cercana al margen celular, no se observa una vaina individual. Las células presentan una forma hemiesférica, irregular e incluso cúbica, de coloración verde olivo. Diámetro de las células 1.5-3.5 μm .

Las dimensiones son ligeramente menores a las descritas para la especie por Komárek y Anagnostidis (1999).

Muestras: ChisPa 98

Distribución: Grecia, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: sustratos calcáreos, estatuas de mármol, aerofíticas, endolíticas (LACET 2014).

Pseudocapsa Ercegovic

Pseudocapsa dubia Ercegovic, *Acta Bot. Univ. Zagreb* 1:95, pl. I: fig. 4. 1925.

Lámina 16 (c-d)

Crecimientos pequeños, generalmente compactos y en algunas partes se observa un arreglo radial de las células. Se presentan vainas individuales y una común en el caso de esta última, se presentan lameladas, mientras que las individuales son más estrechas y cercanas al margen celular. Las células son hemiesféricas a irregulares de coloración verde azul tenue que llega a ser brillante y contenido celular homogéneo. Diámetro de las células 2.6- 4.6 μm .

Muestras: ChisPa 102

Distribución: Croacia, Grecia, Italia, Polonia, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: aerofítica, epilítica en rocas calizas húmedas, paredes sombreadas (entradas de cuevas) (LACET 2014).

Entophysalidaceae Geitler

Entophysalidoideae Komárek et Anagnostidis

Chlorogloea Wille

Chlorogloea microcystoides Geitler, *Arch. Protistenk.* 51:357, fig. U. 1925.

Lámina 16 (e-f)

Crecimientos aislados, ligeramente compactos delimitados por una vaina común, muy delgada, casi imperceptible y en algunos casos no se observa, las vainas individuales son ligeramente densas, lameladas e incoloras, poco amplias. El arreglo de las células se observa en hileras paralelas. Las células son esféricas en su mayoría, aunque se observan también elongadas, de

coloración verde azul en general muy tenue y contenido celular homogéneo. Diámetro de las células 1.3 -2.0 (2.5) μm , largo celular 2.6-3.3 μm .

Komárek y Anagnostidis (1999) describen la presencia de nanocitos los cuales no se observaron además de ser una especie descrita para condiciones acuáticas, pero que en México se ha registrado en condiciones subaéreas.

Muestras: ChisPa 90, 108

Distribución: Austria, España, Estados Unidos, India, Inglaterra, Rusia, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: aguas termales, ríos, muros calcáreos húmedos. Epilíticas subaéreas, bentónicas (LACET 2014).

Chlorogloea novacekii Komárek et Montejano, Arch. Hydrobiol. Suppl. 104 (Algol. Stud. 74): 6, figs. 3, 4. 1994.

Lámina 17 (a)

Colonias delimitadas por un mucílago incoloro, homogéneo y ligero que rodea a subcolonias, formadas por células que presentan un mucílago, incoloro, homogéneo y amplio sin lamelaciones, en ocasiones se observa un mucílago rodeando a más de una célula (formando familias). Las células son esféricas a ligeramente elongadas (por procesos de división) de coloración verde azul tenue. Diámetro de las células 1.9-2.6 (4.0) μm .

En general las características morfológicas descritas anteriormente concuerdan con la especie, sin embargo, la presencia de células muy elongadas, en forma de bastón, característica típica de la especie, no fueron encontradas.

Muestra: ChisPa 45, 109

Distribución: Republica Checa, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: cuevas húmedas. Subaerofítica (LACET 2014).

Chlorogloea sp. 1

Lámina 17 (b-c)

Colonias irregulares delimitadas por una vaina acuosa hialina muy delgada, el margen no se distingue del todo, se llega a observar un arreglo de las células formando hileras. Las colonias están formadas por células esféricas relativamente pequeñas de coloración verde azul tenue brillante. Diámetro 0.6-1.0 (1.5) μm .

Muestras: ChisPa 14

Chlorogloea sp. 2

Lámina 17 (d-e)

Crecimientos poco abundantes formados por células con vainas individuales, hialinas, ligeramente densas las cuales se encuentran agregadas en una vaina común la cual es hialina, densa y más o menos gruesas en el margen. Las células son esféricas en su mayoría, de coloración verde azul tenue. Diámetro de las células (0.6) 1.3-2.6 μm .

Muestras: ChisPa 15, 17, 18

***Chlorogloea* sp. 3**

Lámina 17 (f)

Crecimiento formado por subcolonias, las células presentan vainas individuales, incoloras, poco amplias y lameladas y una común a la colonia con las mismas características. Las células esféricas a ligeramente elongadas de coloración verde azul a una tonalidad muy pálida, Diámetro de las células 1.9-2.5, largo celular <3.0 µm.

Muestras: ChisPa 31

***Entophysalis* Kützing**

***Entophysalis* sp.**

Lámina 18 (a-b)

Crecimiento (pequeño y poco abundante) formado por células que presentan vainas individuales, hialinas y con un margen grueso. El arreglo de las células presenta un patrón definido en hileras. Se presenta una vaina común ocasionalmente y lameladas. Las células son esféricas generalmente de coloración verde azul – olivo. Diámetro (0.6) 1.3-2.0 µm.

Muestras: ChisPa 14, 29, 30

Hyellaceae Borzí

Hyelloideae Komárek (=Pleurocapsaceae Geitler)

***Pleurocapsa* Thuret in Hauck**

***Pleurocapsa* sp.**

Lámina 18 (c)

Crecimiento pequeño, poco abundante. Células semiesféricas a esféricas, algunas de tipo *Chroococcus* con vainas individuales o en ocasiones se observa una común, las células se encuentran solitarias o en pares, formando familias que comparten una vaina. Diámetro de las células 1.3-2.6 µm.

Se determinó como *Pleurocapsa* debido al tipo de arreglo que presentan las células, que es radial y considerablemente compacto, sin embargo, lo descrito para las muestras de Palenque se presenta en un crecimiento pequeño, aislado y poco abundante, por lo que es difícil llegar a un nombre específico, además por las características de dicho crecimiento no se encuentran representadas todas las fases descritas y esquematizadas en la literatura, por lo que podría ser una etapa inicial en la que aún no se han desarrollado ramificaciones, así como baeocitos. En cuanto a las dimensiones, es importante mencionar que se encuentra muy por debajo incluso de la especie más pequeña descrita en la literatura *Pleurocapsa minor* Hansgirg, así mismo el ambiente en el que se han descrito las especies ha sido acuático. Por lo tanto la determinación queda a reserva a posteriores revisiones.

Muestras: ChisPa 16

Oscillatoriales Elenkin

Pseudanabaenaceae Anagnostidis et Komárek

Pseudanabaenoideae Anagnostidis et Komárek

Geitlerinema (Anagnostidis et Komárek) Anagnostidis

Geitlerinema amphibium (Agardh ex Gomont) Anagnostidis, Pl. Syst. & Evol. 164: 38. 1989.

Lámina 18 (d-f)

Crecimiento de filamentos arreglados paralelamente y entremezclados (su apariencia es de un arreglo en espiral) y sin presencia de ramificaciones de ningún tipo. Las vainas son acuosas a ligeramente densas. Los tricomas son rectos formados por células más largas que anchas, sin constricciones, la célula apical es redondeada, pocas veces ligeramente atenuada. El contenido celular es granuloso y el arreglo tilacoidal es periférico. En cada septo se presentan 4 gránulos evidentes. Diámetro del filamento 2.5-6.0 μm , diámetro de las células 1.6-2.0 μm , largo celular 2.6-4.6 μm .

La morfología anteriormente descrita coincide en gran medida con la descrita por Komárek y Anagnostidis (2005), sin embargo las dimensiones son ligeramente menores que las descritas por ellos.

Muestra: ChisPa 32

Distribución: México (Palenque), cosmopolita.

Ambientes y formas de vida: canales, arroyos, lagos, aguas estancadas, aguas salobres, invernaderos, manantiales termales, presas, ríos. Planctónica, epilítica, edáfica, epipélica.

Oscillatoriaceae (S. F. Gray) Harvey ex Kirchner

Lyngbya C. Agardh ex Gomont

***Lyngbya* sp.**

Lámina 36 (c-d)

Filamentos formados por células más anchas que largas, presentan necridios de coloración amarillento brillante. Las células apicales son redondeadas pero al final del filamento se presenta algo parecido a una caliptra, la vaina que delimita al filamento es hialina y reducida, pero gruesa en el margen. Necridios de forma cilíndrica y con una coloración amarillenta. Presenta ramificaciones falsas. Diámetro de la célula, largo celular, estrecha casi corriendo por la línea celular por lo que en ocasiones es casi imperceptible. La coloración de las células es lila un tanto brillante, presenta necridios intercalares de igual forma que las células pero con un contenido celular mucho más hialino que las células vegetativas. Diámetro de las células 2.2- 3.8 (4.4) μm , largo celular 1.1- 2.7 (3) μm , necridios 2.7 x 3.3 μm .

La especie de acuerdo a las claves taxonómicas es *Lyngbya truncicola*, sin embargo, la mayoría de las características, como la coloración de las células y vainas y las dimensiones, no concuerdan. En el caso de la coloración celular se describe como verde azul y vainas amarillentas. Las dimensiones del diámetro celular se encuentran muy por debajo de las descritas por Komárek y Anagnostidis (2005) con 12 a 14 μm , de igual forma con el largo celular, sin embargo esta diferencia es mucho menor. El ambiente en el que se describe es sobre troncos en la India.

Muestras: ChisPa 12 (cultivo 10)

Phormideaceae K. Anagnostidos et J. Komarek

Phormidium Kützing ex Gomont

Phormidium sp. 1

Lámina 36 (a-b)

Crecimiento muy compacto e irregular conformado por filamentos compuestos por células cilíndricas, de coloración verde azul brillante, no se distinguen heterocitos ni ningún tipo de ramificación. La vaina que presentan los filamentos es muy delgada y cercana a las paredes celulares por lo tanto son poco perceptibles. Diámetro de la célula 3.3- 4.6 (5.2) μm , largo celular 2.6-3.9 (6.0) μm .

Muestras: ChisPa 108 (cultivo 25)

Phormidium sp. 2

Lámina 36 (e-f)

Crecimiento compacto, sin ningún arreglo definido, compuesto por filamentos de células isodiamétricas verde azuladas. Presentan una vaina que corre por el margen de las células y se nota ligeramente gruesa en el margen, esta es incolora y en algunas ocasiones se observa amarillenta. Ausencia de ramificaciones, se observan algunos necridios. La célula apical presenta una morfología ligeramente cónica y en algunos casos se observa una caliptra. Diámetro de los tricomas 3.3-6.6 μm , diámetro de los filamentos 5.2-9.2 μm , largo celular 5.2-11.8 μm .

La especie más cercana es *Phormidium kolkwitzii*, sin embargo no se determinó bajo este nombre específico debido a que no concuerda con todas las características descritas por Komárek y Anagnostidis (2005) en cuanto a las vainas que en esta especie suelen presentarse en ocasiones y cuando sucede se describe como fina, sin caliptra y que ha sido descrita para suelos en localidades europeas. Sin embargo coincide en la descripción con los tricomas no granulados y sin constricciones, así como en las dimensiones de las células.

Muestras: ChisPa 5 (cultivo 26)

Nostocales (Borzi) Geitler

Hapalosiphonaceae A. A. Elenkin

Hapalosiphon Nägeli ex Bornet et Flahault

Hapalosiphon welwitschii West et G. S. West, J. Bot. (London) 35: 242. June 1897.

Lámina 35 (a-d)

Filamento con ramificaciones verdaderas, se distinguen dos fases, la parte postrada esta formada por células esféricas, globosas, mientras que en la parte erecta las ramificaciones presentan una morfología celular distinta, más cilíndricas, dando la apariencia de que los filamentos son mas delgados ya que las células de las ramas tienden a ser células más largas que anchas conforme crece el filamento, haciéndose mas delgado hacia las puntas de las ramas. Las células en general son de coloración verde azul brillante con el contenido ligeramente granuloso. Presenta heterocitos de forma cilíndrica y de coloración verde azul brillante y el contenido homogéneo. Las

ramificaciones son muy frecuentes en el filamento principal incluso en células contiguas pero sin seguir un patrón definido. La vaina es apenas perceptible cercana al margen celular, es incolora, delgada y acuosa. Diámetro de los filamentos de una célula 2.6-5.2 (6.6) μm , diámetro de los filamento de 2 células 6- 8.2 μm , largo de las células (2.6) 3.3- 6.6 μm . Heterocitos 3.3-5.9 x 3.9-9.9 μm .

En la literatura se describen hormogonios y esporas y en este caso no se observaron.

Muestras: ChisPa 84, 90 (cultivo 23 y 24)

Distribución: India, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: lugares pantanosos, charcos de agua de lluvia, suelos donde se cultiva arroz (LACET 2014).

***Westiellopsis* Janet**

***Westiellopsis* sp. 1**

Lámina 31 (d-e)

Crecimiento filamentosos formado por células que se observan solitarias pero también se encuentran en agregados celulares; dichas células son esféricas, de coloración verde amarillento. El cromatoplasma se encuentra organizado parietalmente. Generalmente no se observan vainas, cuando están presentes no son amplias, apenas ligeras cercanas al margen de las células, presencia de heterocitos. Diámetro de las células 2.7-4.9 μm , heterocitos 2.2-2.7 μm .

Muestras: ChisPa 23 (cultivo 17)

***Westiellopsis* sp. 2**

Lámina 31 (f)

Lámina 32 (a-b)

Crecimiento donde observan 2 fases, una postrada con células más esféricas y erecta con ramificaciones, no se observan vainas. Las células son cilíndricas, más largas que anchas, con heterocitos con las mismas dimensiones del resto de las células del talo. Diámetro de las células 1.9-6.6 μm , largo 3.9-12.5 (13.2) μm .

Muestras: ChisPa 33 (cultivo 18)

***Westiellopsis* sp. 3**

Lámina 32 (c-f)

Filamentos formados por células globosas de coloración verde azul más o menos brillante. En algunas porciones de los filamentos se presentan más de una hilera de células, con ramificaciones verdaderas y las células de éstas son similares a las del filamento principal. Heterocitos de coloración verde amarillento brillante. Cuando los filamentos presentan más de una hilera de células, estas se reducen de manera que toma la apariencia de un filamento más delgado. Diámetro del tricoma de una célula 9.3- 15.4 μm , diámetro del tricoma de dos células 13.7- 14.8 μm , largo de las células en tricomas de una y dos células 7.7- 13.7 μm , heterocitos 9.9- 13.7 x 11.0-20.9 μm .

Muestras: ChisPa 82 (cultivo 19)

***Westiellopsis* sp. 4**

Lámina 33 (a-b)

Crecimiento filamentosos de donde se observan dos fases, una postrada y una erecta. La parte postrada esta formada por filamentos cuyas células son globosas, más anchas que largas y con paredes muy gruesas. Las partes erectas son las ramas verdaderas cuyo filamento presenta una morfología distinta a la parte postrada, formados por células más cilíndricas, los filamentos son más uniformes y homogéneos. Presenta heterocitos intercalares y una coloración amarillenta más o menos brillante. Diámetro de las células de los filamentos postrados 4.4-7.1 μm , diámetro celular de los filamentos erectos 3.3-4.9 (5.5) μm , largo celular de la parte postrada 2.7- 5.5 μm , largo celular de la parte erecta 4.9-7.7 μm , heterocitos 3.3- 4.4 (4.9) x 4.9-5.5 μm .

Muestras: ChisPa 72 (cultivo 20)

***Westiellopsis* sp. 5**

Lámina 33 (c-f)

Filamentos formados por células esféricas y semiesféricas de paredes gruesas y con constricciones celulares muy marcadas, en algunas partes se presentan más de una hilera de células y/o agregados celulares muy compactos. La coloración de las células es amarillenta ligeramente brillante. Diámetro de los tricomas de una sola célula μm , diámetro de los tricomas de dos células 8.2-11.0 μm , diámetro de los tricomas con >3 células 13.7-16.5 μm .

Muestras: ChisPa 117 (cultivo 21)

***Westiellopsis* sp. 6**

Lámina 34 (a-b)

Crecimiento compacto (en algunas porciones se observa un arreglo más laxo) formado por unicélulas de forma esférica de coloración verde oliva a amarillento y algunas con un tono rosado muy tenue, no presentan vainas individuales y tampoco se observaron vainas comunes. El arreglo de las células se llega a observar como si formaran filamentos y estos se arreglaran paralelamente. No se observan células especializadas. Diámetro de las células 3.8- 5.5 μm .

Muestras: ChisPa 78 (cultivo 27)

Microchaetaceae Lemmermann

Microchaetoideae Komárek et Anagnostidis

Michrochaete Thuret ex Bornet et Flahault

***Michrochaete* sp.**

Lámina 35 (e-f)

Filamento con células cuadrangulares, los límites entre una y otra apenas perceptibles; presenta vainas hialinas, acuosas y poco amplias, cercanas al borde celular. La coloración de las células es verde azul intenso y ligeramente brillante, los filamentos se arreglan paralelamente de una

manera compacta. La célula apical es redondeada sin caliptra. Los filamentos son rectos y también curvos. Sin ramificaciones. Presencia de heterocitos. Diámetro de las células 3.3-5.2 μm , largo celular 3.3-5.4 μm , largo de los filamentos 2.6-4.6 μm , espesor de la vaina 2.0-5.0 μm .

Muestras: ChisPa 74 (cultivo 16)

Nostocaceae Eichler

Aulosira Kirchner ex Bornet et Flahault

Aulosira sp.

Lámina 28 (c-d)

Crecimiento formado por filamentos sin ramificaciones la célula apical es redondeada. En las partes apicales, se observan engrosamientos en la pared de las células (apariencia muy gruesa), de color amarillento. El arreglo de los filamentos es paralelo y en algunas porciones llegan a enroscarse ligeramente entre sí. Cada filamento presenta una vaina individual no muy amplia cercana al margen de cada filamento, hialina y acuosa, en las partes basales y apicales esta vaina se encuentra abierta, con una apariencia de haberse roto. Las células son isodiamétricas con constricción evidente y de coloración verde azul más o menos brillante y contenido granuloso en la mayoría de las células, el cromatoplasma esta arreglado de forma parietal, heterocitos generalmente más largos que anchos y ligeramente más grandes que las células del resto del talo. Diámetro de las células 4.4- 7.7 μm , largo de las células 4.4-7.7 μm , heterocitos 7.7-9.3 x 9.3- 12.6 μm .

Muestras: ChisPa 105 (cultivo 5)

Nostocaceae Dumont

Nostocoideae (Borzi 1914) Komárek et Anagnostidis

Nostoc Vaucher ex Bornet et Flahault

Nostoc microscopicum Carmichael ex Bornet et Flahault, Brit. Fl. 2 (1) : 399. 1833.

Lámina 24 (a-d)

Colonias esféricas y en forma de gota, que están delimitadas y compuestas de una vaina común muy amplia y gruesa en el margen, que algunas veces se observa amarillenta y lamelada. Las colonias están formadas con filamentos de células de forma esférica de contenido granuloso de coloración verde azul, estos generalmente se presentan curvos y el arreglo del crecimiento es laxo dentro de la colonia. Los heterocitos de mayor tamaño que las células. Diámetro de la célula 1.3-3.9 (4.6) μm , diámetro de la colonia 30.3 -38.3. Heterocitos (1.9) 2.6- 3.9 (4.6) μm .

Muestras: ChisPa 51, 53, 54, 55, 57, 58, 59, 60, 69

Distribución: Argentina, España, Estados Unidos, Irlanda, Japón, Perú, Puerto Rico, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: suelos, suelos de desierto, terrenos permanentemente húmedos, rocas húmedas, muros de granito, ríos, muros calcáreos, húmedos. Edáficas, subaéreas, epífita, epilíticas subaéreas, aerofíticas, planctónicas (LACET 2014).

***Nostoc* sp. 1**

Lámina 24 (e-f)

Colonias irregulares formadas por células esféricas de coloración verde azul, contenido celular homogéneo aunque se observa granuloso en ocasiones. Presenta vainas muy gruesas, regularmente amplias y pigmentadas con una coloración amarillenta – naranja. En algunas zonas se observó un arreglo muy compacto de las células y en otros casos se observó la formación de filamentos de estas mismas células. Diámetro de las células 2.6-4.6 (5.3) μm , diámetro célula más vaina 3.9-7.5 μm .

Muestras: ChisPa 39, 40

***Nostoc* sp. 2**

Lámina 25 (a-b)

Colonias formadas por filamentos compuestos de células esféricas a ligeramente elongadas – cilíndricas con un contenido celular granuloso y de coloración verde azul. Las colonias presentan un mucílago que contiene a gran número de filamentos, con un margen grueso y en algunas zonas con una coloración amarillenta. Los filamentos son cortos y curvos. En algunas ocasiones se observa una vaina individual para algunos filamentos. No se distinguen heterocitos. En algunos casos se observan células sueltas, que presentan una pared muy gruesa (¿acinetos?). Diámetro de las células 3.3-4.7 (5.5) μm .

Muestras: ChisPa 37, 40, 43, 51

***Nostoc* sp.3**

Lámina 25 (c-d)

Colonias esféricas - semiesféricas que presentan una vaina amplia, hialina e incolora, con apariencia ligeramente acuosa y gruesa en el margen. Los filamentos al interior de las colonias están formados por células esféricas de color verde olivo pálido, el contenido celular es ligeramente grumoso. Ocasionalmente se distinguen vainas individuales para los filamentos, las cuales se observan ligeramente densas, gruesas y pigmentadas de amarillo. Poca abundancia de heterocitos intercalares, de la misma forma y dimensiones del resto de las células. Diámetro de las células 2.6-4.0 μm .

Muestras: ChisPa 46, 50

***Nostoc* sp. 4**

Lámina 25 (e-f)

Colonias irregulares, en algunos casos no se distingue claramente una vaina individual que la delimite, sin embargo, cuando logra observarse esta es densa. Se encuentran formadas por células esféricas a cilíndricas de paredes muy gruesas, de coloración verde azul muy tenue-pálido; las células con un arreglo filamentosos aunque a veces se observan como agregados de células. El contenido de las células es granuloso. Posiblemente fases uniseriadas o agrupaciones de acinetos. Diámetro 2.64-4.6 μm , largo celular 4.0-6.6 μm .

Muestras: ChisPa 76, 82, 91

***Nostoc* sp. 5**

Lámina 26 (a-c)

Colonias esféricas con una vaina muy amplia, gruesa en el margen, algunas veces amarillenta o pigmentada solo en algunas zonas tanto en el interior como en el exterior y ocasionalmente con lamelaciones (principalmente en las colonias viejas). Formadas por filamentos ligeramente curvos con células esféricas verde azules tenues hasta tonos lila - morado, en ocasiones se observan vainas que rodean a los filamentos individualmente, estas vainas son amplias y pueden presentarse simples o presentar varias lamelaciones. Heterocitos generalmente intercalares y a veces apicales, en su mayoría esféricos verde azules brillantes, se observan también acinetos de color verde azul claro a amarillento, con paredes gruesas de forma cilíndrica y contenido celular granuloso. Pocos filamentos dentro de las colonias con un arreglo disperso. Diámetro de las células (2.6) 3.3-4.0 μm , heterocitos 3.9-5.3 μm , diámetro de las colonias (33.0) 66.4-182.6 μm , acinetos 3.3-4.6 μm .

Muestras: ChisPa 92, 93, 97, 98, 99

***Nostoc* sp. 6**

Lámina 26 (d)

Colonias esféricas, formadas por un mucílago denso, amplio, hialino a amarillento en algunas ocasiones. Compuestas por filamentos curvos de células más largas que anchas, con un arreglo más o menos compacto dentro de la colonia. Ocasionalmente se distinguen vainas individuales para los filamentos, las cuales son delgadas y generalmente incoloras, ocasionalmente pigmentadas parcialmente de un tono amarillento. Las células son verde azules muy tenues a ligeramente morado muy pálido. Se observan acinetos de forma cilíndrica y heterocitos escasos pero generalmente apicales. Diámetro de las células 1.9-2.6 μm , largo celular 1.9-6.6 μm , heterocitos 2.0 x 3.3 μm .

Muestras: ChisPa 100

***Nostoc* sp. 7**

Lámina 26 (e-f)

Colonias irregulares delimitadas por una vaina hialina, más o menos delgada, compuestas de filamentos siempre curvos, formados por células regularmente esféricas y ocasionalmente ligeramente alargadas, cuando es así, se encuentran unidas por una porción muy pequeña de la célula (filamentos toruloso), la coloración de las células es verde azul pálido a ligeramente brillante. El arreglo de los filamentos en las colonias se observa ligeramente compacto en aquellas que son pequeñas y un poco más laxo cuando las colonias se presentan más grandes. Vainas incoloras a amarillentas, gruesas en el margen que rodean a los filamentos individualmente, pocas veces se observan numerosas lamelaciones gruesas e intensamente amarillentas. Acinetos esféricos con contenido celular muy denso y granuloso de coloración más oscura y de mayor tamaño. Heterocitos en general más o menos esféricos e intercalares. Diámetro de las células (1.9) 2.6-4.0 (5.0) μm , acinetos 3.3-4.6 (5.0) μm , heterocitos 4.6-6.0 μm .

Muestras: ChisPa 101, 103, 106, 108, 109, 110

***Nostoc* sp. 8**

Lámina 28 (e-f)

Crecimiento de colonias globosas de coloración verde oliva a negruzca, delimitado por vainas hialinas, acuosas y muy amplias. El crecimiento esta formado por tricomas constituidos por células esféricas de coloración amarillenta a más o menos violetas, el arreglo de los tricomas dentro de las colonias es compacto en algunas porciones aunque en algunas otras se nota laxo. No se distinguen heterocitos ni acinetos. Diámetro de las células 2.7-4.4 μm .

Muestras: ChisPa 6 (cultivo 6)

***Nostoc* sp. 9**

Lámina 29 (a-b)

Crecimiento conformado por tricomas cortos de células esféricas en su mayoría, se encuentran embebidos en una vaina común que delimita las colonias, esta vaina es incolora y poco perceptible. El arreglo de los tricomas es en algunas porciones paralelo uno respecto de otro y se encuentran rectos en organización muy compacta, en algunos otros casos se observan curvos haciendo difícil su diferenciación uno de otro. La coloración de las células es verde olivo intenso y tiende a oscurecerse. Aparentemente los heterocitos están ausentes. Diámetro de las células 3.3-4.6 μm , heterocitos 2.6-3.9 μm .

Muestras: ChisPa 73 (cultivo 7)

***Nostoc* sp. 10**

Lámina 29 (c-d)

Crecimiento de filamentos formados por células cilíndricas a ligeramente elongadas embebidas en una vaina mucilaginosa hialina y generalmente muy amplia. La coloración de las células es verde azul a ligeramente amarillento. Diámetro de las células 2.7- 3.8 (4.4) μm .

Muestras: ChisPa 78 (cultivo 8)

***Nostoc* sp. 11**

Lámina 29 (e-f)

Crecimiento formado por tricomas considerablemente largos compuestos por células más largas que anchas de coloración verde azul y contenido ligeramente granulado. Presentan una vaina que corre muy cercana a las paredes celulares, esta es hialina, acuosa y muy delgada. Presencia de heterocitos y ausencia de ramificaciones.

Diámetro celular 4.4-6.0 μm , largo celular 3.8- 7.1 μm , vaina 1.1-1.4 μm , heterocitos 2.7 x 4.0 (4.4) μm .

Muestras: ChisPa 21 (cultivo 9)

La diferencia entre las especies descritas como *Nostoc*, son principalmente en las dimensiones de las células.

Rivulariaceae Kützing

Calothrix C. Agardh ex Bornet et Flahault

Calothrix fusca (Kützing) Bornet et Flahault, Mém. Soc. Natl. Sc. Nat. et Match. Cherbourg 25: 202. 1885.

Lámina 23 (d-f), 34 (c-d)

Filamentos solitarios, heteropolares, con vainas más o menos amplias, incoloras, en algunas ocasiones se observan tanto densas como acuosas, ocasionalmente llegan a presentar los márgenes gruesos. Los tricomas son de coloración verde azul tenue-pálido, el contenido celular es generalmente homogéneo y a veces granuloso. El tricoma es ancho hacia la base mientras que hacia el ápice tiene forma de pelo ya que se va adelgazando hasta ser mucho más fino que la base, las células son mas largas que anchas. Presenta solo un heterocito basal el cual es semiesférico y coloreado de azul verde tenue. Diámetro del filamento 4.6-10.0 μm , diámetro de las células 3.3-4.0 (5.0) μm , largo celular 2.9-4.0 (6.0-8.0) μm , heterocitos 5.0-6.6 x (2.0) 3.3-4.6 (5.0) μm .

En cultivo: Vainas más o menos amplias y en ocasiones muy cercana a la pared celular. La coloración de las células verde azul brillante. Heterocitos basales y coloración amarillenta y una forma semiesférica (semejante a un corazón). Diámetro de las células 3.8-12.1 μm , largo de las células 4.4-9.9 μm heterocito 6.0-8.2 μm x 4.4-8.2 μm , espesor de la vaina 2.2-3.8 μm , longitud del filamento (aprox.) > 63.0 μm .

Muestras: ChisPa 5, 12, 32, 36 (cultivo 15), 39, 43, 91, 99, 103, 106

Distribución: Argentina, Brasil, España, Estados Unidos, India, Suecia, Perú, Polonia, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: manantiales, arroyos, ríos, cursos de agua alcalina dulce muy pura o con ligera eutrofia, corrientes en varios biomas, lago turboso, lagos, estanques, aguas termales. Epilíticas, bentónicas, en el interior de macroalgas, masa gelatinosa amarillenta suelta en medio de la masa de agua próxima al fondo, masa gelatinosa amarillenta suelta entremezclada con plantas del margen, planctónica, epífita (LACET 2014).

Scytonemataceae Kützing

Scytonema C. Agardh ex Bornet et Flahault

Scytonema javanicum Bornet, Notes alg. 148. 1880.

Lámina 19 (a-b), 30 (a-b)

Filamentos con presencia de ramificaciones falsas, presenta vainas incoloras a amarillentas además de ser gruesas en el margen en cualquier caso y con pocas lamelaciones, a veces estas lamelaciones no se distinguen. Las células del tricoma son más anchas que largas (comprimidas), pocas veces cuadradas, con constricciones muy marcadas, las células apicales son redondeadas. La coloración de las células es verde azul, de tenue a brillante. Diámetro de los filamentos 8.0-9.0 μm , diámetro de los tricomas 3.9-5.3 (6.0) μm , largo celular 1.3-3.9 μm .

La descripción en cuanto a las dimensiones concuerdan más con las citadas en Desikachary (1959) hechas por Ghose (1926) ya que describe filamentos y por lo tanto tricomas más estrechos.

En cultivo: Filamentos sin ningún arreglo aparente; se encuentran delimitados por vainas en general acuosas a ligeramente densas con lamelaciones, en algunas partes se observa ligeramente gruesa, con gránulos de carbonatos de calcio adheridos. Están formados por células más largas

que anchas, con una coloración verde azul brillante a verde olivo menos intenso y en ocasiones con el contenido celular granuloso. Los heterocitos son similares al resto de las células, es decir, más largos que anchos. Diámetro de filamento 6.6-10.5 μm , diámetro de las células 4.4-6.6 (8.0) μm , largo celular (2.6) 4.9-11.2 μm , heterocitos 4.6- 6.6 x 7.2-11.2 μm .

Las dimensiones anteriormente descritas son ligeramente menores a las descritas por Desikachary (1959)

Muestra: ChisPa 7 (en cultivo), 49,51 (en cultivo), 58 (cultivo 13)

Distribución: Brasil, Estados Unidos, Inglaterra, Rusia, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: suelos húmedos y secos, troncos de árboles, arroyos. Edáficas, subaéreas (LACET 2014).

Scytonema malaviyaensis Bharadwaja, Rev. Alg. 3: 223, pl. 14. 1930.

Lámina 19 (c-d)

Los filamentos presentan vainas que son muy amplias, densas y gruesas en el margen, generalmente coloreadas de un tono amarillento – café a verde amarillento no muy oscuro y ocasionalmente (total o parcialmente) hialinas. Los tricomas son de coloración verde azul brillante con contenido celular homogéneo y ramificaciones falsas, las células que lo conforman son más anchas que largas aunque en realidad pocas veces puede observarse claramente el límite entre una célula y otra, estas no presentan constricciones entre ellas. Los heterocitos son generalmente cuadrados e incoloros. Diámetro de los filamentos (9.9) 13.2-17.0 (20.0) μm , diámetros de los tricomas 5.2-6.6 (7.2) μm , heterocitos 5.2-6.6 x 5.2-6.6 μm .

La descripción difiere en los heterocitos, los descritos aquí son de menor tamaño según Desikachary (1959).

Muestra: ChisPa 107

Distribución: India, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: cortezas de árboles, aerofítica (LACET 2014).

Scytonema millei Bornet, Notes alg. 147, no fig. 1880.

Lámina 19 (e-f), 30 (c-d)

Filamentos que presentan ramificaciones falsas que son poco abundantes. Las vainas que presentan son amplias de coloración amarillento-café, con lamelaciones paralelas en algunas zonas en otras la vaina es homogénea, el tricoma es de coloración verde azul de tenue a brillante, el contenido celular es granuloso. Las células en general son comprimidas, aunque pocas veces se notan cuadradas, con constricciones marcadas. Los heterocitos son comprimidos semejantes al resto de las células del tricoma a casi cuadrados (pocas veces). Diámetro de los filamentos 12.0-20.0 μm , diámetro de los tricomas (4.6) 5.0-11.0 μm , largo celular 1.9-4.6 μm , heterocitos 6.6 x 3.3-4.6 μm .

En general concuerda con la descripción hecha por Desikachary (1959), excepto en el diámetro de los tricomas que presentan un intervalo mayor en el caso aquí descrito y los heterocitos que en este caso son más pequeños. En cuanto al diámetro de los tricomas se asemeja más a la descripción que hace Bharadwaja (1933) quien los describe más estrechos (6.8) 8.4-10.5 (12.0) μm .

En cultivo: Filamentos con ramificaciones falsas que se desarrollan casi perpendiculares al eje principal del que se originan. Las vainas son ligeramente amplias, densas, gruesas en el margen y con presencia de algunas lamelaciones, siempre hialinas. Formados por un tricoma de células más anchas que largas generalmente (comprimidas), con constricciones evidentes. Las células presentan una coloración desde verduzca a ligeramente violeta, el contenido celular se aprecia ligeramente granuloso, las células apicales son redondeadas, heterocitos mismas dimensiones que las células. Diámetro del filamento 10.0 - 16.5 μm , diámetro de las células 8.3-14.9 μm , largo celular 1.9- 8.0 (11.2) μm , heterocitos mismas dimensiones que las células.

En este caso las dimensiones de las células y heterocitos son mayores a las descritas para los ejemplares de las muestras fijas.

Muestras: ChisPa 12 (en cultivo), 31, 32, 39 (en cultivo), 53, 53 (cultivo 11), 54, 55, 56, 59, 100, 101, 108

Distribución: Bangladesh, Estados Unidos, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: paredes húmedas, corrientes en varios biomas, cortezas de árboles, muros calcáreos. Subaéreas epilíticas, en macroalgas, cortícolas (LACET 2014).

Se describe una variante debido a que las características descritas para la especie presentan ligeras variaciones.

Variante 1

Lámina 20 (a-b)

En este caso los filamentos con vainas muy amplias, gruesas en el margen, coloreadas de amarillo y lameladas. Tricoma de coloración verde azulada muy tenue, y no se distinguen claramente los límites entre células en algunas zonas del tricoma, los heterocitos son cuadrados y en ocasiones se observan más largos que anchos. Diámetro del filamento 5.9-15.8 μm , diámetro del tricoma 2.6-6.6 (9.0) μm , largo celular 6.6-8.0 μm , heterocitos 3.9-10.5 x 8.5-10.0 μm .

Muestras: ChisPa 100, 101, 108

Scytonema pascheri Bharadwaja, Rev. Alg. 7: 158, fig. 1 C, D. 1934.

Lámina 20 (c-e), 30 (e-f), 31 (a)

Filamentos abundantes (crecimiento principal) con ramificaciones falsas sin un patrón definido. Las vainas que presenta son amplias bien definidas, gruesas en el margen y con lamelaciones orientadas de forma paralela, coloreadas de amarillo-café más intensamente en el margen, hacia los ápices tiende a ensancharse. Los tricomas son de coloración verde azulada brillante; el contenido celular es homogéneo, las células son más anchas que largas con la presencia de constricciones evidentes entre las células aunque no en la mayoría. Los heterocitos son comprimidos de igual forma que las células que conforman los tricomas, a veces, ligeramente menos anchos, de color verde muy tenue a incoloros y brillantes. Diámetro de los filamentos 13.0-20.0 μm , diámetro de los tricomas 8.0-12.0 (13.0) μm , largo celular 4.0-6.0 μm , heterocitos (8.0) 10.0 (12.0) x 6.8 (10.0) μm .

La descripción anterior difiere de la descripción hecha por Desikachary (1959) en el largo de los heterocitos, en el caso del material de Palenque son menos largos pero el resto de los caracteres son similares a la descripción.

En cultivo: Las vainas se observan densas, hialinas y no tan gruesas en el margen como en las preparaciones fijas, contenido celular granuloso y de coloración verde azul, células apicales

redondeadas, en esta parte la vaina se hace muy delgada y se hace amplia dando la apariencia de un pétalo. Presencia de heterocitos generalmente cuadrados y en ocasiones ligeramente más anchos que largos, en general las dimensiones son mayores a las descritas en los ejemplares de las muestras fijadas. Diámetro del filamento (20.0 μm) 23.0 - 28.5 μm , diámetro del tricoma 15.9- 24.2 μm , largo celular 7.1-16.5 μm , heterocitos 17.6-19.2 x 14.8- 23.1 μm .

Muestras: ChisPa 60, 103 (cultivo 14), 111, 112, 113, 114, 115, 116, 117, 118, 119, 120

Distribución: Bangladesh, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: sobre cortezas de árboles. Lignícolas (LACET 2014).

Scytonema pseudoguyanense Bharadwaja, Rev. Alg. 7: 164, fig. 3A. 1934.

Lámina 20 (f), 21 (a)

Filamentos con vainas muy amplias y de coloración amarillenta, son gruesa en el margen y espesas, presenta lamelaciones no paralelas más abiertas hacia el ápice del filamento, en las zonas más alejadas del ápice las vainas son homogéneas y no se distinguen lamelaciones. Los tricomas son de coloración verde azul oscuro, con células más anchas que largas y constricciones evidentes a lo largo del filamento, los heterocitos son cuadrados e incluso en ocasiones más largos que anchos de coloración verde azul. Diámetro del filamento (13.0) 16.0-20.0 μm , diámetro del tricoma 5.0-6.0 (8.0) μm , largo celular 2.0-4.0 (5.0-6.0) μm .

En general los caracteres morfológicos son similares a los descritos por Desikachary (1959), sin embargo las dimensiones aquí descritas para el material de Palenque, son ligeramente mayores, para esta especie, principalmente en el espesor de las vainas que las describe menos amplias, así como en el largo y ancho de las células que conforman los tricomas, a pesar de estas diferencias es la especie a la que más se asemeja.

Muestras: ChisPa 44, 45, 47, 48, 102, 103, 104, 105, 106

Distribución: India, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: rocas, aerofíticas (LACET 2014).

Scytonema schmidtii Gomont, Bot. Tidsskr. 24: 207, pl. 5: figs. 1-4.

Lámina 21 (b), 31 (b-c)

Filamentos dispersos, poco abundantes con presencia de ramificaciones falsas, la vaina que rodea al filamento es poco amplia y gruesa en el margen, incolora aunque en algunas porciones se observa ligeramente amarillenta, con pocas lamelaciones. Los tricomas están conformados con células de coloración verde azulada; estas células son comprimidas (más anchas que largas) y homogéneas a lo largo del tricoma, pocas veces se presentan cuadradas; presentan constricciones muy ligeras en los septos y algunas granulaciones en el interior, los heterocitos son más o menos comprimidos (a veces cuadrados) e incoloros. Diámetro filamento (4.0-6.5) 9.9-11.0 μm , tricoma (3.3) 5.2-8.0 μm , largo celular (2.0) 2.6-7.2 μm , heterocitos 5.3 x 2.0-3.0 μm .

En cultivo: Filamentos delimitados por una vaina densa, gruesa y ligeramente amplia y teñida en algunas partes de un tono amarillento. Los tricomas están formados por células isodiamétricas en su mayoría, con constricciones muy evidentes, coloración desde verde azul hasta ligeramente vino muy claro. Los heterocitos son intercalares y presentan una coloración amarillenta brillante y

contenido celular muy denso. Diámetro del filamento (3.9) 4.6- 6.6 (7.2) μm , diámetro de la célula 3.3-5.9 μm , largo celular 2.6-3.9 (5.9) μm , heterocitos mismas dimensiones celulares.

Muestras: ChisPa 11, 12, 13, 14, 15, 16, 17, 18, 20, 24, 28, 30, 32, 36, 38, 41, 42, 43, 50, 53, 56 (en cultivo), 75, 76, 98 (en cultivo), 107 (cultivo 12), 109, 110

Distribución: India, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: paredes húmedas, suelos húmedos, suelos alcalinos, muros calcáreos. Subaéreas, epilíticas, edáficas (LACET 2014).

A continuación se describen 6 variantes a la descripción anterior, las cuales se refieren principalmente a las dimensiones y características de la vaina, pero que no son suficientes para ser asignadas bajo un nombre específico distinto.

Variante 1

Lámina 21 (c-d)

Filamentos de coloración verde azul más o menos intensa, y una vaina alrededor del tricoma que es gruesa en el margen y con gránulos de carbonato adheridos a ella (casi siempre), es amplia y con lamelaciones poco evidentes en algunos casos, pero también se observan muy marcadas y dispuestas de manera paralela, es incolora a ligeramente amarillenta principalmente en la parte más externa. Los tricomas formados por células que son mas largas que anchas y sin constricciones entre ellas, el ápice del tricoma es redondeado. Los heterocitos son cuadrados generalmente (a veces ligeramente redondeados) y de las mismas dimensiones que el resto de las células del tricoma. En este caso las dimensiones son menores a las muestras fijas. Diámetro filamento 4.6-7.0 (10.0) μm , diámetro tricoma 3.3-4.6 (5.2) μm , largo celular (3.3) 4.6-10.0 μm .

Muestras: ChisPa 14, 15, 16, 18, 20, 24, 28, 30, 75, 76, 101, 109, 110

Variante 2

Lámina 21 (e-f)

Filamentos con vainas muy amplias incoloras hasta amarillentas y tonos cafés, esta coloración se hace más intensa en el margen que es generalmente grueso, se observan lamelaciones paralelas y en algunas regiones de la vaina estas son muy gruesas. Células del tricoma color verde azul pálido, presenta células que son cuadradas hasta comprimidas y en ocasiones algunas ligeramente más largas que anchas, con granulaciones en algunas células y otras se observan homogéneas, en algunas partes del filamento se observan constricciones entre las células y en otras no se distinguen. Los heterocitos son más o menos cuadrados y similares en dimensión al resto de las células que conforman el tricoma. Las dimensiones son mayores en el caso del diámetro del filamento, por lo que las vainas son más amplias, mientras que el diámetro del tricoma y largo celular son menores en comparación con las muestras fijas. Diámetro del filamento 8.0-16.0 μm , diámetro del tricoma 2.6-6.0 μm , largo celular 3.0-5.0 (6.0) μm .

Muestra: ChisPa 32

Variante 3

Lámina 22 (a-b)

Filamentos con una vaina amplia, densa, muy gruesa en el margen y con muchas lamelaciones (al menos 6) arregladas paralelamente y en algunas porciones las lamelaciones se observan aserradas, incolora en algunas porciones del filamento (muy pocas) a amarillo-verde, amarillento café. Los tricomas son de coloración verde olivo, las células son cuadradas, rectangulares o comprimidas, más anchas que largas y viceversa conforme crece el filamento, se distinguen los

heterocitos cuadrados generalmente. Dimensiones mayores a las registraas en lejeemplares de muestras fijas. Diámetro del tricoma 7.0-10.0 (12.0) μm , largo de las células 3.9-30.0 μm , espesor de la vaina 3.9-6.0 μm , heterocitos 8.0-10.0 x 12.0-18.0 μm .

Muestra: ChisPa 36

Variante 4

Lámina 22 (c)

Filamentos con vainas amplias incoloras a amarillentas, el color se intensifica en el margen que siempre es mucho más grueso cuando se encuentra coloreado, presentan pocas lamelaciones en algunas regiones pero en otras están ausentes, de modo que la vaina se observa homogénea. Los tricomas son de coloración verde azul tenue a pálido, con células más largas que anchas, aunque algunas se observan totalmente cuadradas con constricciones (ligeramente toruloso). Diámetro de filamento 8.0–12.0 μm , diámetro del tricoma 5.0-7.3 μm , largo de la células 5.2- 9.0 μm , heterocitos de igual dimension que el resto de las células.

Muestra: ChisPa 38

Variante 5

Lámina 22 (d-e)

Filamentos que presentan una vaina muy amplia que va de incolora a ligeramente amarillenta y en algunos casos con un margen muy grueso y con presencia de lamelaciones, estas últimas se observan desde paralelas hasta divergentes hacia el exterior, no de manera general solo en algunas regiones. Los tricomas son de coloración verde azulado, más o menos brillante, a veces se presentan constricciones entre células que son generalmente comprimidas, a veces cuadradas, pocas veces más largas que anchas. Los heterocitos son usualmente más largos que anchos y con una coloración distinta al resto de las células, café amarillento. Diámetro del filamento (6.0) 8.0-10.0 μm , diámetro del tricoma 4.0-5.0 (6.0) μm , largo celular 2.0-5.0 μm , heterocitos 4.0-5.0 (6.0) x 8.0-9.0 μm .

Muestras: ChisPa 41, 42

Variante 6

Lámina 22 (f)

Filamentos, presenta vainas muy amplias lameladas, ligeramente amarillentas y gruesas principalmente en el margen, tricoma de color verde azul brillante a amarillento café. Los tricomas presentan células que van de comprimidas a algunas más o menos cuadradas, a veces no se distingue el límite entre una célula y otra, el contenido celular es evidentemente granuloso en algunas células. Los heterocitos son poco abundantes, los que se observan son más esféricos e incoloros. Espesor de la vaina 2.0-23.0 μm , diámetro del tricoma 3.9-10.0 μm , largo celular 2.0-8.0 μm , heterocitos 5.0 x 5.0 μm .

Muestras: ChisPa 50, 53

Scytonema subtile K. Möbius, Flora 75: 448, fig. 21. 1892.

Lámina 23 (a-c)

Los filamentos son curvados con vainas muy amplias, densas y muy gruesas en el margen, están coloreadas de amarillo intenso y marrón - negruzco principalmente en los márgenes, se observan homogéneas y con abundantes lamelaciones. Los tricomas son de coloración verde azul más o

menos oscuro a verde olivo, el contenido celular homogéneo, las células son comprimidas y llegan a presentarse más largas que anchas, sin presencia de constricciones, los heterocitos generalmente son más largos que anchos y ocasionalmente comprimidos. Diámetro filamento 6.0-12.6 μm , diámetro tricoma 4.0-5.3 μm , largo celular 5.0-8.0 μm , heterocitos 4.0-5.0 x 10.0-12.0 μm .

Difiere de la descripción hecha por Desikachary (1959) en la pigmentación de las vainas quien las describe como incoloras.

Muestras: ChisPa 93, 95, 97

Distribución: Bangladesh, México (Palenque) (LACET 2014).

Ambientes y formas de vida: sobre cortezas de árboles. Lignícolas (LACET 2014).

Stigonemataceae C. Agardh ex Bornet et Flahault

Stigonema C. Agardh ex Bornet et Flahault

***Stigonema* sp.**

Lámina 34 (e-f)

Talo filamentoso que en algunos fragmentos las células se ordenan por dos líneas, ramificaciones verdaderas laterales sin heterocitos como base de la ramificación pero si a lo largo de las ramas, células mas largas que anchas y de forma esférica, las células de coloración verde azul y de pared gruesa, el mucílago no es amplio y cercano al contorno de las paredes celulares. Las ramificaciones no difieren en forma del tricoma principal. Diámetro de los filamento 4.4- 8.8 μm , largo de las células 3.7- 8.2 μm .

Muestras: ChisPa 24 (cultivo 22)

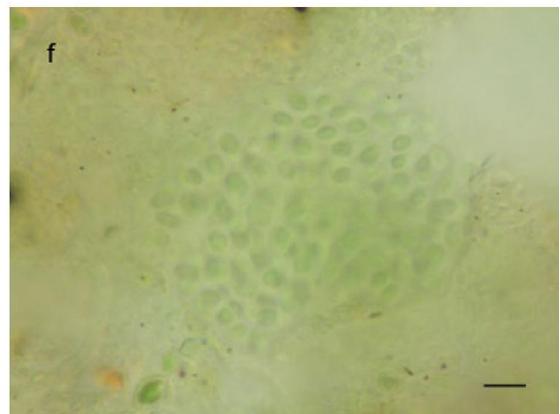
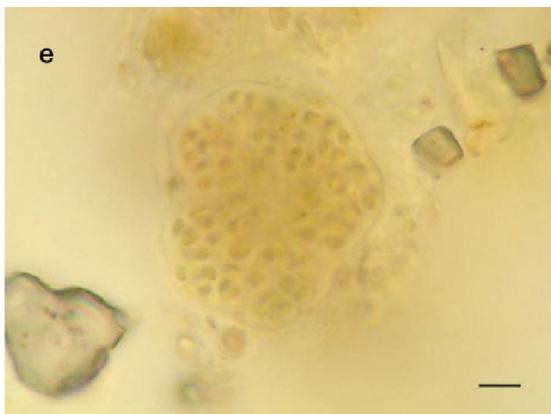
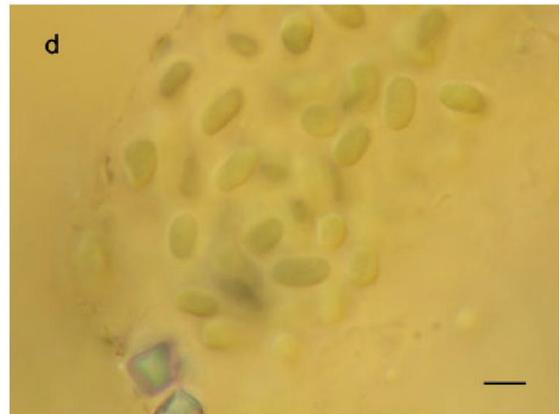
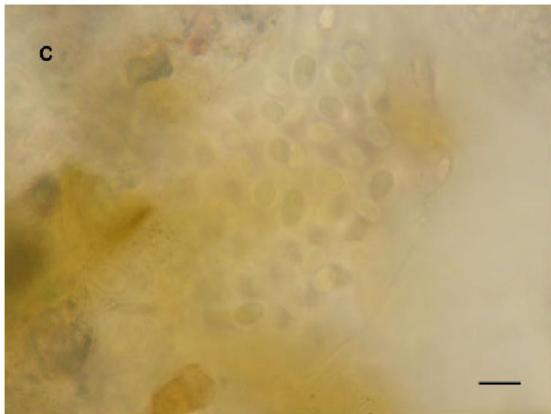
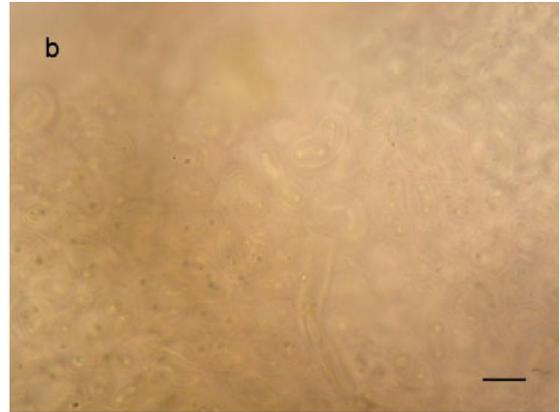
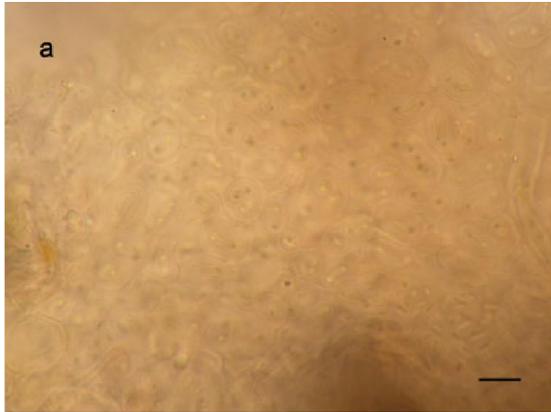


Lámina 1. Chroococcales: *Aphanothece*. (a-b) *Aphanothece caldariorum*, (c-d) *A. castagnei*, (e-f) *A. saxicola*. La barra equivale a 5 μ m.

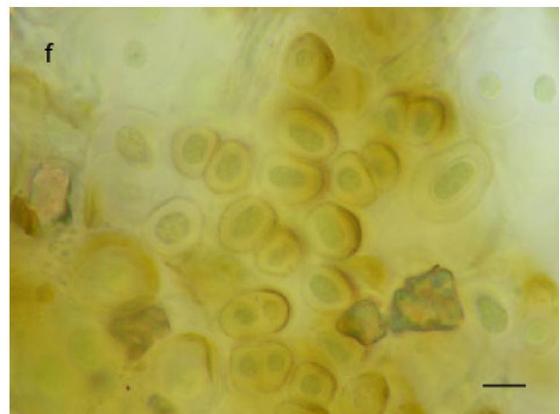
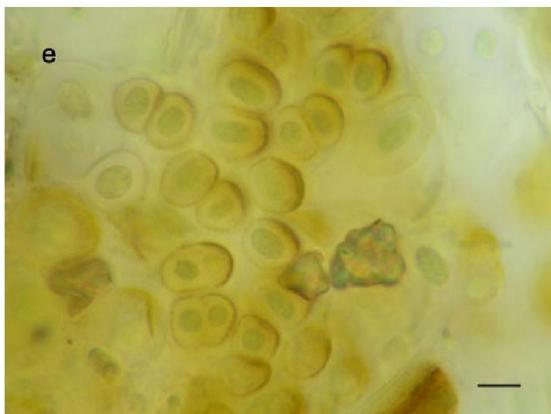
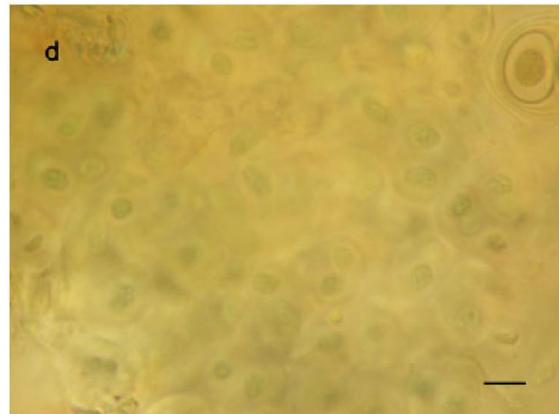
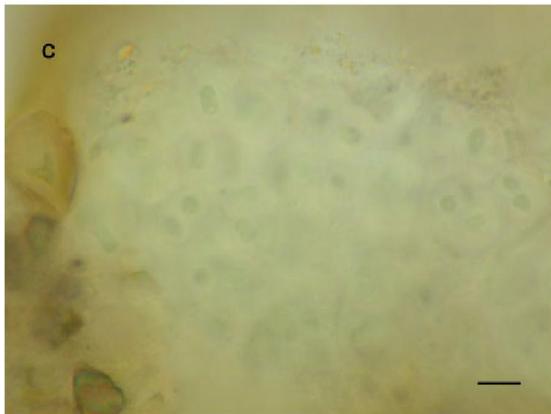
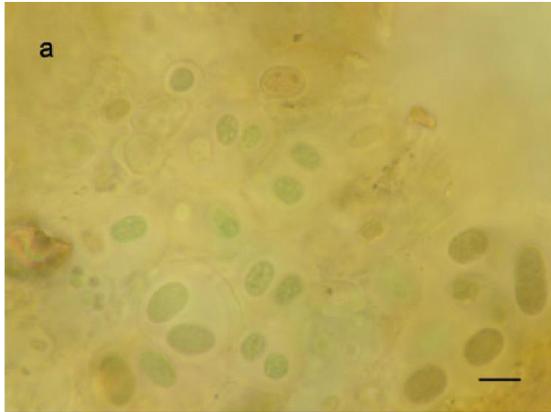


Lámina 2. Chroococcales: *Gloeotheca*. (a-b) *Gloeotheca confluens*, (c-d) *G. cyanochroa*, (e-f) *G. palea*. La barra equivale a 5 μ m.

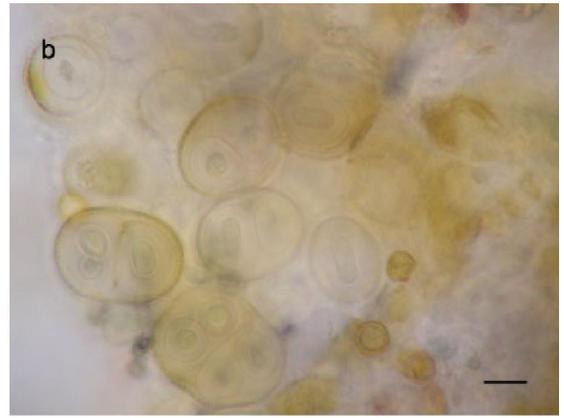
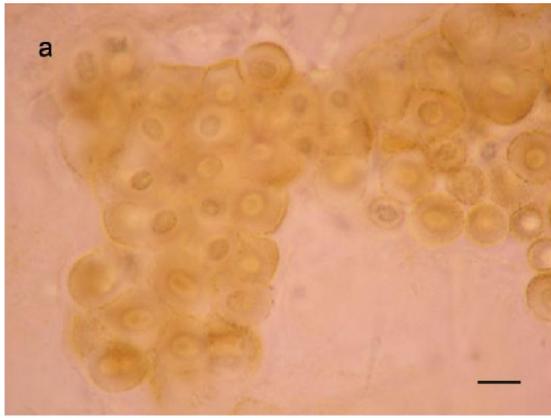


Lámina 3. Chroococcales: *Gloeothece*. (a-b) *Gloeothece rupestris*, (c-f) *G. tepidariorum*. La barra equivale a 5 μ m.

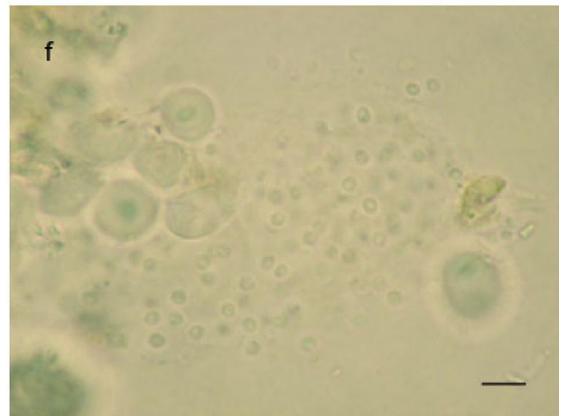
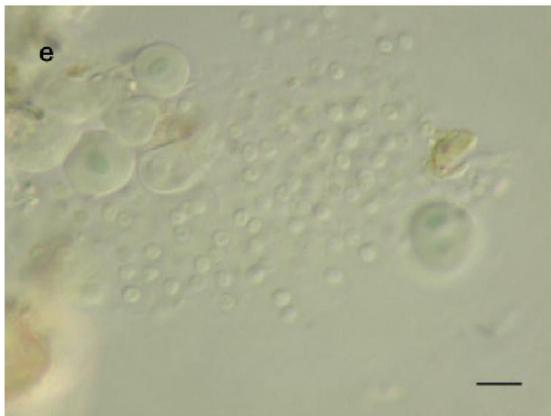
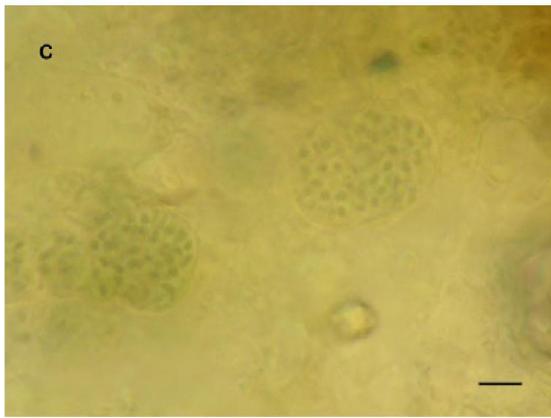
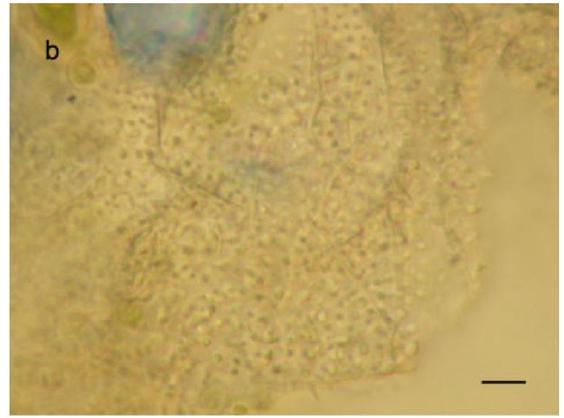
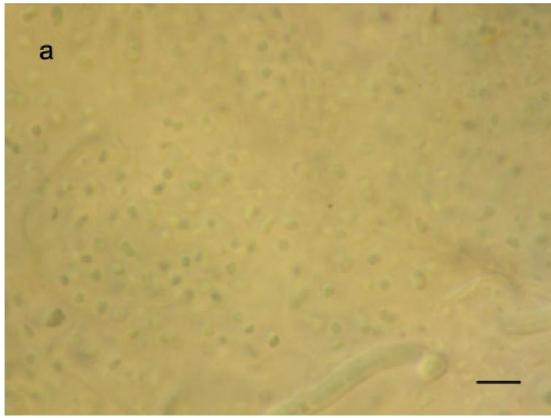


Lámina 4. Chroococcales: *Aphanocapsa*. (a-b) *Aphanocapsa fusco-lutea*, (c-d) *A. fusco-lutea* variante 1, (e-f) *A. fusco-lutea* variante 2. La barra equivale a 5 μm .

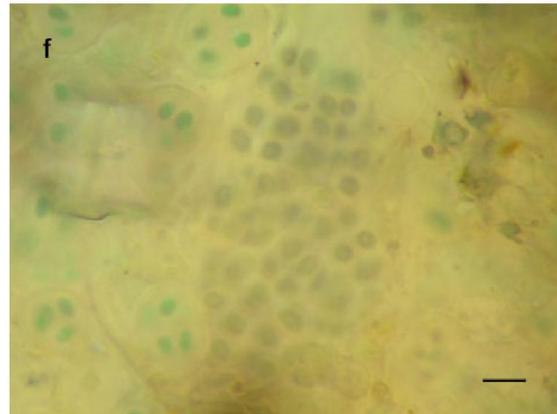
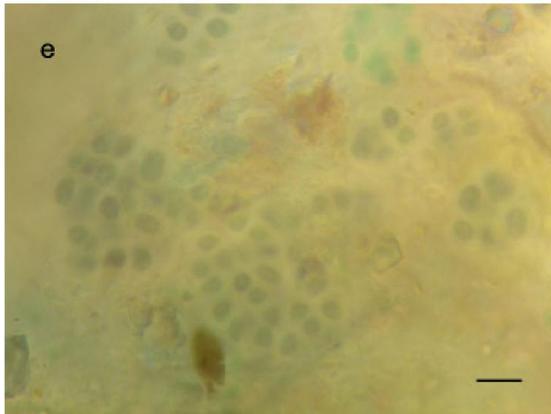
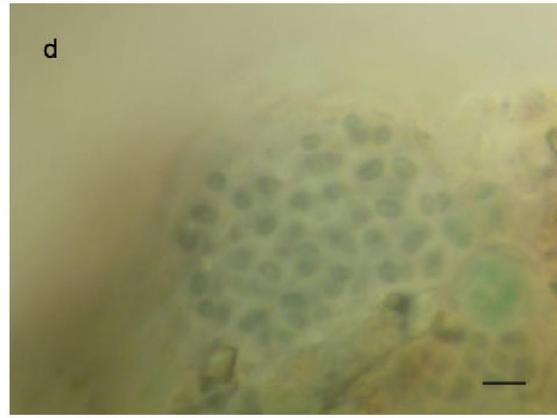
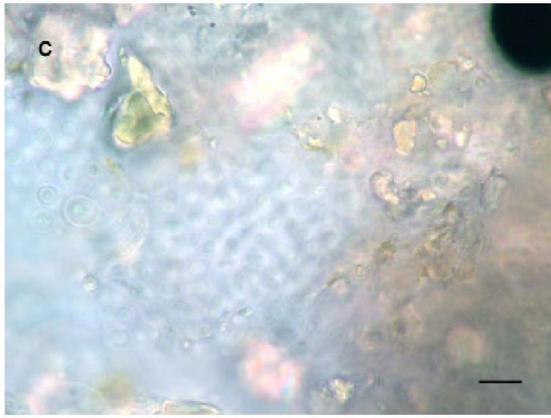
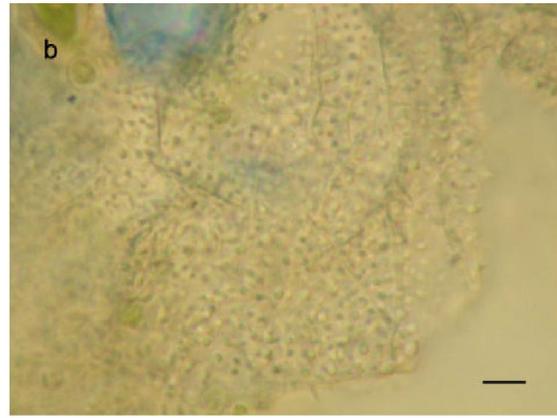
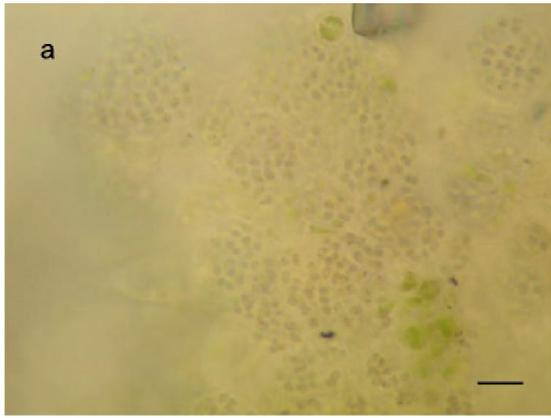


Lámina 5. Chroococcales: *Aphanocapsa*. (a-b) *Aphanocapsa fusco-lutea* variante 3, (c) *A. intertexta*, (d-f) *A. muscicola*. La barra equivale a 5 μ m.

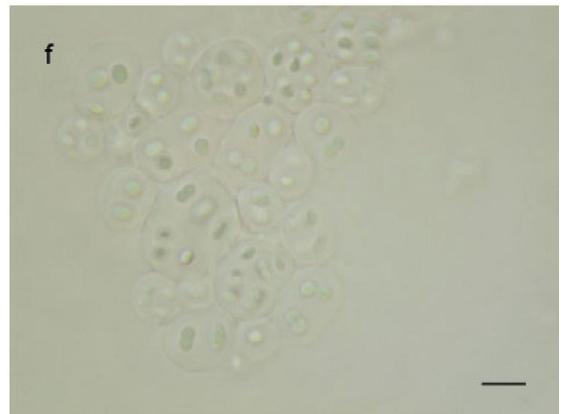
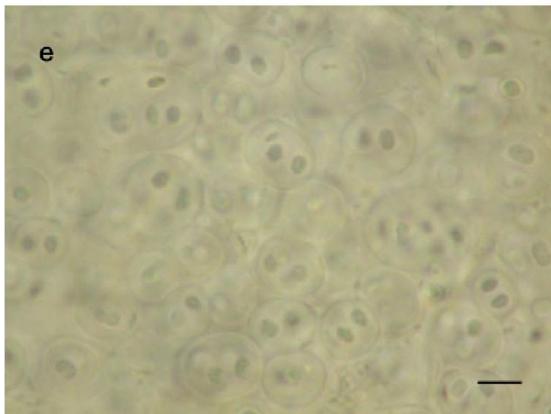
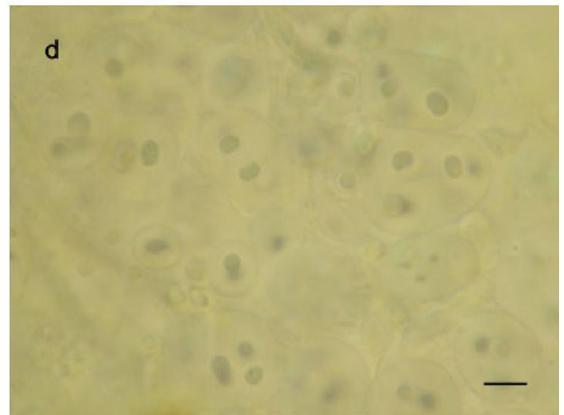
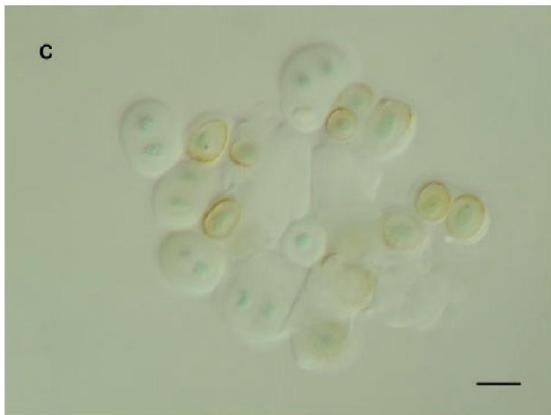
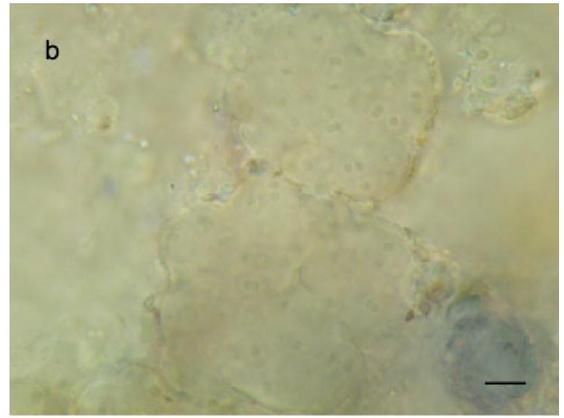
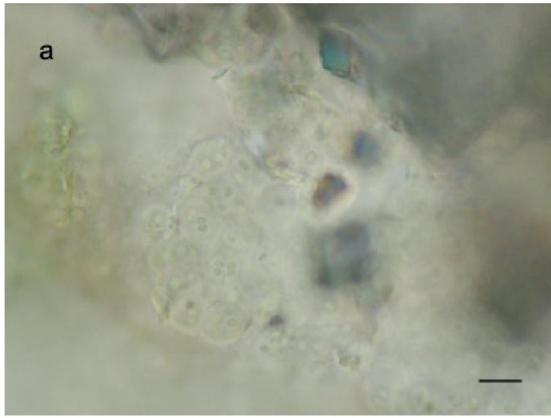


Lámina 6. Chroococcales: *Gloeocapsa*. (a-b) *Gloeocapsa acervata*, (c-f) *G. aeruginosa* . La barra equivale a 5 µm.

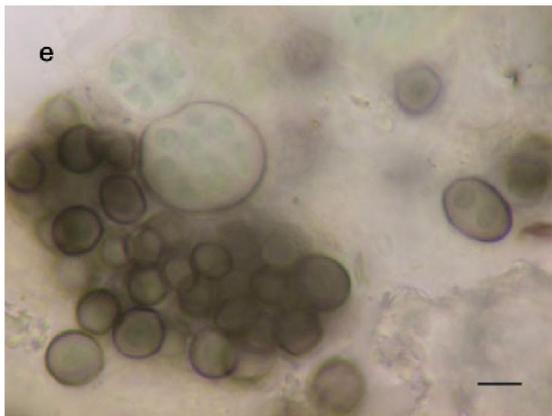
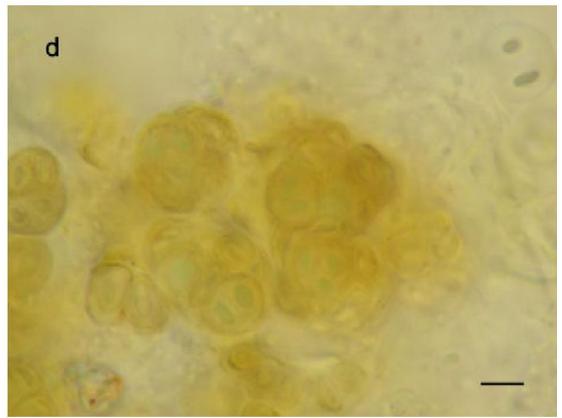
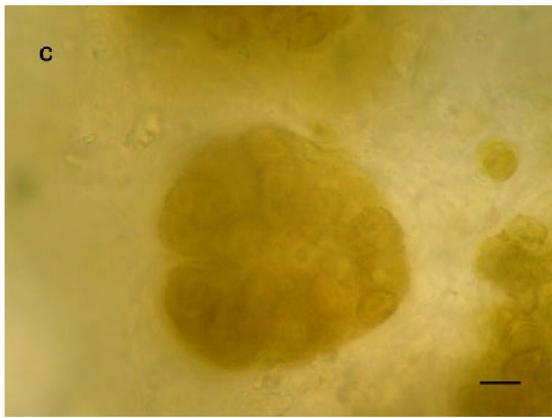
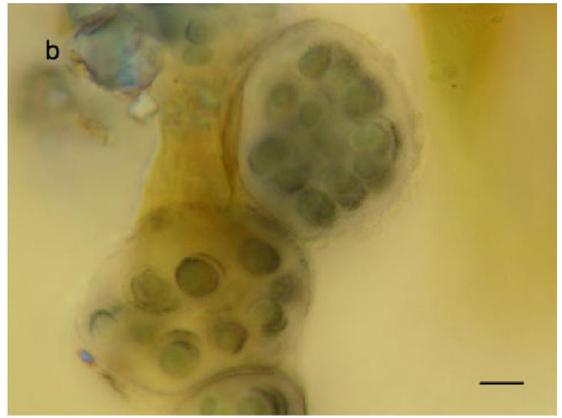
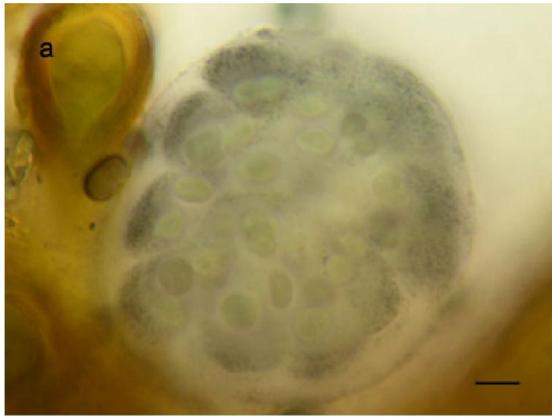


Lámina 7. Chroococcales: *Gloeocapsa*. (a-b) *Gloeocapsa alpina*, (c-d) *G. biformis*, (e-f) *G. bituminosa*. La barra equivale a 5 μm .

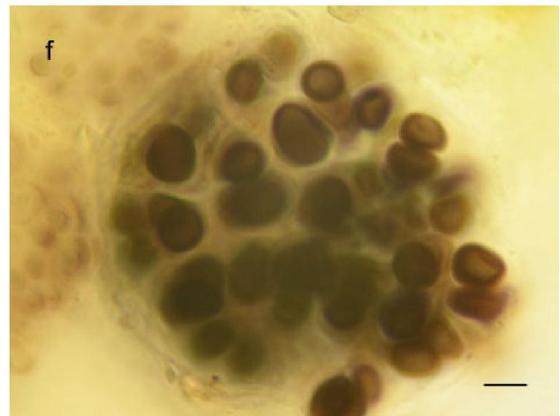
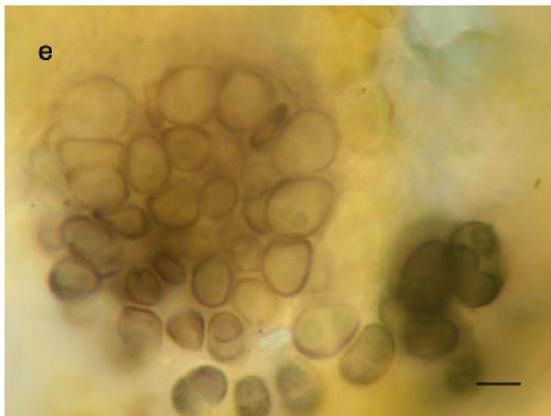
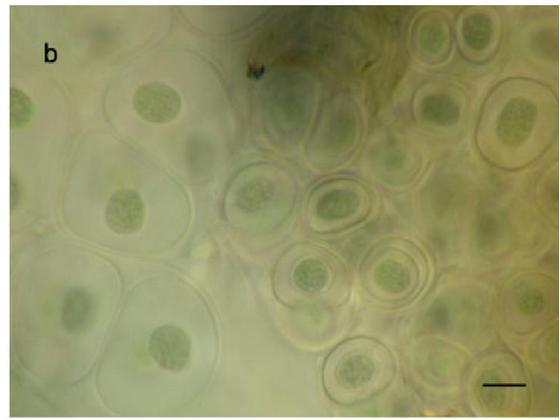
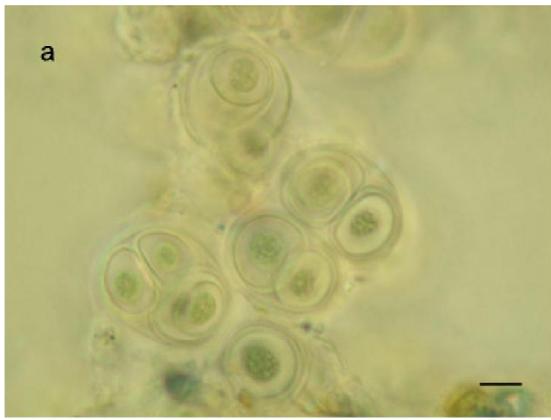


Lámina 8. Chroococcales: *Gloeocapsa*. (a-c) *Gloeocapsa caldariorum*, (d-f) *G. compacta*. La barra equivale a 5 μm .

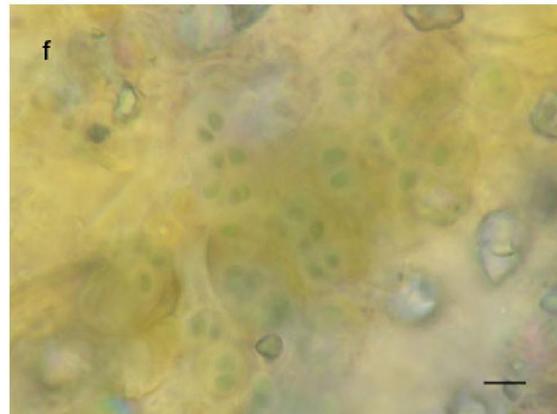
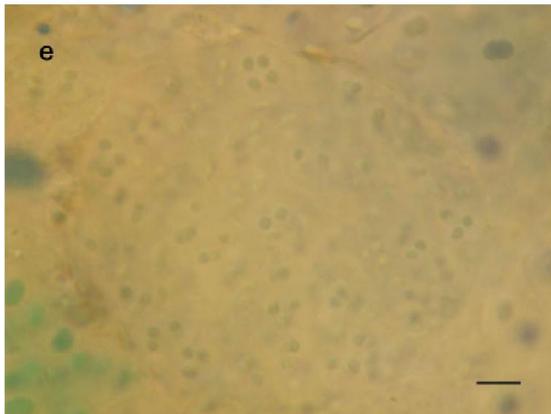
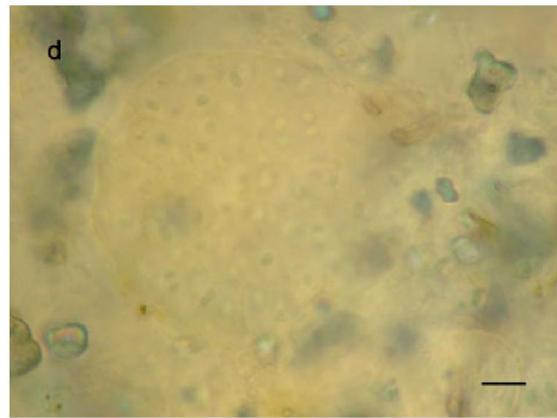
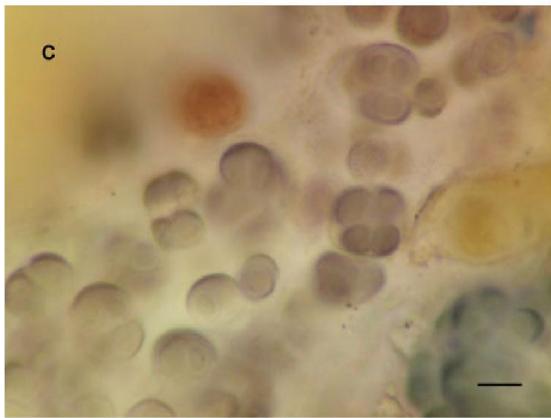
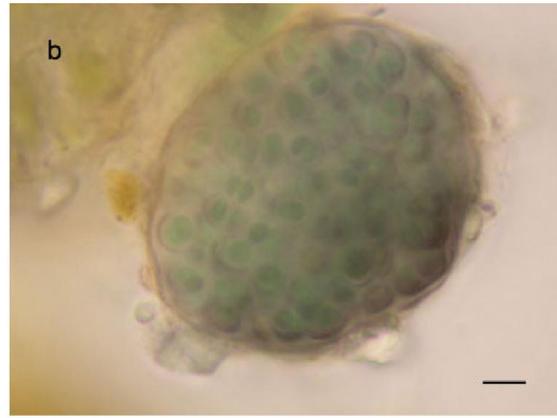
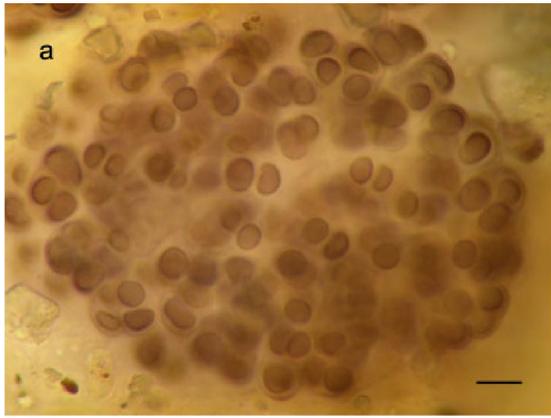


Lámina 9. Chroococcales: *Gloeocapsa*. (a-c) *Gloeocapsa compacta*, (d-e) *G. fusco-lutea*, (f) *G. gelatinosa*. La barra equivale a 5 μm .

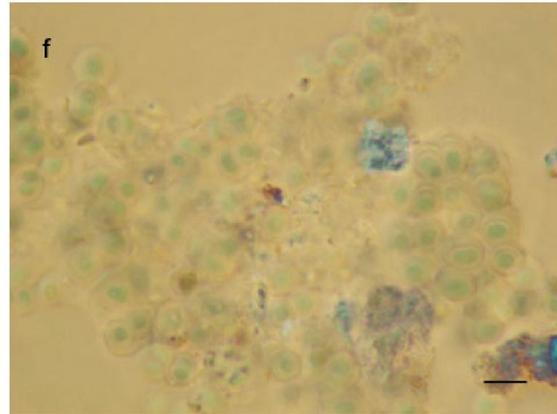
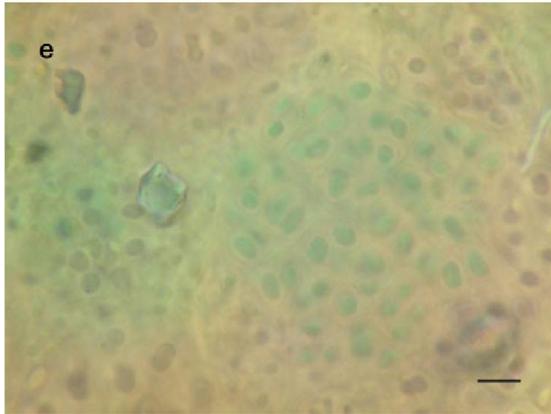
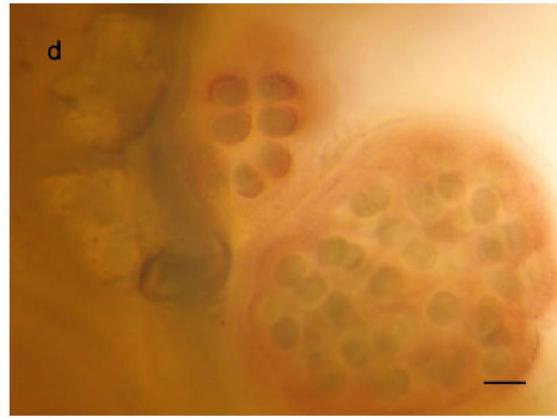
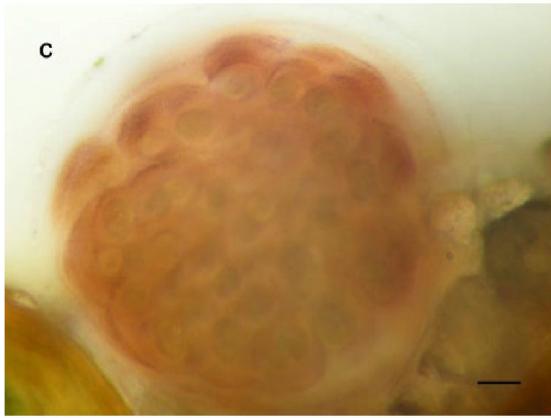
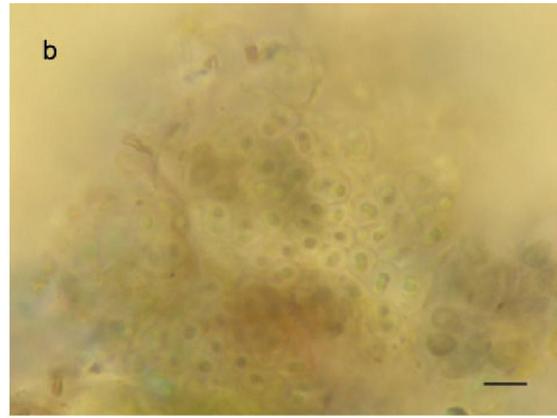
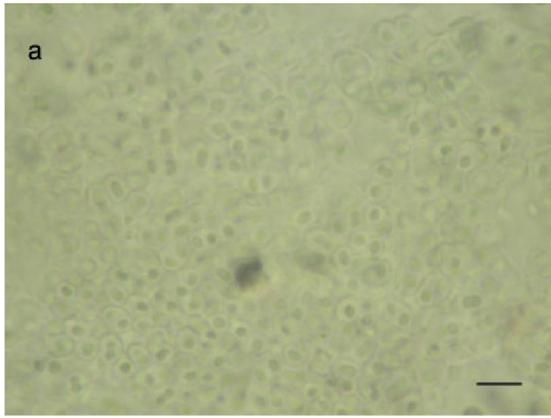


Lámina 10. Chroococcales: *Gloeocapsa*. (a-b) *Gloeocapsa punctata*, (c-d) *G. sanguinea*, (e) *Gloeocapsa* sp.1, (f) *Gloeocapsa* sp. 2. La barra equivale a 5 μ m.

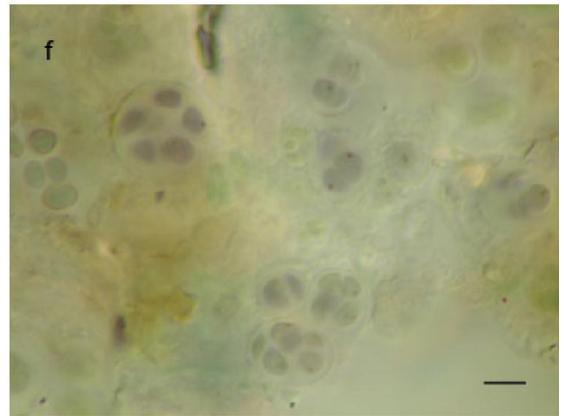
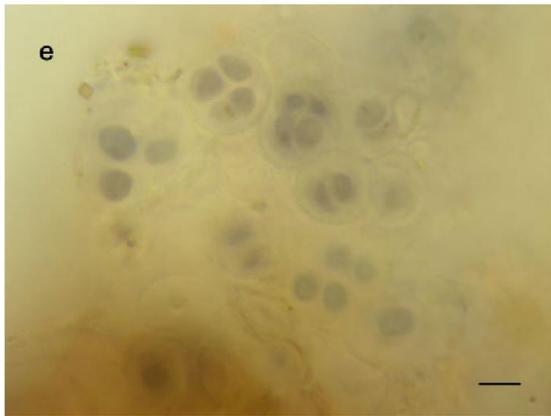
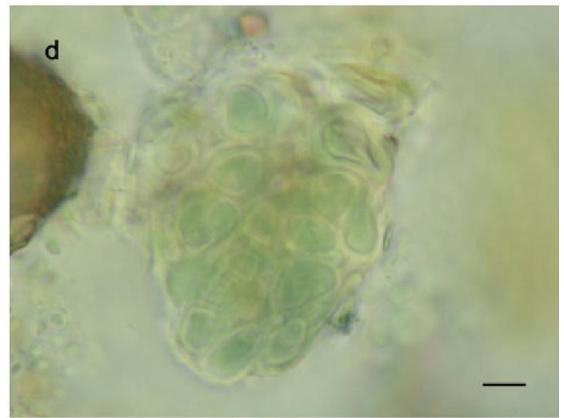
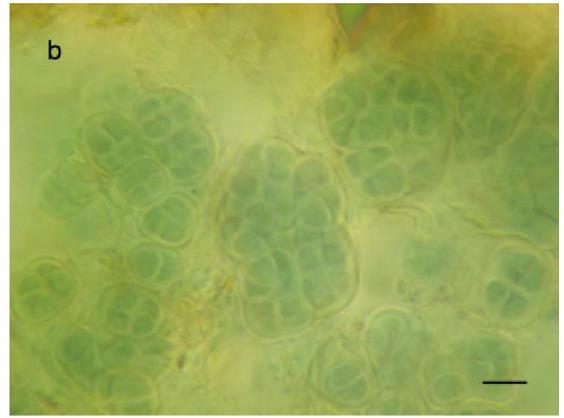
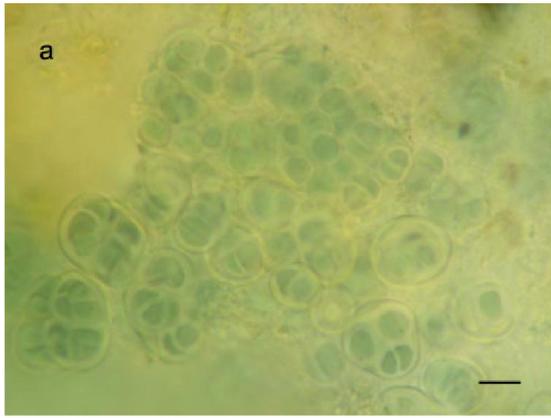


Lámina 11. Chroococcales: *Gloeocapsopsis*. (a-b) *Gloeocapsopsis cyanea*, (c-d) *G. dvorakii*, (e-f) *G. magma*. La barra equivale a 5 μm .

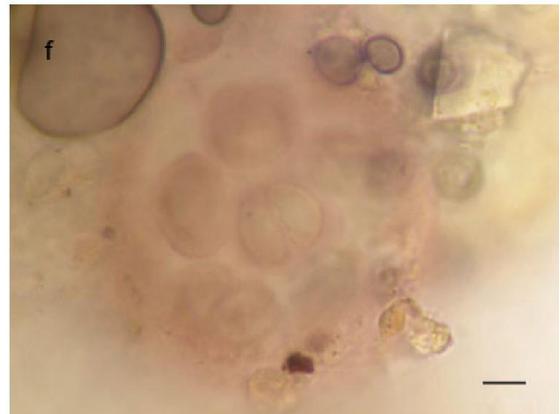
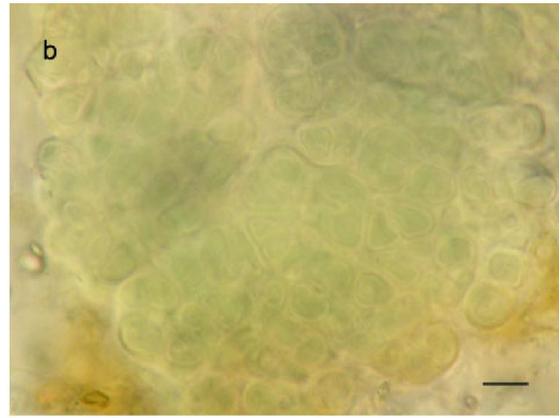
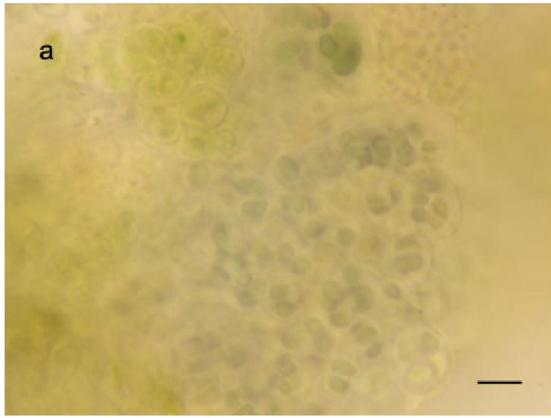


Lámina 12. Chroococcales: *Gloeocapsopsis*. (a) *Gloeocapsopsis* sp. 1, (b-c) *Gloeocapsopsis* sp. 2, (d-f) *Gloeocapsopsis* sp. 3. La barra equivale a 5 μ m.

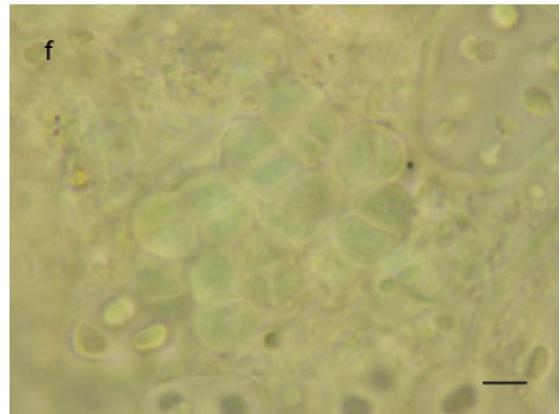
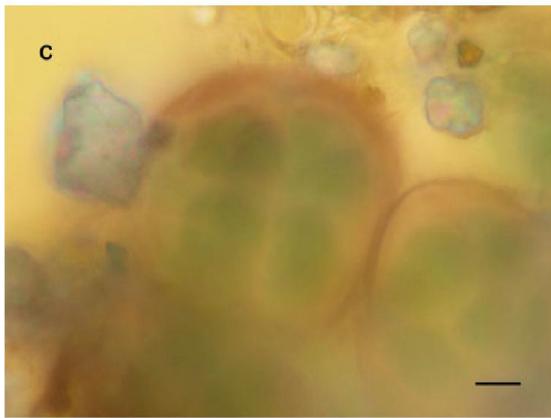
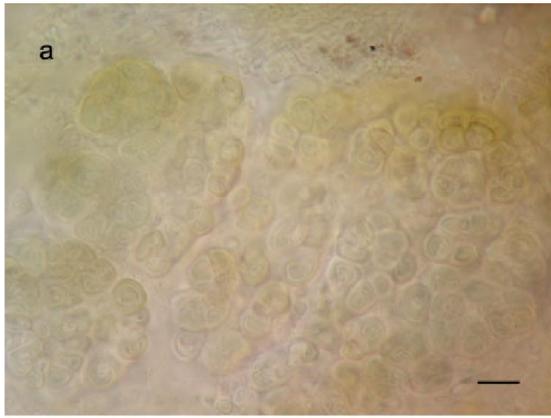


Lámina 13. Chroococcales: *Gloeocapsopsis* y *Chroococcus*. (a-b) *Gloeocapsopsis* sp. 4, (c-d) *Gloeocapsopsis* sp. 5, *Chroococcus coharens* (e-f). La barra equivale a 5 μ m.

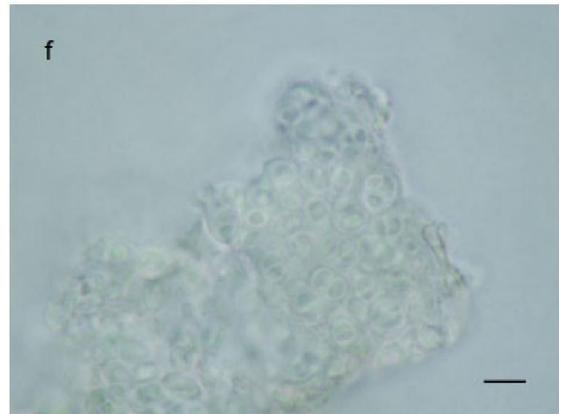
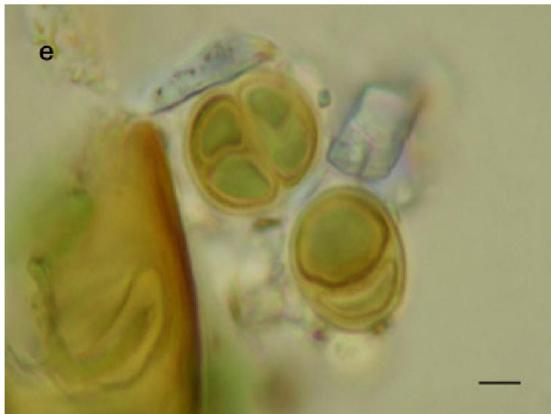
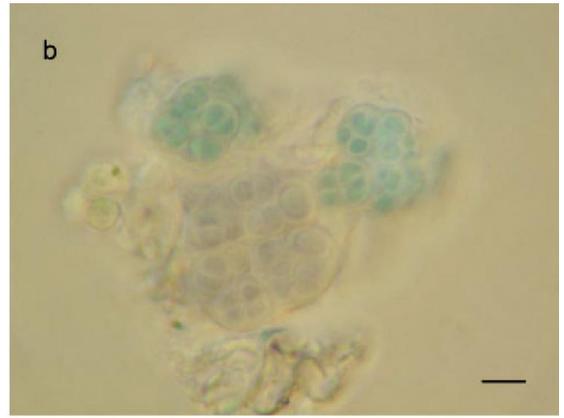
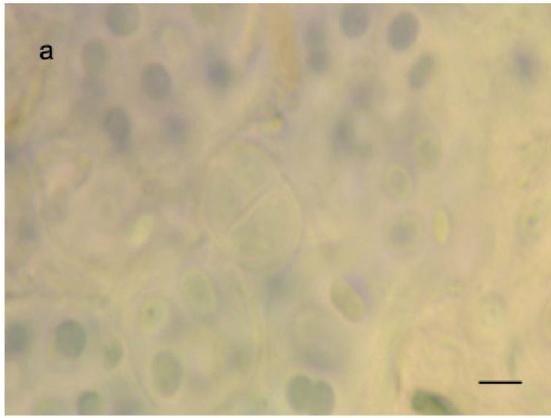


Lámina 14. Chroococcales: *Chroococcus*. (a) *Chroococcus helveticus*, (b-c) *Ch. litophilus*, (d-e) *Ch. montanus*, (f) *Ch. muralis*. La barra equivale a 5 μ m.

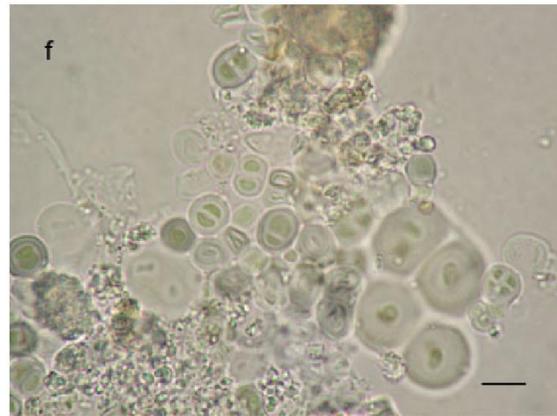
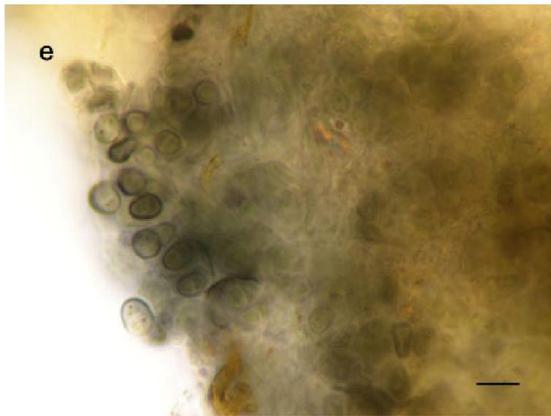
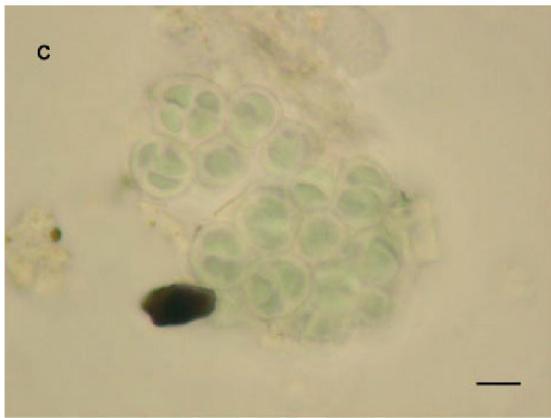
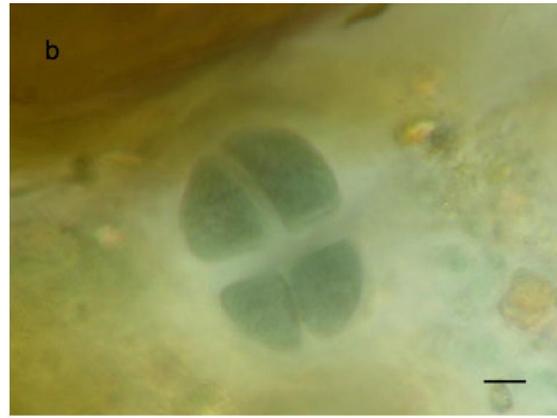


Lámina 15. Chroococcales: *Chroococcus*. (a-b) *Chroococcus turicensis*, (c-d) *Ch. varius*, (e-f) *Chroococcus* sp.1. La barra equivale a 5 μ m.

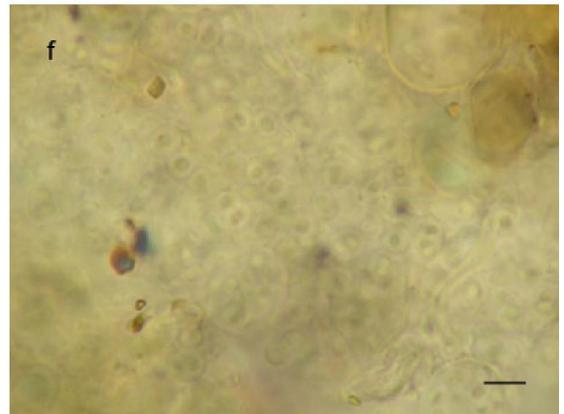
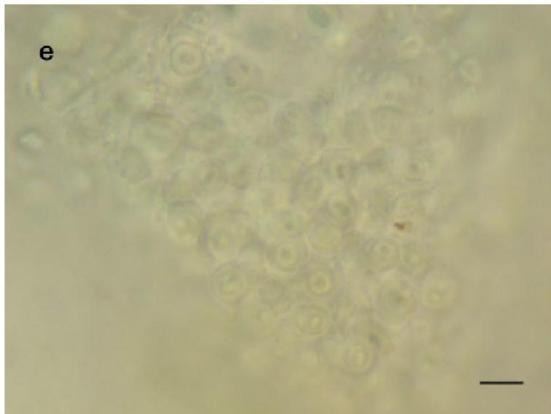
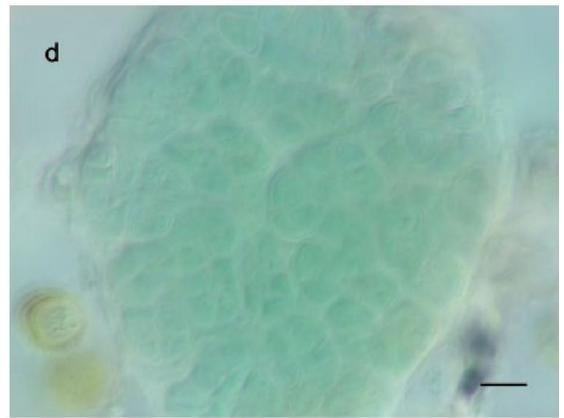
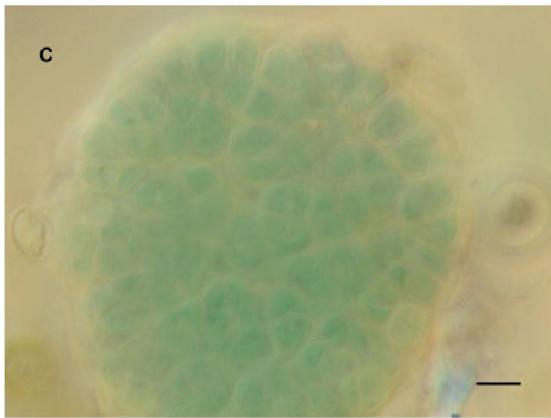
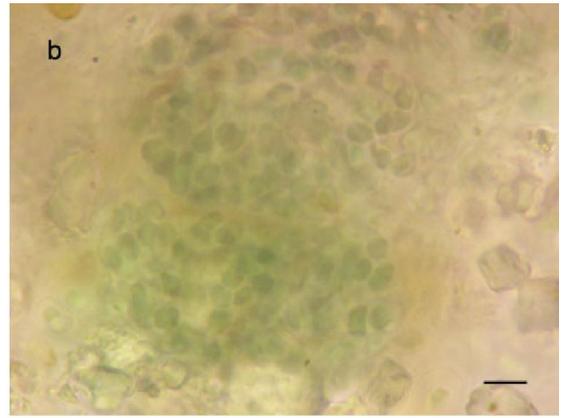
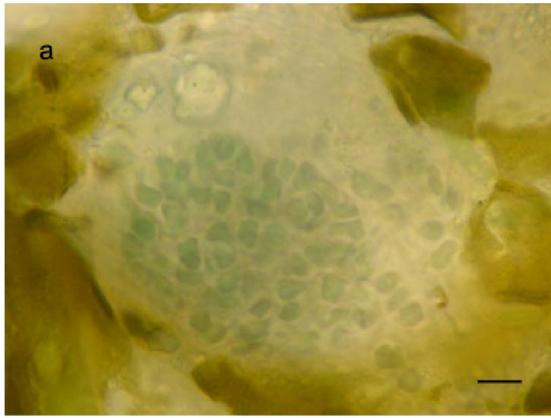


Lámina 16. Chroococcales: *Cyanosarcina*, *Pseudocapsa* y *Chlorogloea*. (a-b) *Cyanosarcina parthenonensis*, (c-d) *Pseudocapsa dubia*, (e-f) *Chlorogloea microcystoides*. La barra equivale a 5 μ m.

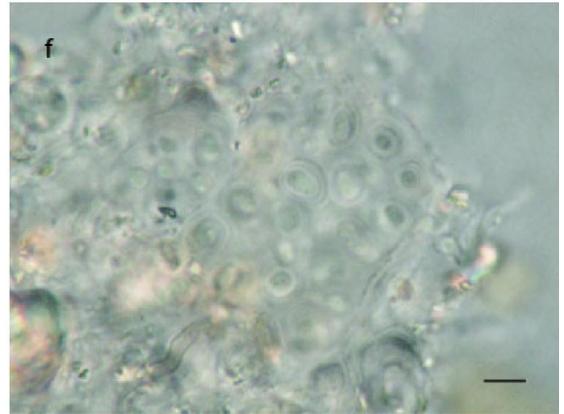
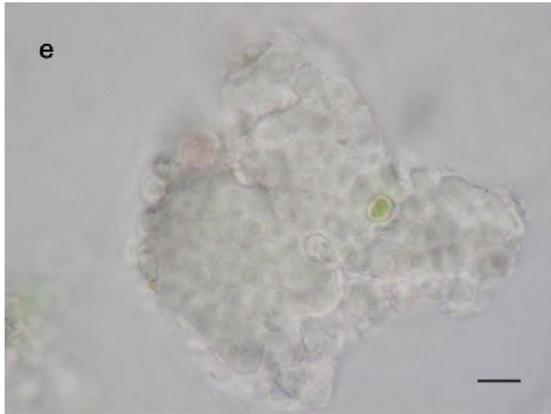
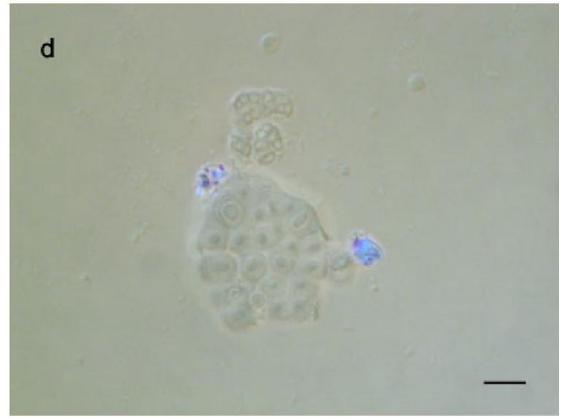
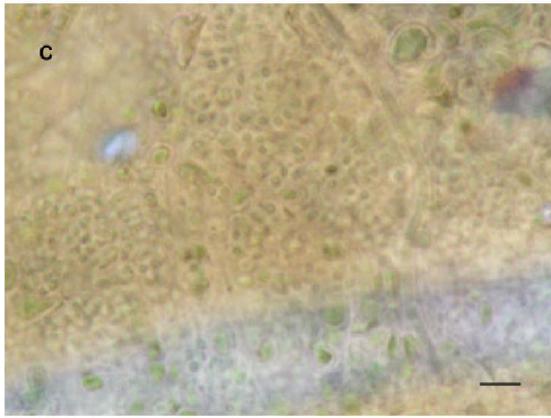
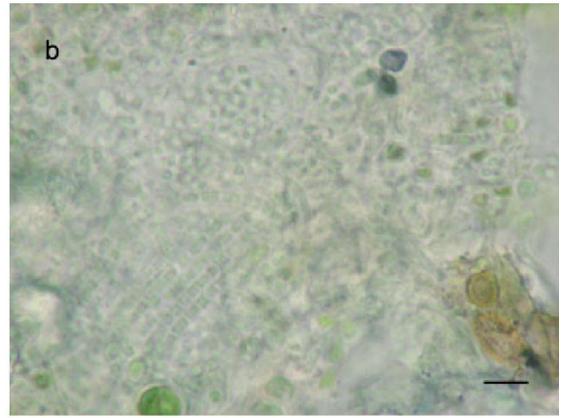
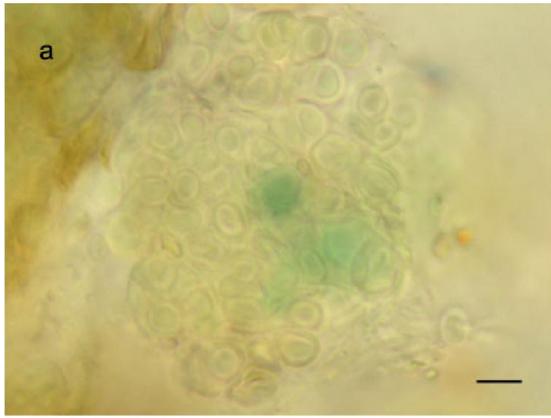


Lámina 17. Chroococcales: *Chlorogloea*. (a) *Chlorogloea novacekii*, (b-c) *Chlorogloea* sp. 1, (d-e) *Chlorogloea* sp. 2, (f) *Chlorogloea* sp. 3. La barra equivale a 5 μ m.

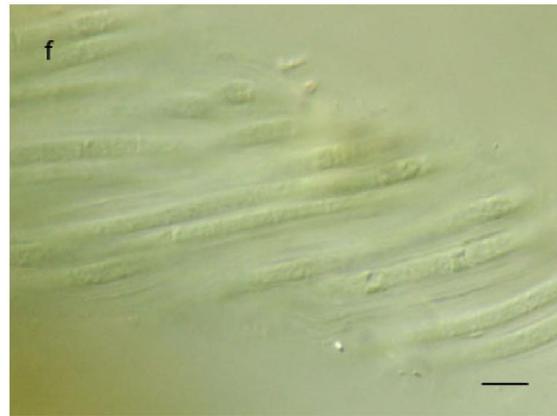
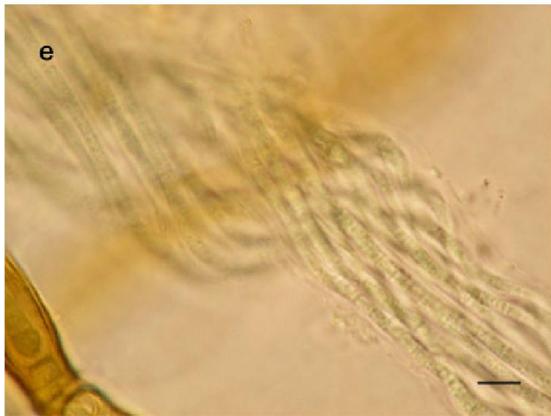
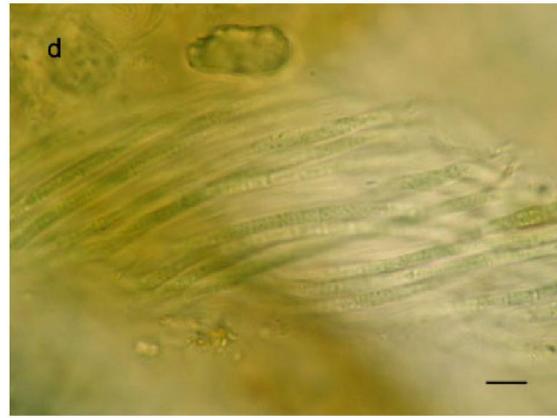
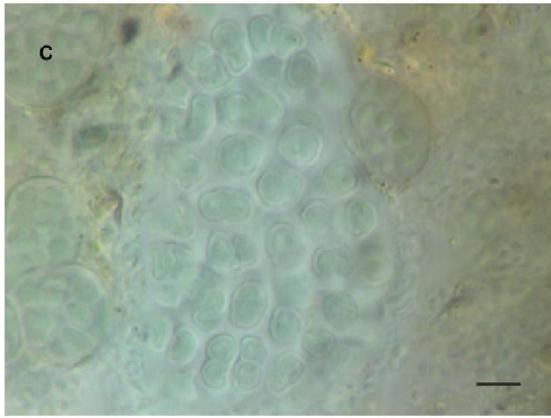
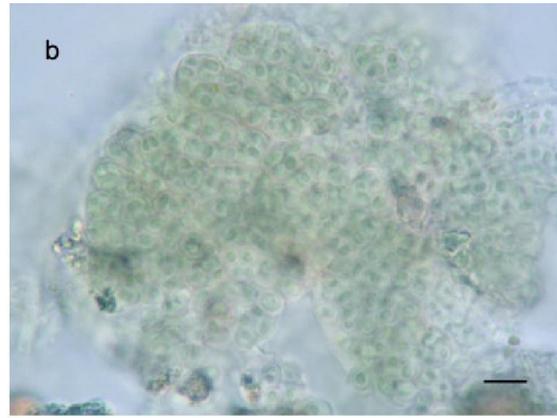
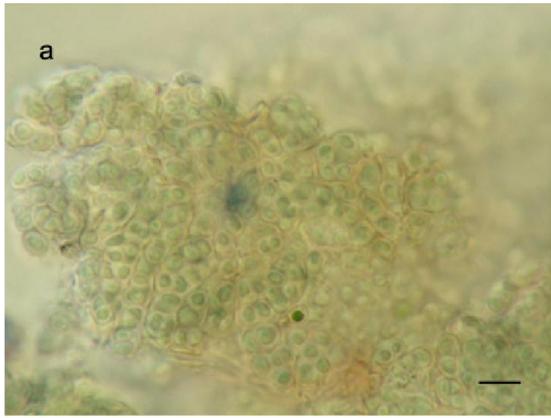


Lámina 18. Chroococcales: *Entophysalis* y *Pleurocapsa*, Oscillatoriales: *Geitlerinema*. (a-b) *Entophysalis* sp., (c) *Pleurocapsa* sp., (d-f) *Geitlerinema amphibium*. La barra equivale a 5 µm.

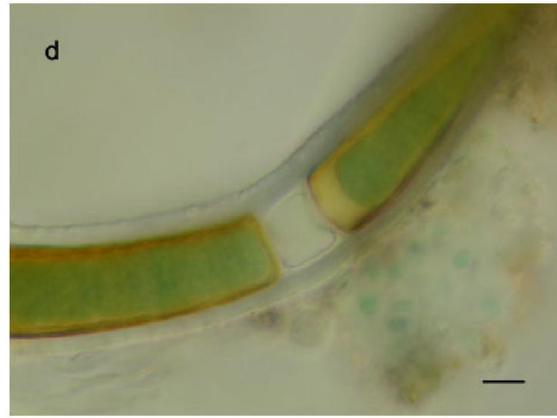
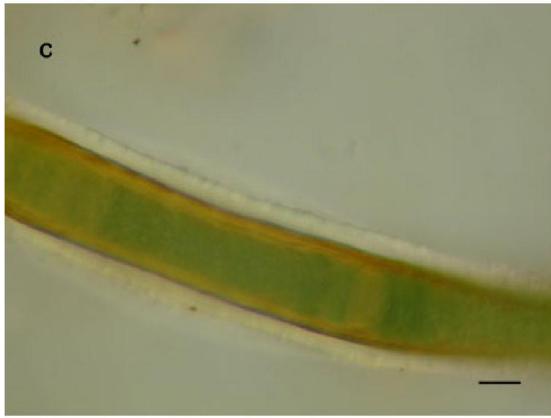
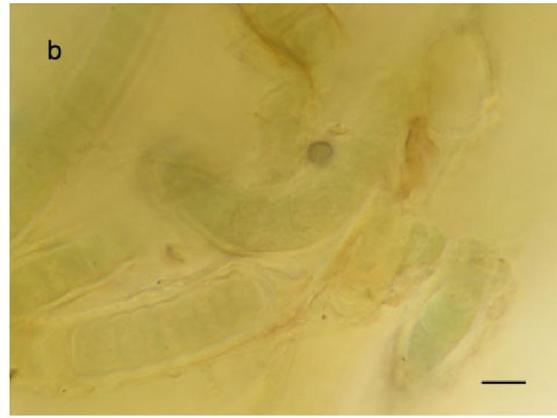
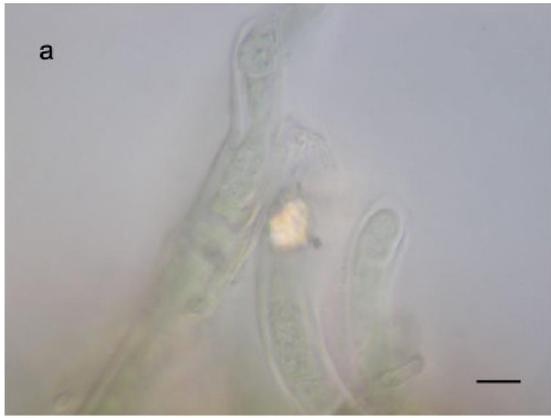


Lámina 19. Nostocales: *Scytonema*. (a-b) *Scytonema javanicum*, (c-d) *Sc. malaviyaensis*, (e-f) *Sc. millei*. La barra equivale a 5 μm .

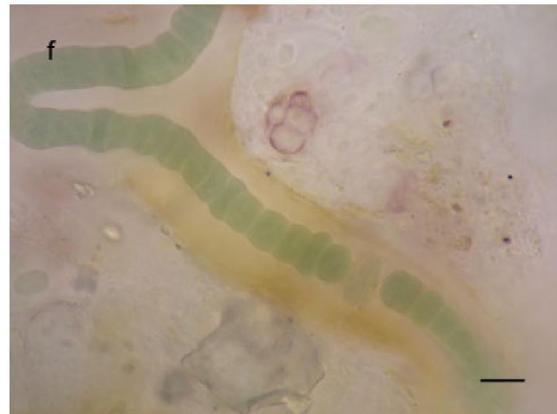
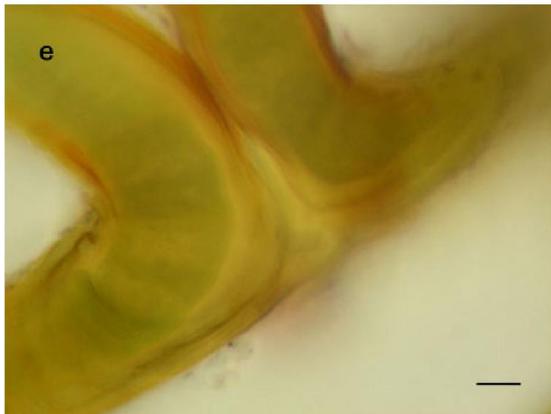
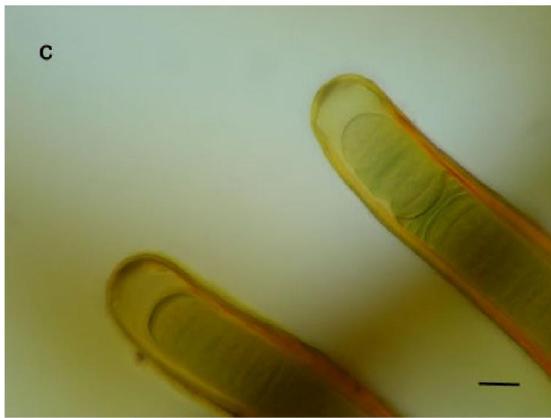
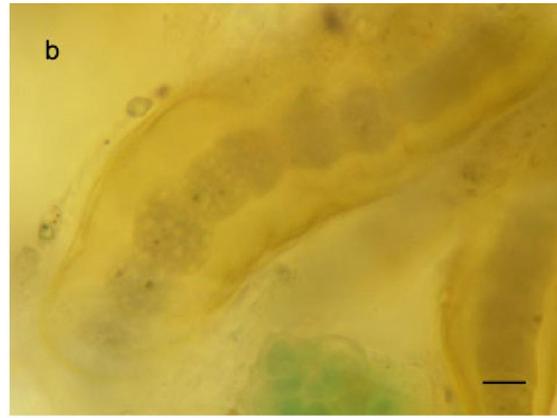


Lámina 20. Nostocales: *Scytonema*. (a-b) *Scytonema millei* variante 1, (c-e) *Sc. pascheri*, (f) *Sc. pseudoguyanense*. La barra equivale a 5 μ m.

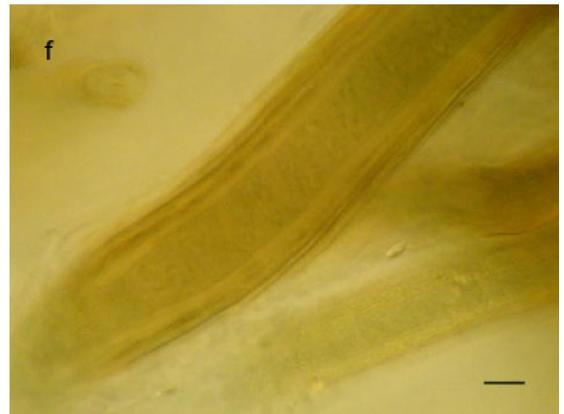
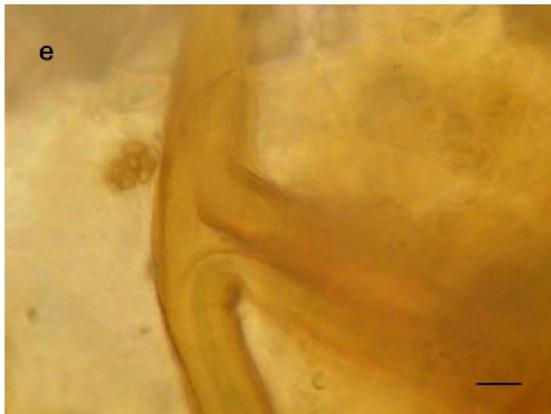
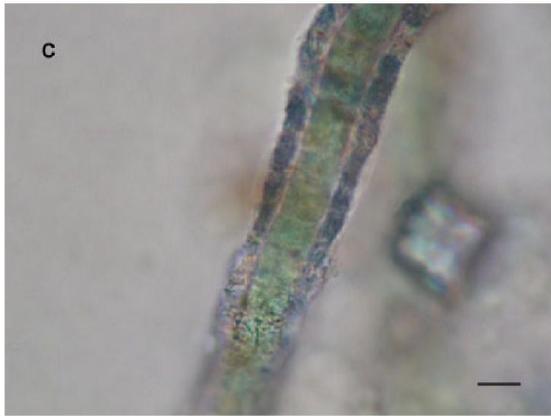
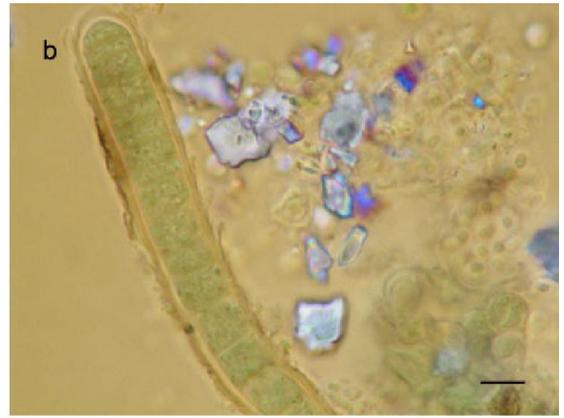


Lámina 21. Nostocales: *Scytonema*. (a) *Scytonema pseudoguyanense*, (b) *Sc. schmidtii*, (c-d) *Sc. schmidtii* variante 1, (e-f) *Sc. schmidtii* variante 2. La barra equivale a 5 μ m.

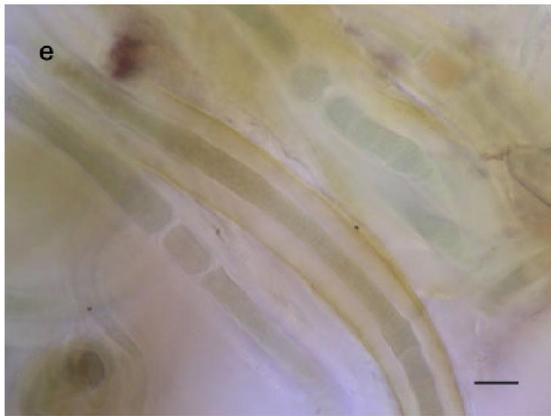
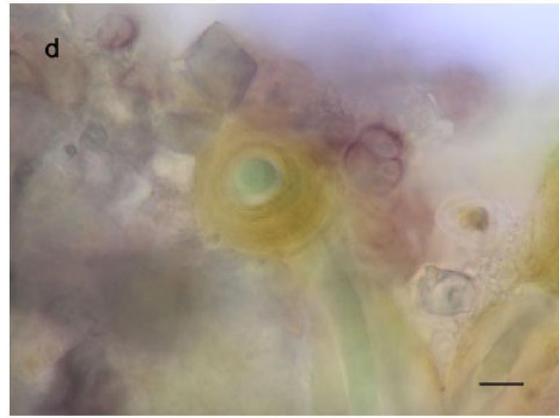
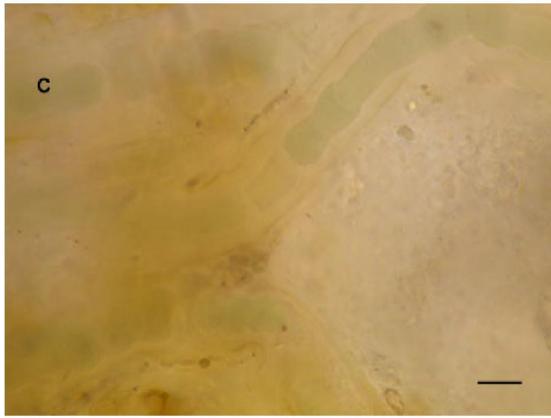
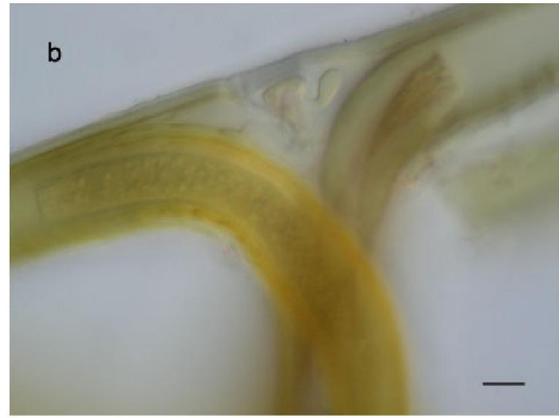
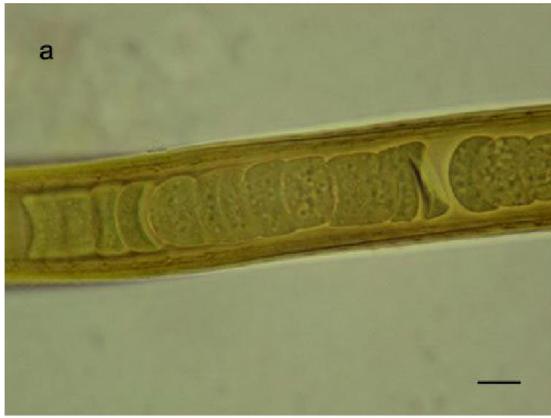


Lámina 22. Nostocales: *Scytonema*. (a-b) *Scytonema schmidtii* variante 3, (c) *S. schmidtii* variante 4, (d-e) *S. schmidtii* variante 5, (f) *S. schmidtii* variante 6. La barra equivale a 5 μ m.

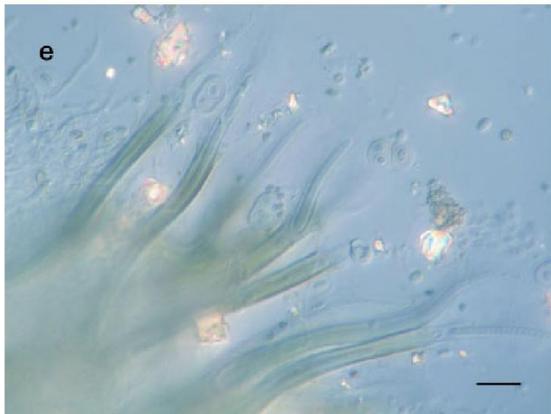


Lámina 23. Nostocales: *Scytonema* y *Calothrix*. (a-c) *Scytonema subtile*, (d-f) *Calothrix fusca*. La barra equivale a 5 μm .

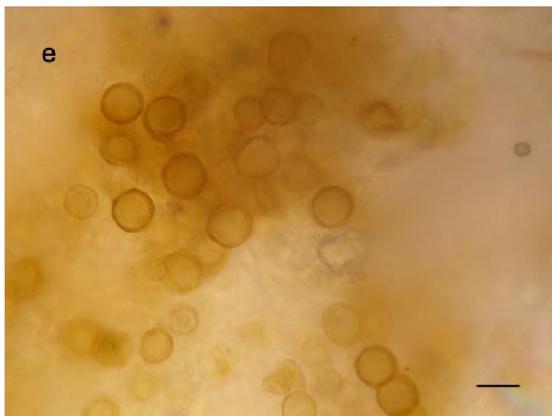
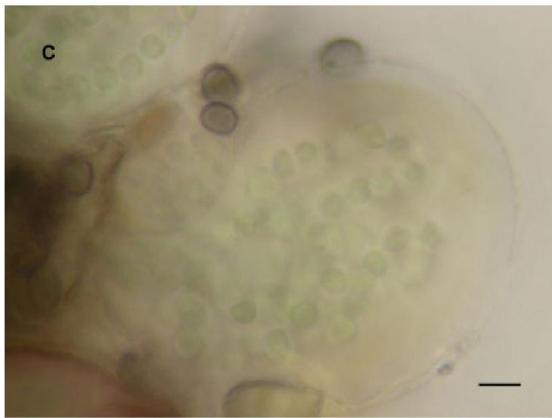
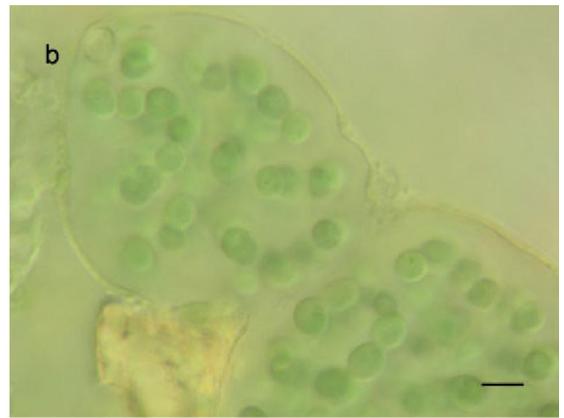
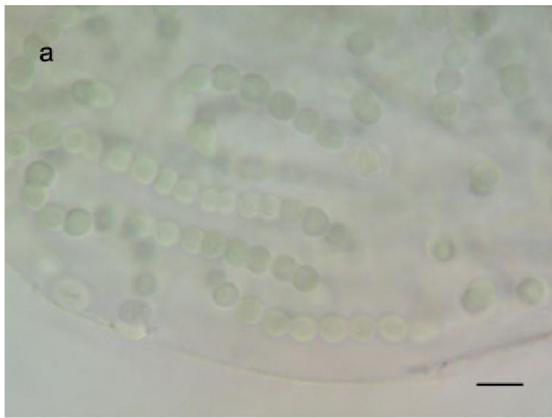


Lámina 24. Nostocales: *Nostoc*. (a-d) *Nostoc microscopicum*, (e-f) *Nostoc* sp. 1. La barra equivale a 5 μm .

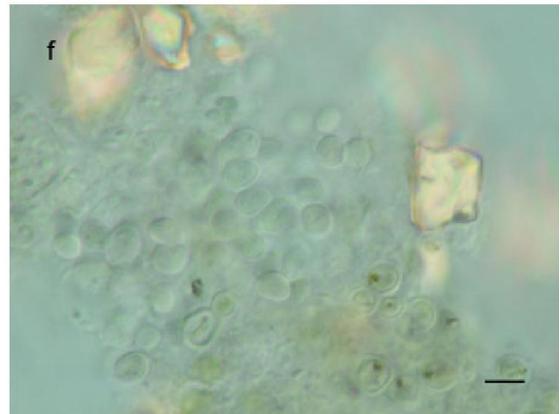
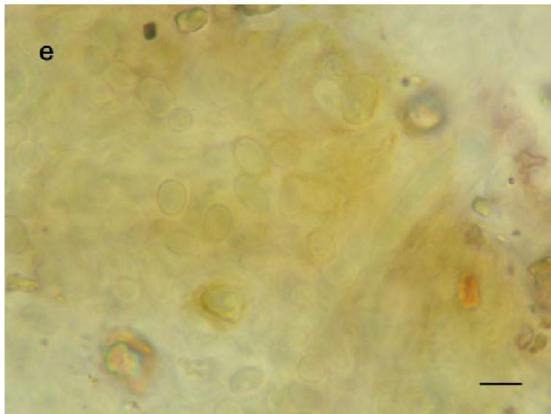
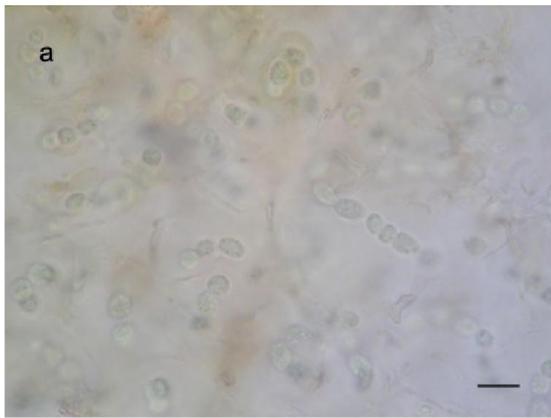


Lámina 25. Nostocales: *Nostoc*. (a-b) *Nostoc* sp. 2, (c-d) *Nostoc* sp. 3, (e-f) *Nostoc* sp. 4. La barra equivale a 5 μ m.

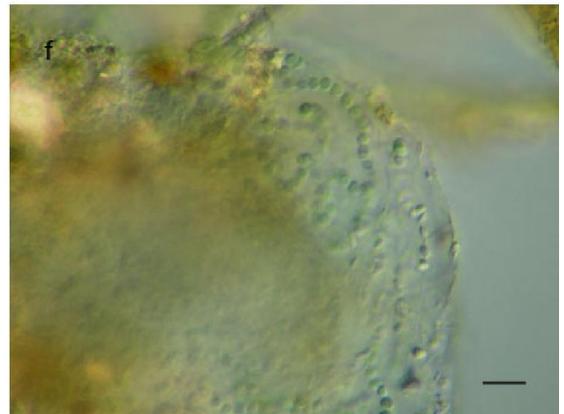
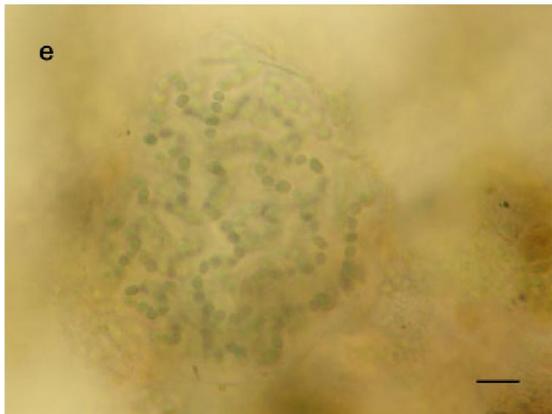
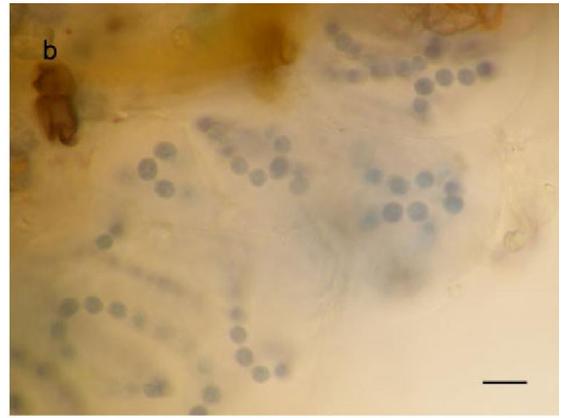
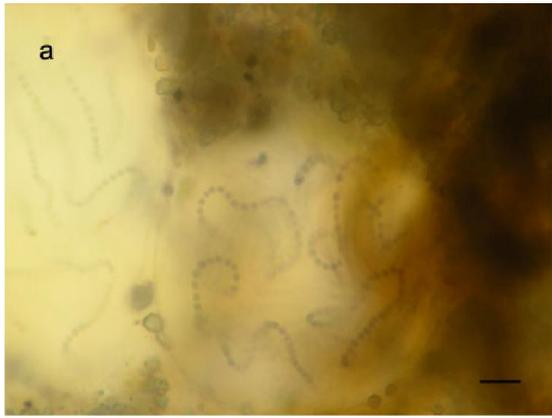


Lámina 26. Nostocales: *Nostoc*. (a-c) *Nostoc* sp. 5, (d) *Nostoc* sp.6, (e-f) *Nostoc* sp.7. La barra equivale a 5 μ m.

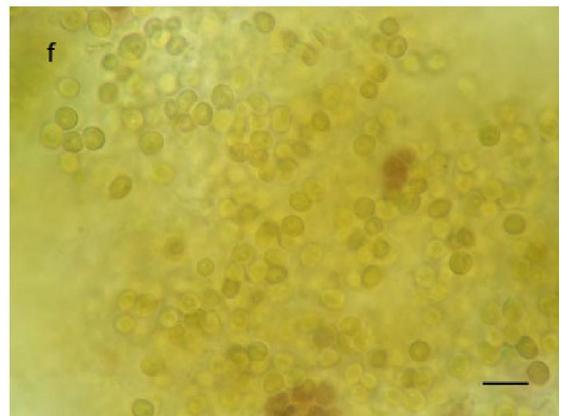
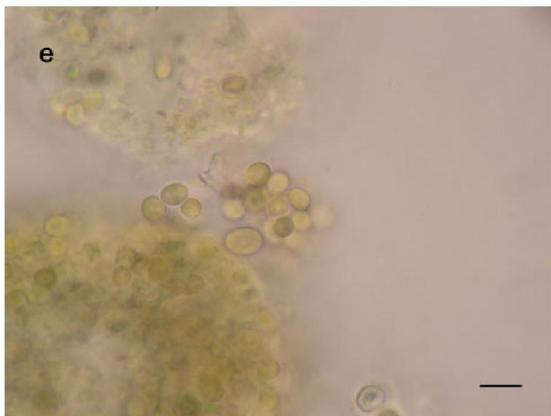
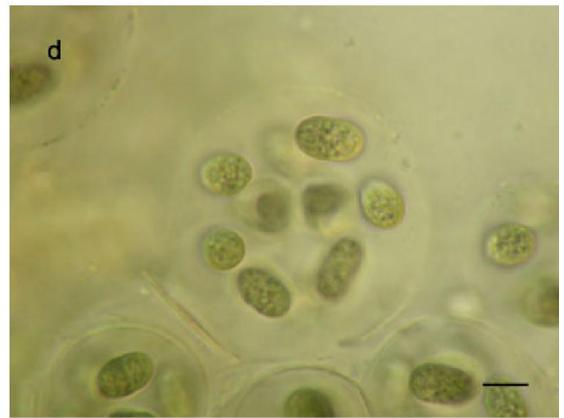
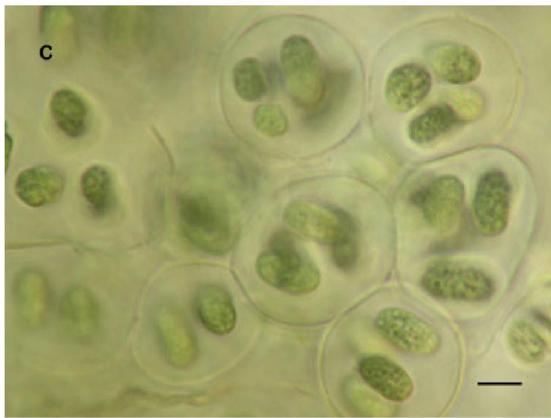
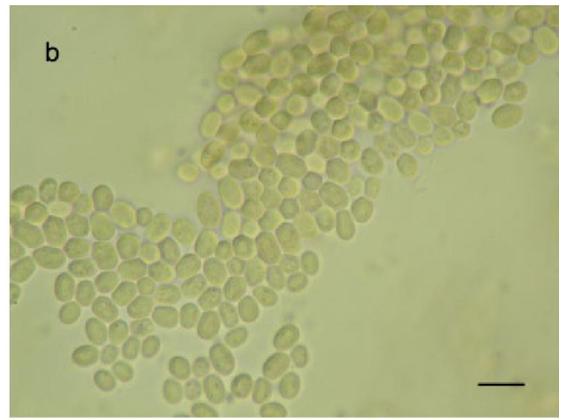
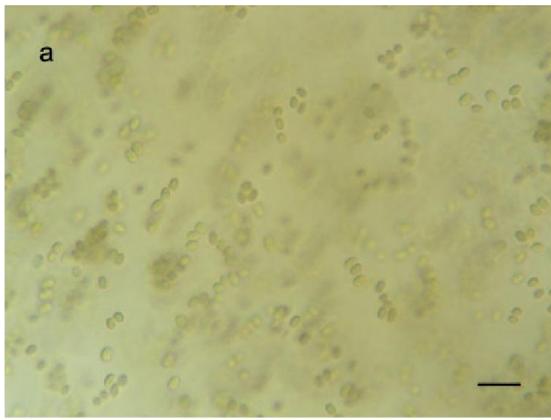


Lámina 27. Especies obtenidas en cultivos. Chroococcales: *Aphanothece*. (a-b) *Aphanothece castagnei*, (c-d) *A. tepidariorum*, (e-f) *Aphanocapsa muscicola*. La barra equivale a 5 μ m.

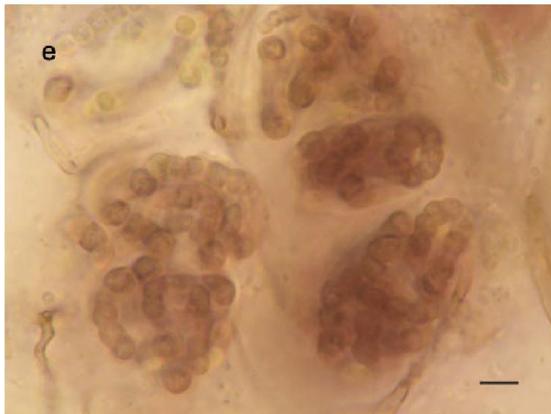
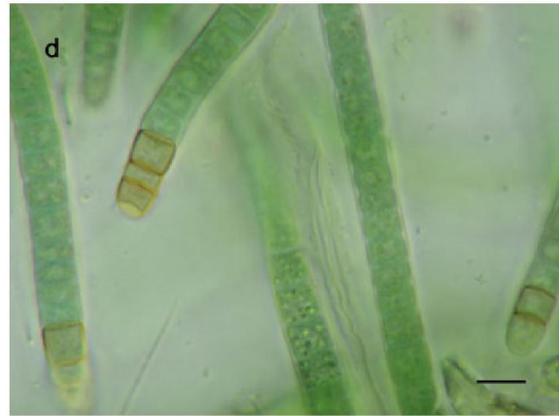
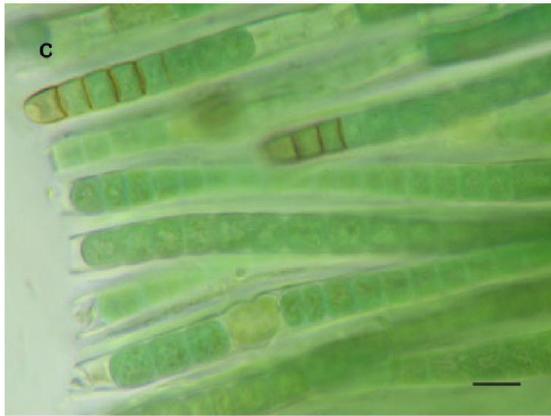
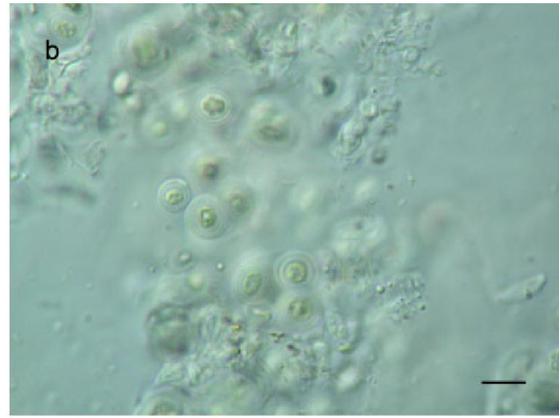


Lámina 28. Especies obtenidas en cultivos. Chroococcales: *Gloeocapsa*, *Aulosira* y *Nostoc*. (a-b) *Gloeocapsa aeruginosa*, (c-d) *Aulosira* sp., (e-f) *Nostoc* sp. 1. La barra equivale a 5 μ m.

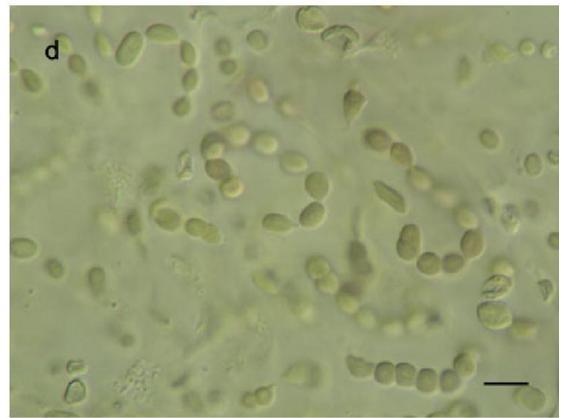
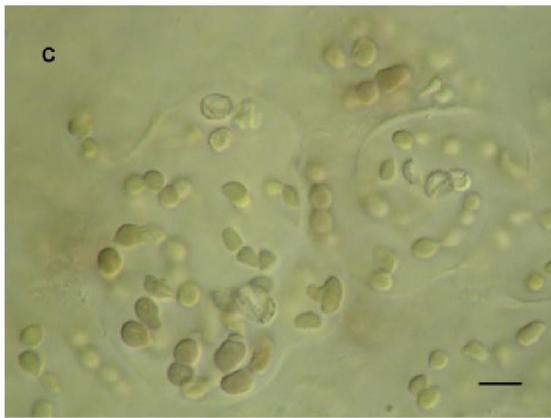
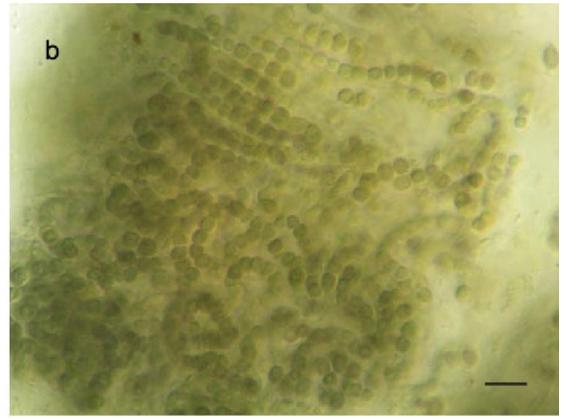
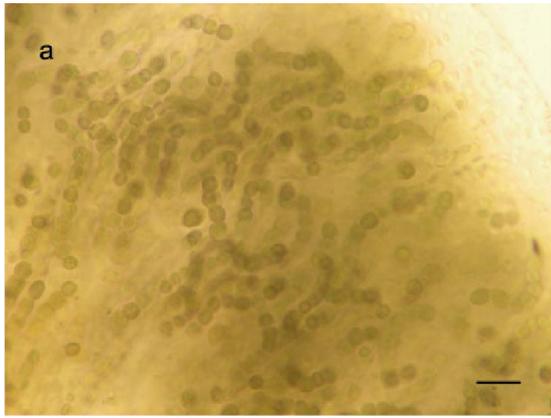


Lámina 29. Especies obtenidas en cultivos. Nostocales: *Nostoc*. (a-b) *Nostoc* sp. 2, (c-d) *Nostoc* sp 3, (e-f) *Nostoc* sp.4. La barra equivale a 5 μ m.

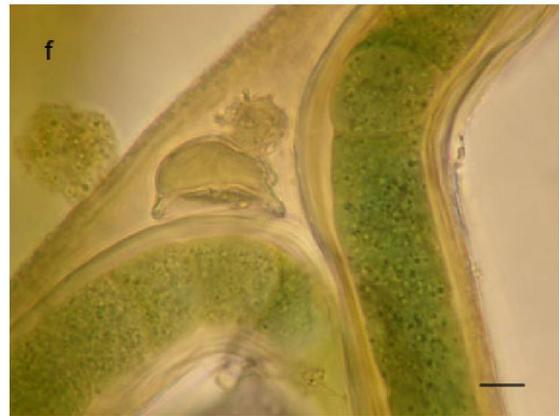
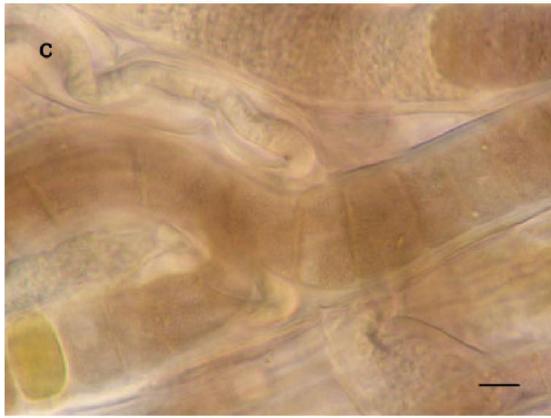
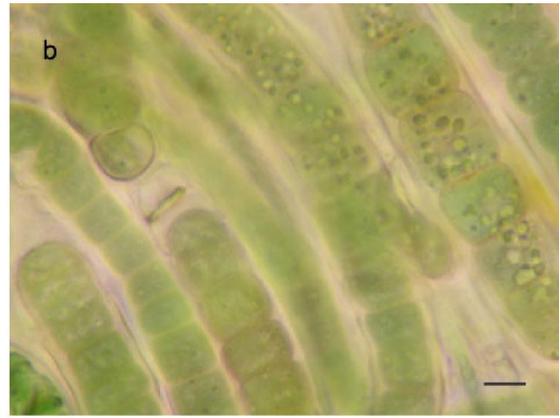
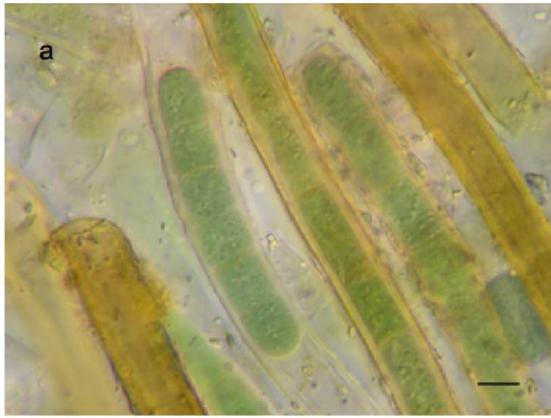


Lámina 30. Especies obtenidas en cultivos. Nostocales: *Scytonema*. (a-b) *Scytonema javanicum*, (c-d) *S. millei*, (e-f) *S. pascheri*. La barra equivale a 5 μ m.

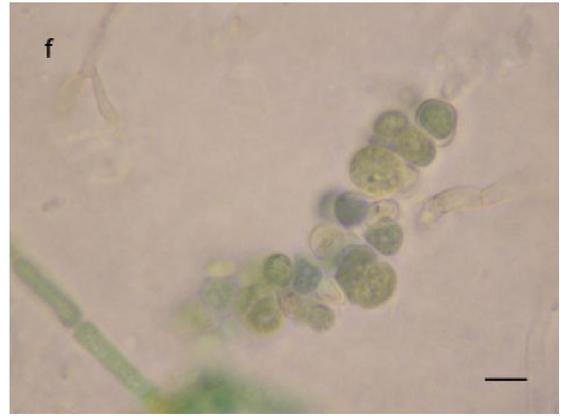
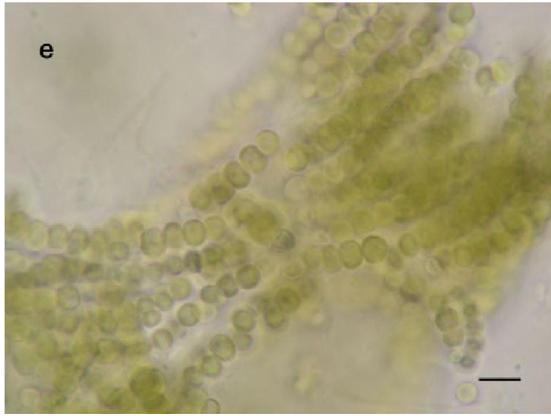
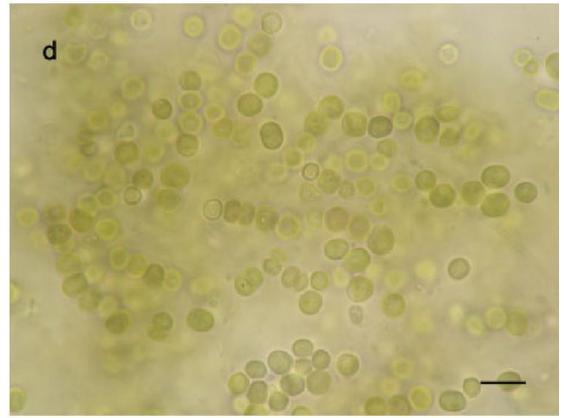
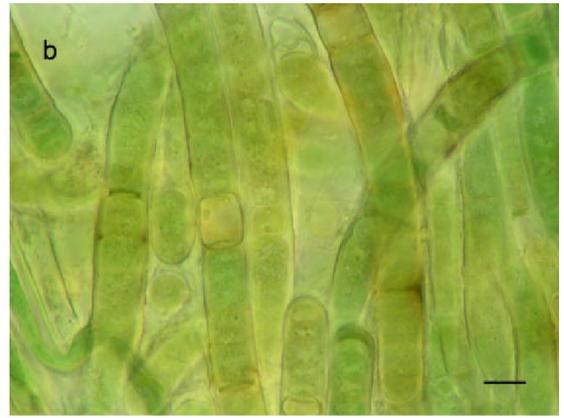
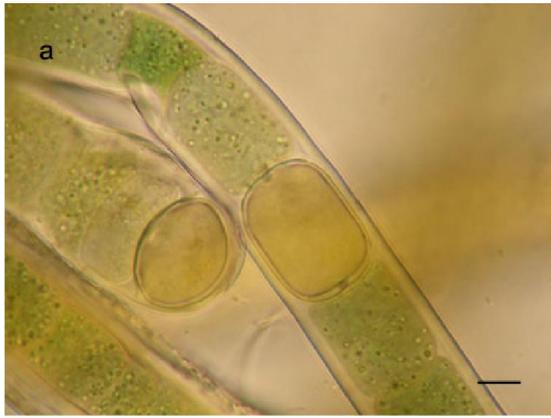


Lámina 31. Especies obtenidas en cultivos. Nostocales: *Scytonema* y *Westiellopsis*. (a) *Scytonema pascheri*, (b-c) *S. schmidtii*, (d-e) *Westiellopsis* sp. 1, (f) *Westiellopsis* sp. 2. La barra equivale a 5 μ m.

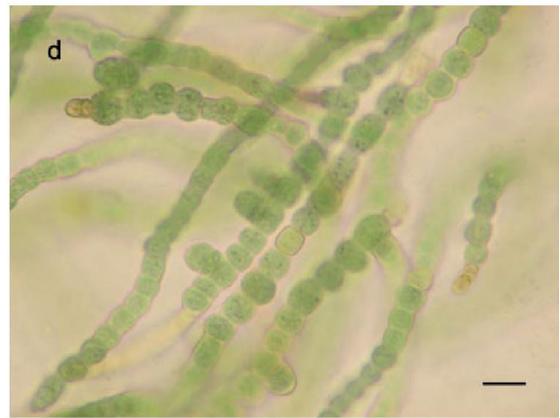
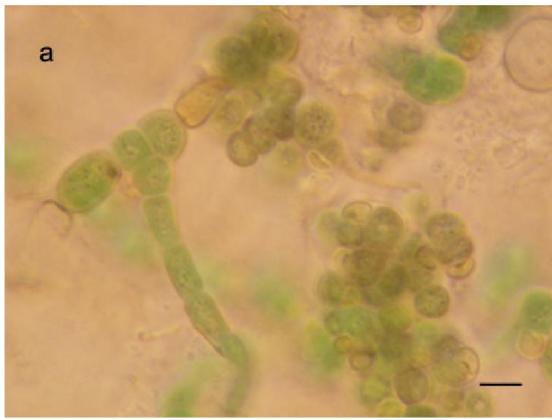
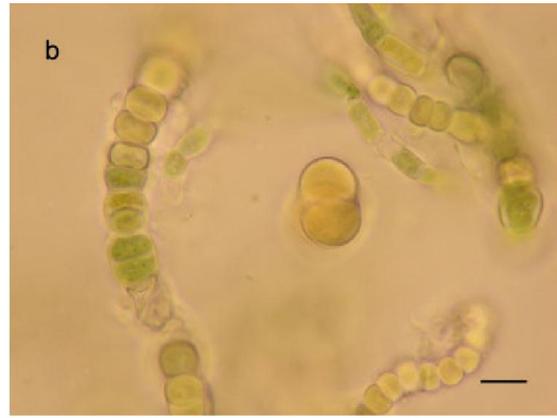


Lámina 32. Especies obtenidas en cultivos. Nostocales: *Westiellopsis*. (a-b) *Westiellopsis* sp. 2, (c-f) *Westiellopsis* sp. 3. La barra equivale a 5 μ m.



Láminas 33. Especies obtenidas en cultivos. Nostocales: *Westiellopsis*. (a-b) *Westiellopsis* sp. 4, (c-f) *Westiellopsis* sp. 5. La barra equivale a 5 μ m.

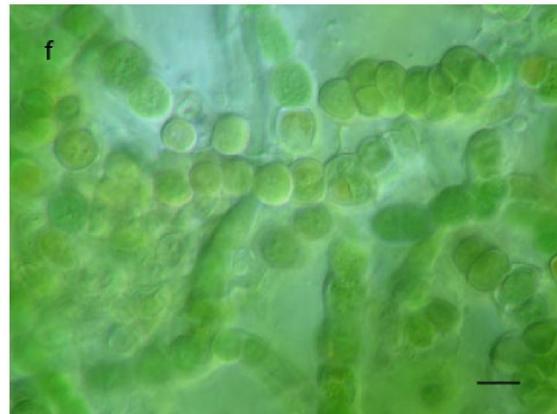
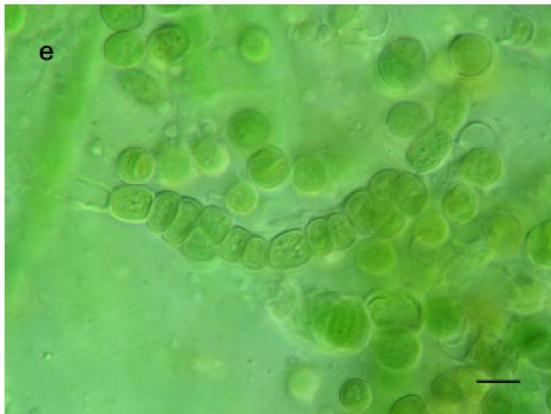
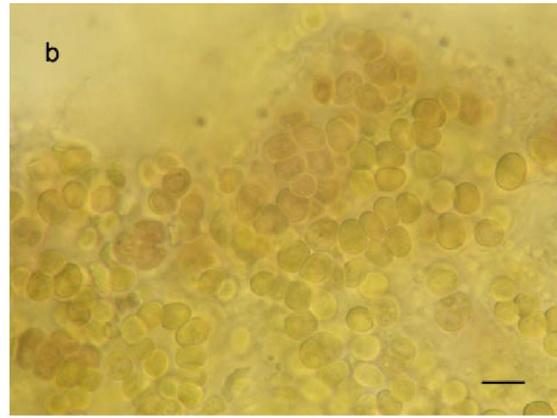
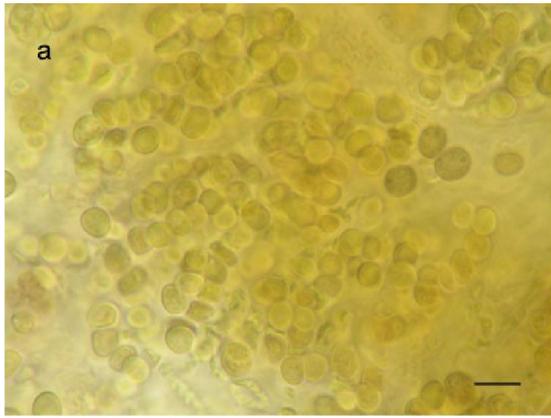


Lámina 34. Especies obtenidas en cultivos. Nostocales: *Westiellopsis*, *Calothrix* y *Stigonema*.. (a-b) *Westiellopsis* sp. 6, (c-d) *Calothrix fusca*, (e-f) *Stigonema* sp. La barra equivale a 5 μ m.

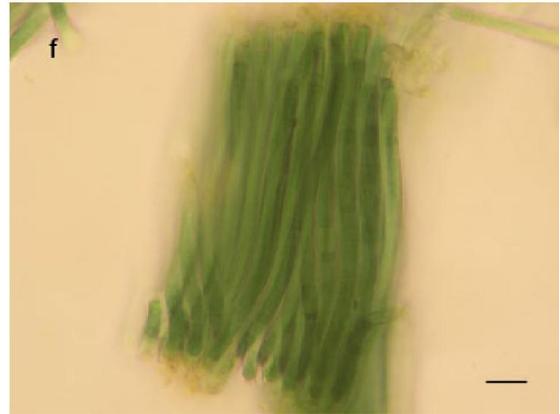
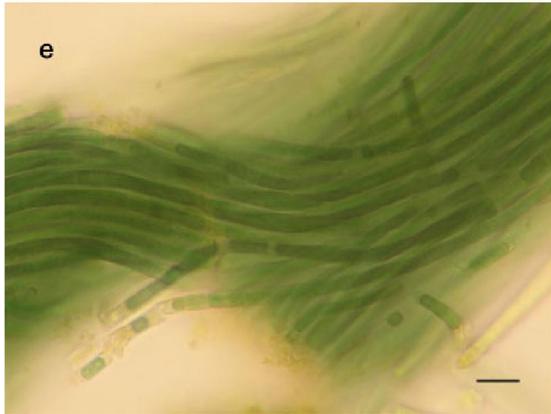
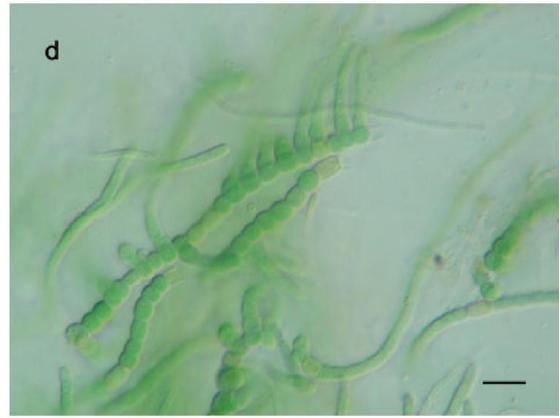
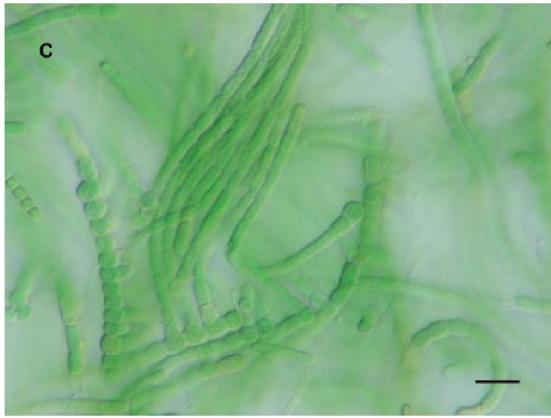
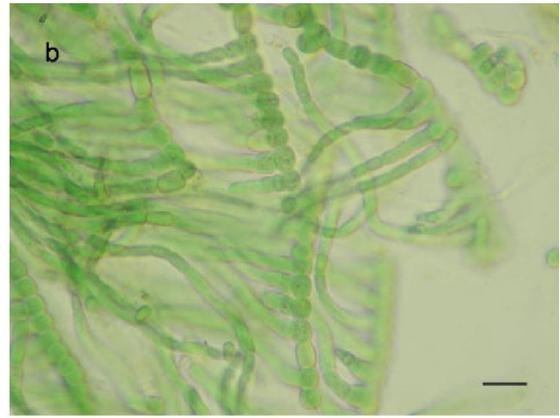
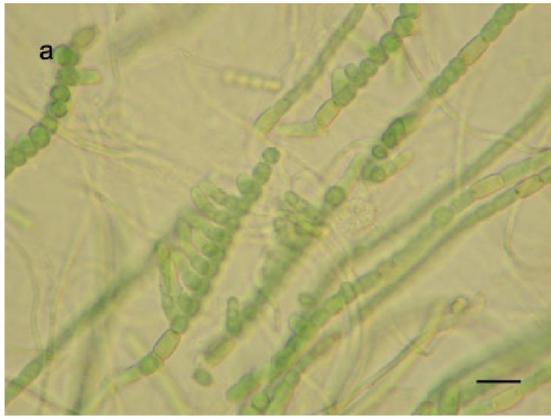


Lámina 35. Especies obtenidas en cultivos. Nostocales: *Hapalosiphon* y *Microchaete*. (a-d) *Hapalosiphon welwitschii*, (e-f) *Microchaete* sp. La barra equivale a 5 µm.

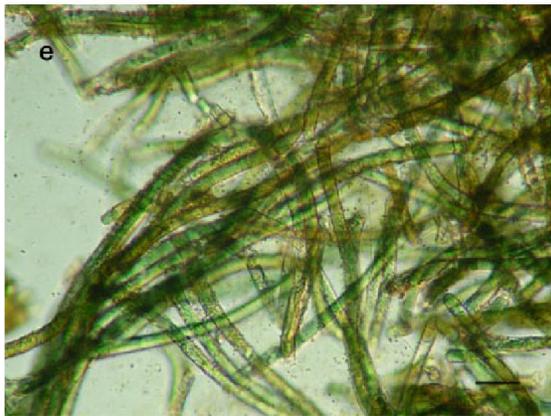
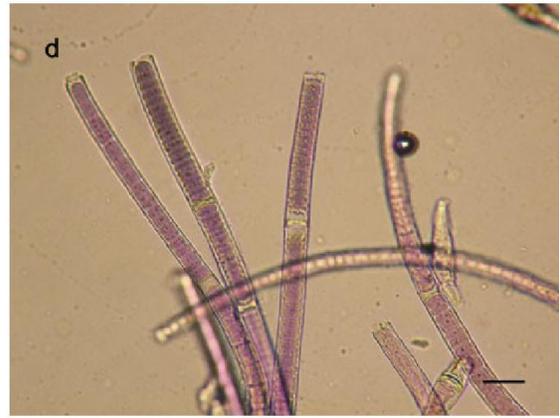
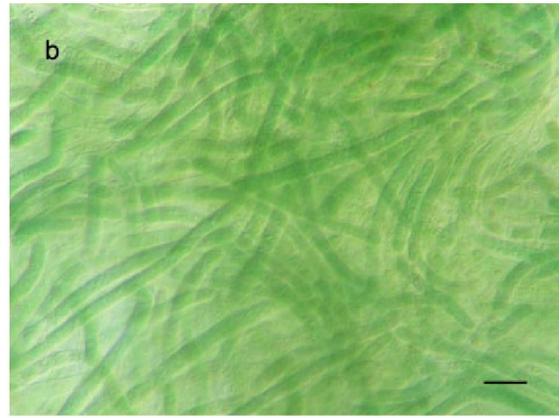
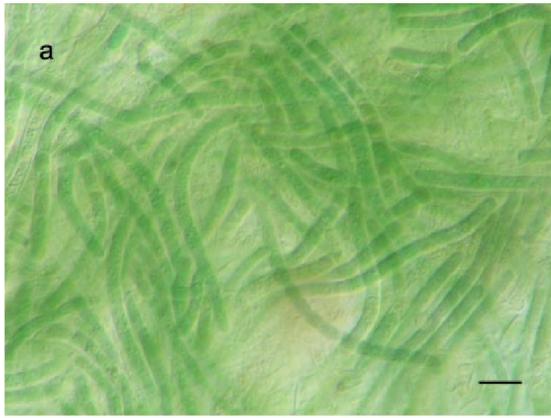


Lámina 36. Especies obtenidas en cultivos. Oscillatoriales: *Phormidium*. (a-b) *Phormidium sp. 1*. (c-d) *Lingbya sp.*, (e-f) *Phormidium sp. 2*. La barra equivale a 5 μm .

Descripción del comportamiento ecológico

Se realizó un análisis estadístico que permitiera correlacionar la presencia de las especies descritas con la situación ambiental en cada edificio muestreado.

De los datos se consideraron los intervalos generados por los valores máximos y mínimos. Las variables consideradas fueron temperatura ambiental, humedad relativa, déficit de presión de vapor (DPV), PAR perpendicular (PAR_p) y vertical (PAR_v).

La variable “presencia de especies” se obtuvo con el producto de la riqueza de especies y la frecuencia con la que cada una de estas se presentó en las muestras analizadas en cada sitio de muestreo; esta variable es considerada como un índice calificativo para las especies cuyo valor (de 8 a 152) depende del sitio en el que crecen.

La estadística descriptiva (análisis de correlación) se realizó con los datos crudos y transformados. Entre los dos casos no hubo diferencia, por lo tanto la distribución de los datos es normal brindando información suficiente para el análisis.

El análisis se realizó de manera independiente para cada edificio ya que con la información de los dos edificios (N=209) no se encontró ninguna correlación.

Ánalysis de correlación

Los resultados del análisis de correlación para Conjunto Murciélagos (CM), mostraron que las varianzas fueron favorables principalmente para la temperatura ambiental y la PAR_p (Tabla 4), mostrando correlaciones positivas y negativas entre estos (Tabla 5).

Las correlaciones positivas estuvieron dadas entre la temperatura ambiental con la humedad relativa (HR) y la irradianza (PAR_p). Mientras que las correlaciones negativas son entre la PAR (perpendicular y vertical) y la humedad relativa, en los dos casos fueron estadísticamente significativas al <0.01 ; sin embargo, no se encontró ninguna correlación entre la presencia de especies (PE) y ninguna de las variables ambientales (Tabla 5).

Tabla 4. Estadísticos descriptivos para el edificio Conjunto Murciélagos (CM). Presencia de especies (PE), temperatura ambiental (TA), humedad realtiva (HR), PAR perpendicular (PAR_p) y vertical (PAR_v).

	N	Mínimo	Máximo	Media	Desv. Est.	Varianza
PE	87	8	162	40.25	30.512	931.005
TA	87	18.24	27.95	23.34	3.859060	14.892
HR	87	80.06	90.42	85.96	3.549980	12.602
PAR_p	87	2.10	18.61	4.81	2.990685	8.944
PAR_v	87	7.44	221.28	42.90	59.430384	3531.971
N válido (según lista)	87					

Tabla 5. Correlación bilateral (Pearson) para Conjunto Murciélagos. ** La correlación es significativa al nivel 0.01 (bilateral). Presencia de especies (PE), temperatura ambiental (TA), humedad realtiva (HR), PAR perpendicular (PAR_p) y vertical (PAR_v).

		PE	TA	HR	PAR _p	PAR _v
PE	Corr. Pearson	1	.063	.076	-.135	-.088
	Sig. (bilateral)		.563	.485	.214	.418
	N	87	87	87	87	87
TA	Corr. Pearson	.063	1	.339**	.089	.334**
	Sig. (bilateral)	.563		.001	.411	.002
	N	87	87	87	87	87
HR	Corr. Pearson	.076	.339**	1	-.773	-.667**
	Sig. (bilateral)	.485	.001		.000	.000
	N	87	87	87	87	87
PAR_p	Corr. Pearson	-.135	.089	-.773	1	.843**
	Sig. (bilateral)	.214	.411	.000		.000
	N	87	87	87	87	87
PAR_v	Corr. Pearson	-.088	.334**	-.667**	.843**	1
	Sig. (bilateral)	.418	.002	.000	.000	
	N	87	87	87	87	87

Por otro lado, los datos de Plataforma Norte también mostraron dos correlaciones positivas, dadas entre la irradianza (PAR perpendicular y vertical) con la temperatura ambiental. A diferencia de lo que ocurre en Conjunto Murciélagos, se mostró que la presencia de las especies está correlacionada con la irradianza (PAR_p) y con la temperatura ambiental (TA) (Tablas 6 y 7), en este caso ambas correlaciones fueron negativas y significativas al nivel de 0.01 (bilateral) reflejando una relación más directa entre la presencia de especies y las variables ambientales.

Tabla 6. Estadísticos descriptivos para el edificio Plataforma Norte (PN). Presencia de especies (PE), temperatura ambiental (TA), humedad realtiva (HR), PAR perpendicular (PAR_p) y vertical (PAR_v).

	N	Mínimo	Máximo	Media	Desv. Est.	Varianza
PE	122	15	252	56.46	50.491	2549.292
TA	122	20.73	31.06	25.53	4.217313	17.786
HR	122	67.40	80.80	73.44	5.482084	30.053
PAR_p	122	40.48	140.61	74.32	36.896899	1361.381
PAR_v	122	85.07	396.52	250.13	106.793505	11404.853
N válido	122					
(según lista)						

Tabla 7. Correlación bilateral (Pearson) para Plataforma Norte (PN). **La correlación es significativa al nivel 0.01 (bilateral); *la correlación es significativa al nivel 0.05 (bilateral). Presencia de especies (PE), temperatura ambiental (TA), humedad realtiva (HR), PAR perpendicular (PAR_p) y vertical (PAR_v).

		PE	TA	HR	PAR _p	PAR _v
PE	Corr. Pearson	1	-.288**	.112	-.108	-.206*
	Sig. (bilateral)		.001	.221	.235	.023
	N	122	122	122	122	122
TA	Corr. Pearson	-.288**	1	-.142	.679**	.688**
	Sig. (bilateral)	.001		.119	.000	.000
	N	122	122	122	122	122
HR	Corr. Pearson	.112	-.142	1	-.201*	-.340**
	Sig. (bilateral)	.221	.119		.026	.000
	N	122	122	122	122	122
PAR_p	Corr. Pearson	-.108	.679**	-.201*	1	.674**
	Sig. (bilateral)	.235	.000	.026		.000
	N	122	122	122	122	122
PAR_v	Corr. Pearson	-.206*	.688**	-.340**	.674**	1
	Sig. (bilateral)	.023	.000	.000	.000	
	N	122	122	122	122	122

Análisis de componentes principales (ACP)

Este análisis se realizó buscando las causas de la variabilidad del conjunto de datos recopilados y que estas fueran ordenadas por importancia.

La matriz resultante mostró que las proporciones de la variabilidad individual de cada variable fueron muy lejanas de cero, siendo la irradianza (PAR_p) la que más contribuyó a la variabilidad total (Tabla 8)

Tabla 8. Matriz de Comunalidades obtenida por el método de extracción de ACP. Cuantifica la varianza compartida. Presencia de especies (PE), temperatura ambiental (TA), humedad realtiva (HR), PAR perpendicular (PAR_p) y vertical (PAR_v).

	inicial	Extracción
PE	1.000	.832
TA	1.000	.610
HR	1.000	.719
PAR_p	1.000	.863
PAR_v	1.000	.912

En el análisis de componentes principales (ACP), la varianza total explicada, esta dada en función de los valores propios (eigenvalue) de cada una de las variables. Considerando aquellos que son mayores a 1 (según el criterio de Kaiser), se determinó que el conjunto de variables pueden

reunirse en dos grupos o componentes que explican casi el 80% de la variabilidad total analizada (Tabla 9). En este caso, se aplicó el criterio de rotación (normalización Verimax de Kaiser) con 3 iteraciones, mostrando que no hubo diferencia en la varianza asociada a cada componente producido, es decir, fueron convergentes (Tabla 10a y b).

Tabla 9. Varianza total explicada por el método de extracción utilizado (ACP). El porcentaje acumulado obtenido es equivalente después de rotar los componentes, por lo que mantuvo un porcentaje muy similar de varianza explicada.

Componente	Autovalores iniciales			Sumas de las saturaciones al cuadrado de la extracción			Sumas de las saturaciones al cuadrado de la rotación		
	Total	% varianza	% acumulado	Total	% varianza	% acumulado	Total	% varianza	% acumulado
1	2.846	56.927	56.927	2.846	56.927	56.927	2.838	56.760	56.760
2	1.090	21.794	78.721	1.090	21.794	78.721	1.098	21.961	78.721
3	.721	14.429	93.150						
4	.216	4.316	97.466						
5	.127	2.534	100.000						

Tabla 10. Matriz de componentes. a) El método de extracción utilizado (PCA) produjo dos componentes, el primero resume la variedad climática (elipse) y el segundo resume la variabilidad estacional (rectángulo). b) La rotación de los componentes mantuvo la misma combinación lineal.

a	Componente		b	Componente	
	1	2		1	2
PE	.955	-.001	PE	.953	-.067
TA	.927	.055	TA	.929	-.009
HR	.812	-.245	HR	-.827	-.189
PAR _p	.644	-.443	PAR _p	.612	-.486
PAR _v	.040	.911	PAR _v	.102	.906

Los datos muestran una relación clara entre las especies con la temperatura y con la irradianza. Al considerarlas de forma independiente, los intervalos de temperatura mostraron la formación de dos grupos, uno que predomina en la época seca-fría (enero 2011) entre 20 y 24° C, y otro en la época de lluvias-cálida (agosto 2010) entre 28 y 32° C (Figura 54).

Es evidente que cada grupo presenta una distribución distinta en relación con la frecuencia de las especies; por ejemplo en la época seca con temperaturas menores a 24° C las especies filamentosas, en general, tienen una tendencia a ser frecuentes, mientras que en época de lluvia su frecuencia disminuye. En el caso de las especies que se desarrollan en colonias la temperatura parece tener menos influencia, aunque es evidente que la frecuencia de la mayoría son bajas (Figura 54).

Por otro lado, cuando se consideró la irradianza (PAR_p), se observó que solo algunas especies crecen con alta iluminación en la época seca, mientras que en la época de lluvia todas las especies están sujetas a altas intensidades de luz, aunque su frecuencia en la mayoría no rebasa el valor 125.

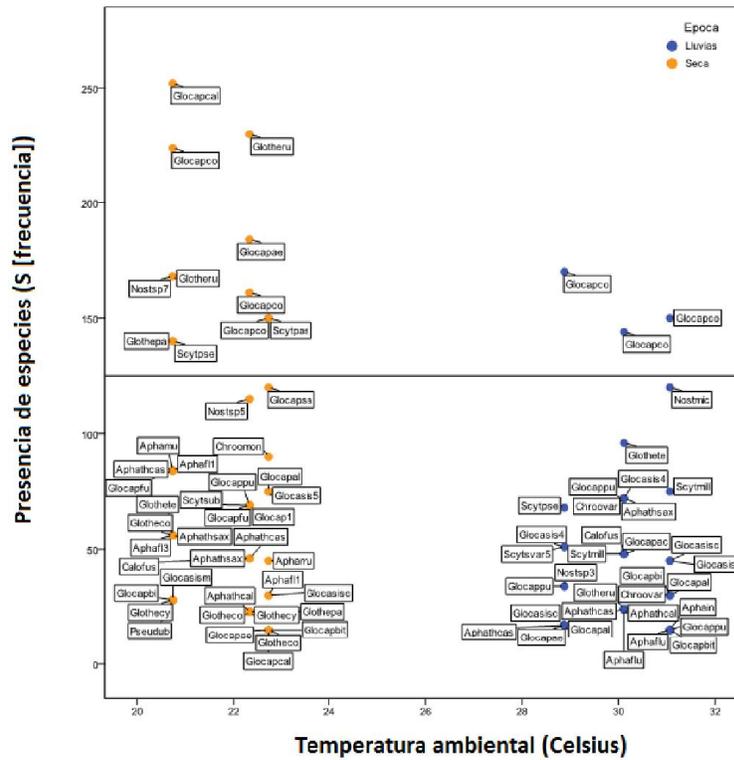


Figura 54. Gráfica de dispersión para las especies en función de la temperatura. Las especies presentes en la época seca-fría (enero 2011) se representan por círculos naranjas; las especies presentes en época de lluvias-cálida (agosto 2010) se representan por círculos azules.

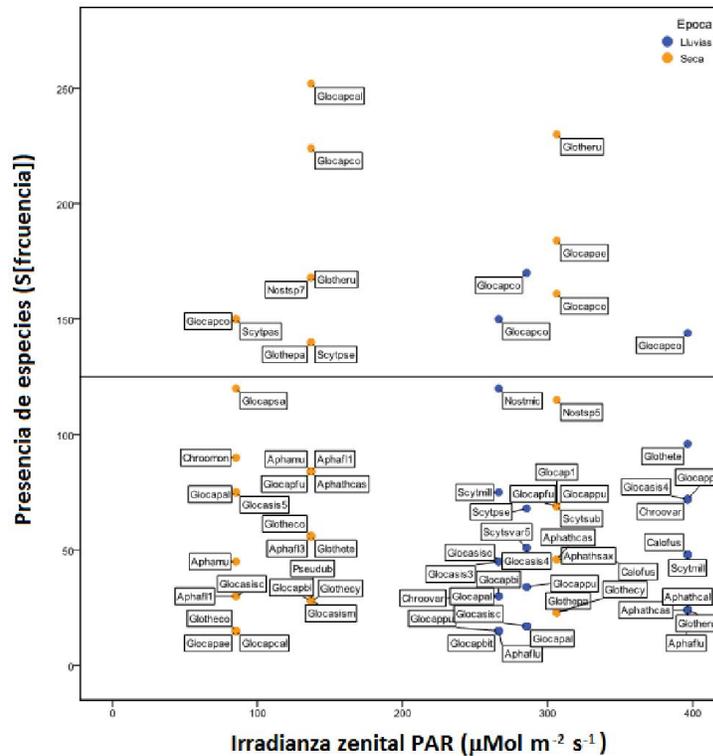


Figura 55. Gráfica de dispersión para las especies en función de la irradianza (PAR_p). Las especies presentes en la época seca fría (enero 2011) se representan por círculos naranjas; las especies presentes en época de lluvias cálida (agosto 2010) se representan por círculos azules.

En las gráficas 54 y 55 se asignó una división arbitraria, equitativa, para distinguir valores altos o bajos de presencia; esta división se situó en 125 y coincidió adecuadamente con la dispersión lineal de los casos.

En la figura 56 se considera la variabilidad de la presencia de las especies, observándose la concordancia con la distribución de especies en función de los componentes producidos por el análisis (ACP) y mostrando cómo se dio la interacción entre la temperatura y la irradiancia (PAR_p) con la presencia de las especies en la Plataforma Norte.

La separación de los grupos en época seca y de lluvia está definida por el componente estacional, sin embargo, la relación con la irradiancia confirmó que algunas especies, principalmente coloniales, se asocian a las irradiancias mayores de 300 $\mu\text{Mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Para este grupo de especies, la alta irradiancia es una fuerte limitación ambiental. En cuanto a la influencia de la temperatura, aparentemente se refleja en la presencia y frecuencia de las especies, siempre con valores menores a 125 (Figura 56).

En Conjunto Murciélagos, no fue posible generar una gráfica tridimensional ya que no hubo ninguna correlación entre las variables ambientales y la presencia de especies.

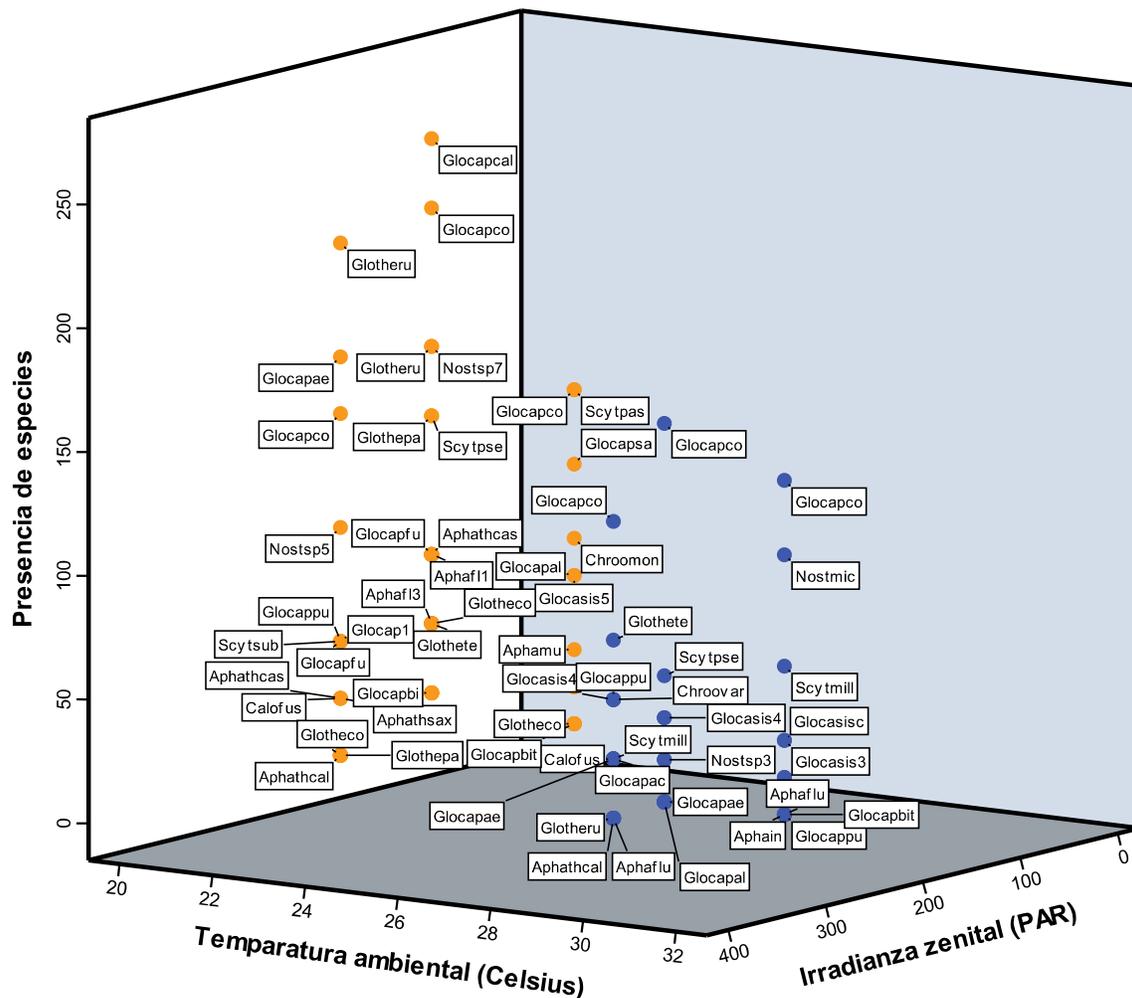


Figura 56. Gráfica tridimensional de la interrelación de las especies de Plataforma Norte con la temperatura y la irradiancia cenital. Las especies presentes en la época seca fría (enero 2011) se representan por círculos naranja; las especies presentes en época de lluvias cálida (agosto 2010) se representan por círculos azules.

Evaluación del crecimiento

Se obtuvo el área, el volumen por análisis de imágenes y concentración de clorofila a de 324 cultivos puros, pertenecientes a 27 especies (considerando las réplicas para la evaluación en diferentes tiempos, $T_0 - T_3$) (Figura 57 y 58).

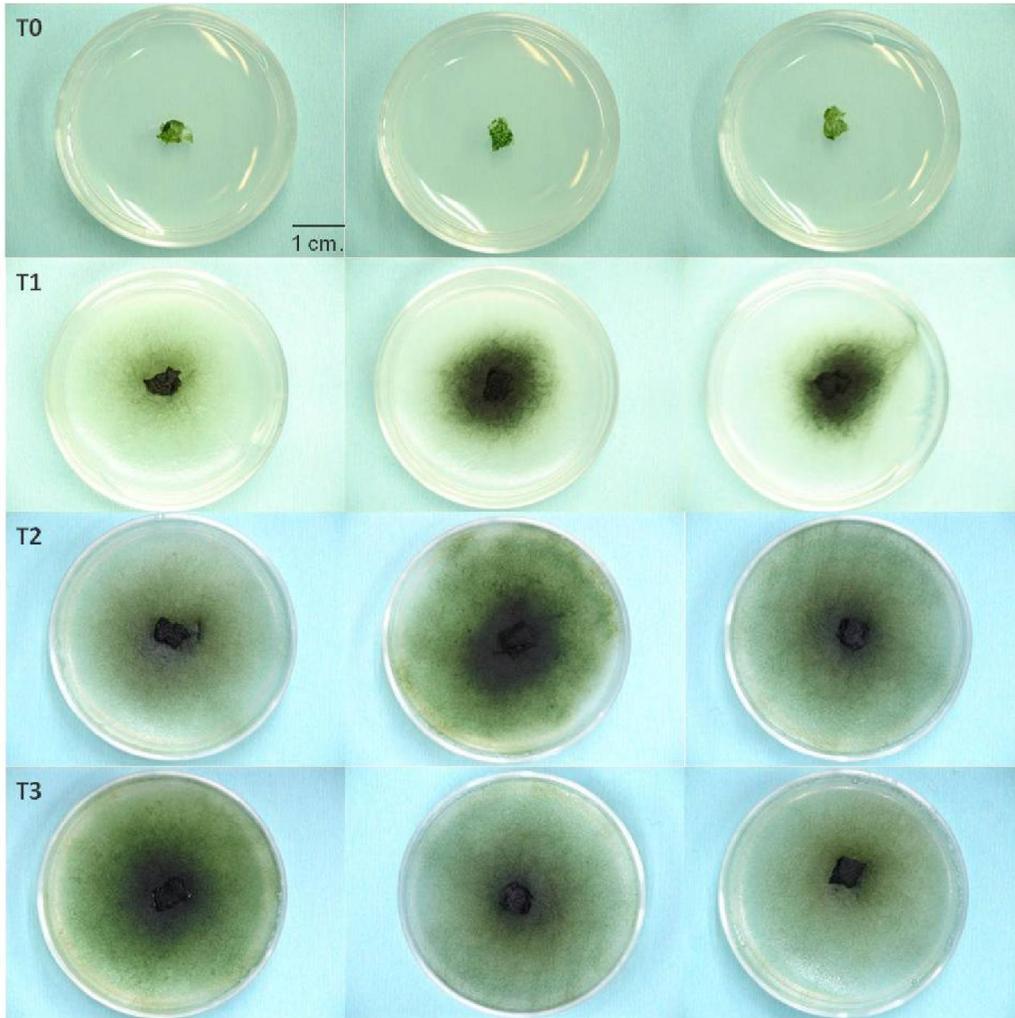


Figura 57. Cultivos de *Calothrix fusca*. Se muestran las réplicas para los tiempos T_0 a T_3 , a partir de los cuales se realizó la extracción de clorofila a y se calculó el área y volumen. El número de réplicas y tiempos de evaluación fue el mismo para todas las especies evaluadas. El registro fotográfico fue previo a la extracción de clorofila a .

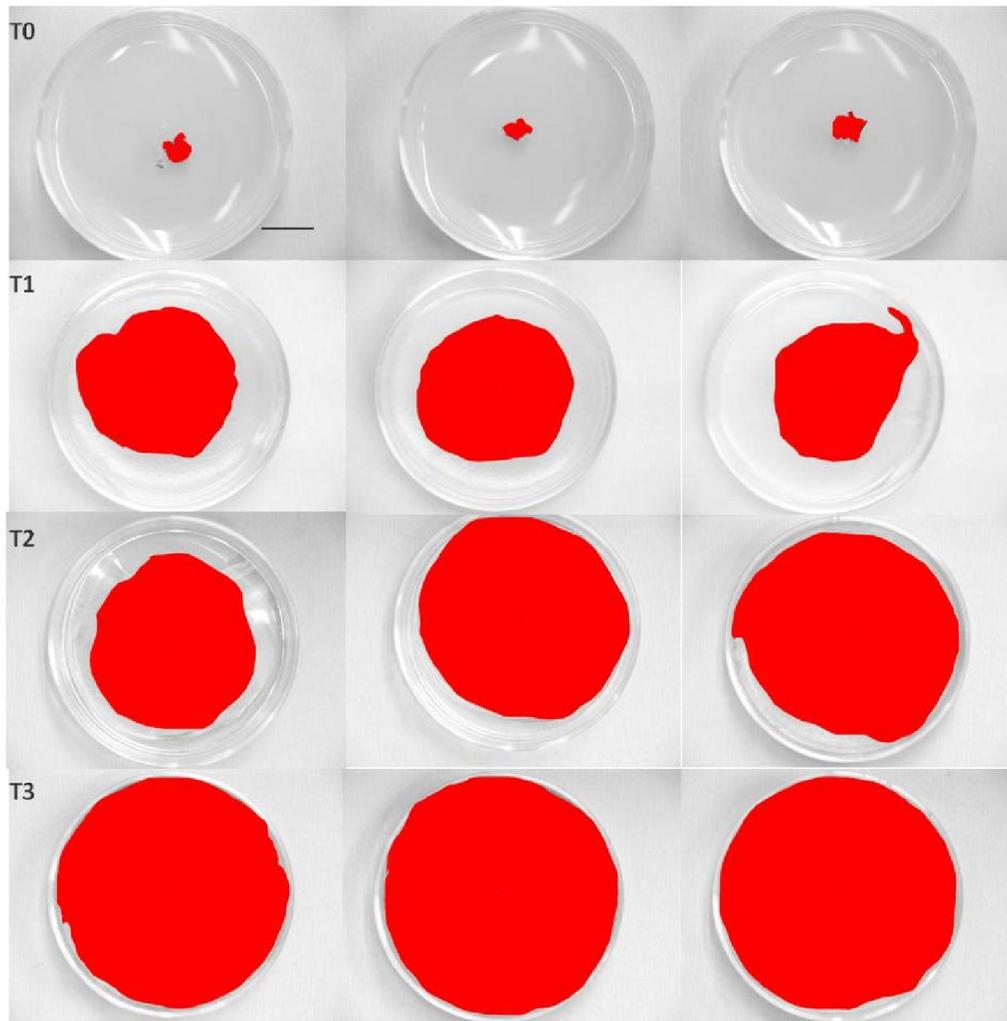


Figura 58. Cultivos de *Calothrix fusca*. Se muestra las réplicas para los tiempos T_0 a T_3 , transformadas a escala de grises a partir de las cuales se realizó el cálculo de área y volumen. El procedimiento de transformación y evaluación fue el mismo para todos los cultivos puros de todas las especies.

Tras realizar el análisis de correlación bivariada (simple) mostró que el área y la cantidad de clorofila se correlacionan significativamente con el tiempo, de forma positiva. Mientras que el volumen no, y parece correlacionarse con el área de forma negativa, significativa con el área (Tabla 11).

Los datos de los cultivos se manejaron independientemente de las especies, por tanto los resultados de correlación indicaron que la estimación del área que ocupa un talo en un cultivo, a lo largo del tiempo, es una aproximación confiable que puede sustituir a la extracción de clorofila a como método de evaluación del crecimiento de los talos.

Tabla 11. Correlación bilateral (Pearson) realizada con los datos (sin transformar) de área, clorofila *a* y volumen calculados. ** La correlación es significativa al nivel 0.01 (bilateral). * La correlación es significativa al nivel 0.05.

		Tiempo	Área	Clorofila	Volumen
Tiempo	Corr. Pearson	1	.485**	.208*	-.043
	Sig. (bilateral)		.000	.031	.657
	N	324	324	324	324
Área	Corr. Pearson	.485**	1	.127	-.269**
	Sig. (bilateral)	.000		.189	.005
	N	324	324	324	324
Clorofila	Corr. Pearson	.208*	.127	1	-.059
	Sig. (bilateral)	.031	.189		.547
	N	324	324	324	324
Volumen	Corr. Pearson	-.043	-.269**	-.059	1
	Sig. (bilateral)	.657	.005	.547	
	N	324	324	324	324

DISCUSIÓN

De los crecimientos descritos

Los crecimientos recolectados en enero y agosto presentaron características morfológicas particulares (forma de crecer, la textura al tacto, etc.), y se consideró que fueron homogéneos debido a que no hubo cambios radicales en su configuración, sin embargo en algunos casos se registraron variaciones en una de las características antes mencionadas. Estas variaciones estuvieron asociadas a las condiciones ambientales a las que estuvieron expuestos los crecimientos, y por lo tanto, a la diversidad de especies que conforma cada uno de estos.

Las variables ambientales, como la humedad (ambiental y puntual), juegan un papel importante como agentes que definen la textura que se percibió al tacto, debido a que la ganancia o pérdida de agua, por evaporación, dentro de los crecimientos, define aquellas texturas que son turgentes (mucilaginosos, granulados, terciopelos) o bien aquellas más secas y que dan una sensación áspera como en el caso de los fieltros y costras.

De igual forma, la adherencia al sustrato cuando se presentó de poca a media o alta de una época a otra, pudo relacionarse con la pérdida de agua, condición que promueve la contracción del crecimiento y la adherencia de los organismos al sustrato como resultado de la desecación, provocando el deslajamiento del sustrato. Aún así, sería importante considerar que este deslajamiento puede estar dado por las características de la roca en sí y no necesariamente a la presencia de crecimientos algales (Ehresmann y Hatch 1975, Ramírez 2012, Warscheid y Braams 2000).

El conjunto de especies de cianoprocariontes definen en gran medida el tipo y las características de los crecimientos (tapetes, pastas, películas, costras, etc.), así como la textura del mismo. Por ejemplo los crecimientos granulados tuvieron la presencia de especies unicelulares-coloniales como grupos dominantes, y la presencia o ausencia de vainas, los pigmentos fotosintéticos dentro de la célula de estas especies, otorgaron características particulares a los crecimientos bajo los cuales serán identificados a simple vista. En el caso de las vainas, permiten a los organismos conservar agua para resistir largos períodos de sequía. Por tanto la cantidad y capacidad de retención de agua, permitió a los crecimientos tener una apariencia turgente (Rai y Gaur 2001).

La coloración de las células estuvo dada por pigmentos intra y extracelulares particulares en cada especie. Estos pigmentos influye directamente en la coloración del crecimiento macroscópico, principalmente la de las especies dominantes. En este caso, es importante considerar que variables ambientales como la luz puede promover la producción de pigmentos accesorios intra y extracelulares que lograron enmascarar a la clorofila *a* o bien modificaron las concentraciones de otros pigmentos.

Algunas de las especies que se describieron, estuvieron presentes en las dos épocas de recolección formando parte del mismo crecimiento, a pesar de esto, la coloración varió de una época otra, como respuesta a la cantidad y calidad de luz según la orientación en que se desarrollaron.

De acuerdo a lo anterior, es importante considerar el papel que jugó el dosel que cubría a los edificios parcial o totalmente. En PN los crecimientos tuvieron menor cobertura por el dosel y mayor exposición a la radiación solar, y generalmente presentaron coloraciones más oscuras y texturas más secas; mientras que en CM el dosel presentó mayor cobertura sobre el edificio, por lo que las coloraciones de los crecimientos fueron en tonos verdes más claros y con texturas húmedas al tacto.

Los crecimientos registrados concuerdan morfológicamente con algunos descritos previamente por Torres (1991), Ramírez (2006), Loyo (2009) y Mireles (2012) en diversos edificios en la zona arqueológica de Palenque. El objetivo principal de estos autores fue realizar una descripción taxonómica de las especies; sin embargo y a pesar de tratarse del mismo lugar de estudio, la mayoría de las especies registradas en este estudio no fueron las mismas, aunque todas pertenecen al grupo de Cianoprocariontes.

Aún cuando los crecimientos de un mismo punto de recolección se han considerado como homogéneos entre una época y otra, existe diversidad entre el crecimiento de un muro y otro, tanto en riqueza como en composición de especies.

De la determinación taxonómica

Aún cuando la mayoría de las especies pertenecen a las Cianoprocariontes, se llegaron a observar pocas Clorofitas y algunos frústulos de diatomeas, sin embargo estas se presentaron en contadas ocasiones por lo que debido a su poca representatividad, abundancia, frecuencia de aparición e incluso estado del material (es decir, que al observarse estaban las células vacías o muy deterioradas) no fue posible determinar a qué grupos pertenecían.

Como se ha descrito, existe una amplia diversidad de especies formando parte de los crecimientos en CM y PN, principalmente Cianoprocariontes del Orden Chroococcales (talos unicelulares y coloniales).

En la mayoría de estudios enfocados en la descripción taxonómica de especies que se desarrollan en el ambiente subaéreo epilítico con énfasis en zonas arqueológicas, se colocan por encima de cualquier otro orden y grupo de algas como las más abundantes, diversas y mejor representadas dentro de los crecimientos (Crispim *et al.* 2004, Loyo 2009, Ramírez 2006, Tomaselli *et al.* 2000, Torres 1991, Videla *et al.* 2000 y 2003). En este estudio, el Orden Nostocales es el segundo mejor representado donde géneros como *Scytonema* y *Nostoc* fueron los más importantes con un alto número de especies. Las Oscillatoriales apenas se registraron en una temporada y solo en un edificio, con un número de géneros y especies considerablemente bajo.

Los géneros mencionados en este trabajo han sido reportados en estudios previos sobre construcciones arqueológicas; de los cuales *Aphanocapsa*, *Gloeocapsa*, *Aphanothece*, *Gloethece*, *Chroococcus*, *Scytonema* y *Nostoc* se han considerado comunmente como abundantes y con un número considerable de especies.

De los registrados para PN y CM, los géneros con mayor número de especies fueron: *Gloeocapsa*, *Scytonema*, *Nostoc*, *Chroococcus*, coincidiendo con el trabajo de Torres (1991) en diversos edificios, Ramírez (2006) y Ramírez *et al.* (2010) en El Palacio y Loyo (2009) en Conjunto Murciélagos (CM), todos realizados dentro de la zona arqueológica de Palenque, y otros registros en monumentos arqueológicos en el estado de Yucatán (Ortega-Morales *et al.* 2000 y 2005, Videla *et al.* 2000 y 2003), la fortaleza de San Juan de Ulúa en Veracruz (Cavazos 2013), y en otros lugares alrededor del mundo (Albertano *et al.* 2000, Broady 1981, Crispim *et al.* 2004, Gaylarde y Gaylarde 2000, Gaylarde *et al.* 2004, Noguerol-Seoane y Rifón-Lastra 1996 y 2000, Peraza *et al.* 2005, Temes-Casas y Noguerol-Seoane 2001, Tomaselli 2000) donde se mencionan uno o varios de estos géneros como abundantes.

Aún cuando existen coincidencias a nivel de género, las especies descritas en este estudio no son necesariamente las mismas registradas en zonas de estudios diferentes, ni aún en el mismo lugar, por ejemplo en CM.

A pesar de que *Scytonema* y *Gloeocapsa* presentan el mayor número de especies, es importante resaltar, que en realidad el primero registra esos valores por la cantidad de variantes descritas; por ejemplo solo para *S. schmidtii* se registraron 6 variantes. Para otras especies el número de variantes fue menor. Las especies descritas para Plataforma Norte y Conjunto Murciélagos se han registrado en el ambiente subaéreo, con excepción de *Gloeotheca confluens*, *Aphanocapsa intertexta*, *Gloeocapsa punctata*, *Geitlerinema amphibium*, *Hapalosiphon welwitschii*, *Calothrix fusca* y *Scytonema pascheri* que han sido reportadas como dulceacuícolas con forma de vida planctónica, metafítica y lignícola, principalmente.

Algunas de las especies han sido descritas en ambientes dulceacuícolas, como ríos, lagunas, lagos, charcos, humedales, estanques y aguas termales y su único registro en el ambiente subaéreo esta hecho en estudios previos en la zona arqueológica de Palenque, por ejemplo: *G. aeruginosa* (Banderas 1994, Bernard 1908, Borge 1936, Mendoza-González 1985, Mendoza-González *et al.* 1985, Mora 2004a, Mora 2004b, Ortega 1984), *Gloeocapsa compacta* (Becerra 2002, Becerra y Tavera 2003), *Aphanothece castagnei* (Behre 1956, Behre 1961, Guarrera y Kühnemann 1949, Guarrera *et al.* 1972, Kullberg 1971, Margain 1981 y 1989), *Aphanothece saxicola* (Aboal 1988, Aboal y Limona 1989, Kullberg 1971, Prasad y Srivastava 1965, Sheath y Cole 1992, Valadez 1992), *Aphanocapsa mucicola* (Margain-Hernández 1981 y 1989) y *Chroococcus varius* (Aboal 1988, Mora *et al.* 2004, Ortega 1984, Prescott 1962, Tavera y González 1990, Whitford 1943, Whitford y Kim 1971).

El ambiente acuático (en sus múltiples variantes) y el subaéreo presentan características totalmente distintas, por lo que resulta complejo pensar que estas especies tengan un espectro ecológico tan amplio y flexible que les permita desarrollarse ante las condiciones que cada uno de estos ambientes les impone. o bien que la identificación taxonómica fue incorrecta, considerando que para algunas especies la literatura sugiere una revisión.

Cuando la determinación taxonómica se realizó hasta nivel de género fue por que las características observadas en las preparaciones y cultivos, como ausencia o presencia de estructuras, crecimientos poco abundantes y material biológico en malas condiciones, no permitieron su identificación a nivel de especie, por lo que se anotaron como sp. Esto nos permite suponer que lo observado corresponde a etapas del ciclo de vida de los organismos que no se han registrado anteriormente y por tanto no forman parte de las descripciones de la literatura o que se traten de especies nuevas.

Otro aspecto importante de considerar sobre el sesgo en la información de la literatura de índole taxonómica es que muchos autores presentan un listado de especies que carecen de descripciones morfológicas, que impide hacer comparaciones de los caracteres, estados de carácter o variaciones morfológicas bajo las cuales nombraron a las especies (Loyo 2009).

En cuanto a las variantes descritas para algunas especies, estas no se consideraron como una especie distinta dado que las diferencias entre la morfología descrita en la literatura y la observada en las preparaciones y/o cultivos fueron puntuales sin que sus características correspondan y ajusten a la descripción de una especie distinta, más bien, se denominaron así por las variaciones en los estados de carácter descritos previamente. Estas diferencias morfológicas consideradas como resultado del impacto de las variables ambientales sobre los organismos en, el momento de la recolección.

Algunas especies de *Scytonema* se describieron con una o más variantes. Especies de este género, han sido descritas previamente en la zona arqueológica de Palenque, sin embargo, el número de especies ha sido discutido. Torres (1991) describió 6 especies, mientras que Ramírez (2006 y 2012)

afirma que en realidad es una especie que presenta cambios morfológicos que se dan según el tipo de ambiente en el que se desarrollan.

Ahora, en este estudio se han descrito 7 especies de las cuales *Scytonema millei* y *S. schmidtii* se encontraron en preparaciones fijas y en cultivos; en estos casos se describieron una y seis variantes, respectivamente. Estas variantes se observaron en preparaciones fijas mostrando que los cambios en la morfología verdaderamente están dados por el ambiente.

Algunas especies solo se registraron en una ocasión, en una temporada y en un edificio, esto no significa necesariamente que desaparezcan de una temporada a otra, probablemente no volvió a ser registrada por no ser abundante o por falta de características para su determinación.

Al respecto, debe considerarse que la recolección fue realizada al azar en áreas de muestreo de apenas 1 cm² y no todos los organismos se encontraron bien representados, o bien no estuvieron dentro del área recolectada. En este sentido, el comportamiento de las variables ambientales, tiene un papel importante, limitando el crecimiento o favoreciendo el desarrollo de otras especies según los requerimientos de las especies, como se mostró con los resultados obtenidos del análisis de correlación y de componentes principales.

Especies del género *Westiellopsis*, *Michrochaete*, *Aulosira*, *Stigonema* y *Phormidium*, fueron registradas solo en cultivos. Indiscutiblemente, estas especies no aparecieron repentinamente, por el contrario, estaban formando parte de los crecimientos recolectados pero las condiciones bajo las que se encontraban en el ambiente natural no eran favorables, siendo enmascaradas por la presencia de especies favorecidas por el ambiente.

Posteriormente en el laboratorio, aún cuando las condiciones bajo las que crecieron fueron lo más cercano a su ambiente natural, el medio de cultivo, las condiciones de luz y temperatura favorecieron el crecimiento de estas especies. De acuerdo a las temporadas de recolección, en Conjunto Murciélagos (CM) la riqueza de especies concuerda con lo descrito en 2006 donde en la época de lluvia (agosto) se registró el mayor número de especies (Loyo 2009). Mientras que en Plataforma Norte (PN) no existe un registro previo.

Por otro lado, cuando se describe la riqueza por muro, en cada periodo de recolección, el resultado es distinto. Al menos en dos muros en cada edificio en enero se presentó la mayor riqueza de especies con respecto al mes de agosto. En CM el mayor número de especies fue registrado en enero en los muros oeste y sureste y en el muro noreste hay una disminución de la riqueza; en PN en el mismo periodo se presentó la mayor riqueza en los muros norte y este y una disminución en el muro sur.

Considerando que agosto es la época de lluvias, se pensó que habría mayor diversidad y número de especies, sin embargo esto no se cumple en ningún edificio. Según lo observado en la figura 11, el intervalo de valores para la humedad relativa es mayor en enero en PN y más estrechos en CM, pero, el valor promedio siempre es mayor en CM en todos los periodos de recolección. Lo anterior nos permite inferir que el recurso hídrico presenta mayor variación en PN, ya que el poco dosel permite que la iluminación sea más directa, no así en CM donde la cobertura del dosel es mayor promoviendo patrones e intensidades de iluminación distintos y por lo tanto de temperatura, favoreciendo la evaporación diferencial.

De las variables ambientales

Estudios previos dentro de la zona arqueológica no han considerado todas las variables ambientales como se ha hecho en este estudio. Con excepción de Cavazos (2013) en la fortaleza de San Juan de Ulúa en Veracruz, quién registró variables microambientales (temperatura y

humedad sobre y cerca de los crecimientos) semejantes a los considerados en este estudio, y Martínez y Asencio (2010) quien considera los valores máximos y mínimos de PAR, humedad relativa y temperatura de forma descriptiva.

Los valores de temperatura y humedad registrados en estudios anteriores no presentan una gran variación. Torres (1991) registra una temperatura entre 24° y 27° C, y humedad relativa de 68 a 87% en zonas donde los edificios se encuentran considerablemente expuestos, en su estudio no reporta datos de luz.

Por su parte Ramírez (2006) registró temperaturas de 28 a 33° C en 2003 y 26 a 30° C en 2004, y la humedad relativa por encima del 50% y hasta <73%, los datos de luz no fueron mayores a 566 $\mu\text{moles m}^2 \text{s}^{-1}$ en 2003 (junio y noviembre) y en 2004 (abril y noviembre) estuvieron por debajo de 262 $\mu\text{moles m}^2 \text{s}^{-1}$, estos datos corresponden a una zona abierta con poca influencia del dosel.

En estas zonas abiertas se encuentra la PN y los valores de temperatura durante este estudio estuvieron cercanos a los registrados previamente, excepto en enero (2011) donde la temperatura más baja fue 19 °C, valor no registrado anteriormente. La humedad relativa fue registrada por arriba del 90% (en agosto 2010 y enero 2011), valor que superó a los registrados por Ramirez (2006) y Mireles (2012) por arriba del 50%. Los valores de luz se encuentran muy por encima de los promedios registrados por Ramírez (2006), alcanzando valores máximos de 1956 y 2288 $\mu\text{moles m}^2 \text{s}^{-1}$ en enero (2011) y agosto (2010) respectivamente.

Las diferencias que se han descrito con respecto a otros estudios realizados en los datos de las variables ambientales, están asociadas al periodo o el momento en que se registraron, así como con la persona que realizó los registros, pero principalmente al objetivo de cada uno de los estudios mencionados previamente, por lo tanto una comparación entre estos no es del todo posible.

En CM existen dos registros previos de temperatura ambiental, humedad relativa, luz (considerada únicamente la vertical) y dirección del viento correspondientes a enero y agosto de 2007 (Loyo 2009), los cuales son similares a los intervalos registrados previamente, excepto en enero (2011) que se registra como temperatura mínima 17° C, valor no registrado antes.

Los valores de luz perpendicular, DPV, y humedad y temperatura puntuales sobre las construcciones (con o sin crecimientos de cianoprocariontes) son registros únicos para CM y PN, por lo que no hay un punto de referencia con el que puedan ser comparados.

El déficit de presión de vapor (DPV) fue calculado a partir de los valores de temperatura y humedad registrados, sin embargo, esta variable es más utilizada para el estudio en plantas que permite establecer una relación de este con los procesos de evapotranspiración. No se debe de perder de vista que las cianoprocariontes se encuentran en una escala espacial distinta a las plantas y que aún cuando tienen mecanismos de regulación de pérdida de agua, estos son distintos, ya que carecen de estructuras estomáticas especializadas. Además, la tasa de evaporación no fue posible calcularla en este trabajo, por tanto los valores de humedad relativa y temperatura nos brindan mayor información y una buena aproximación sobre el comportamiento del agua en el ambiente.

Las variables microambientales humedad interna (HI) y superficial (HS) de los muros han dado una idea de cómo se están comportando los crecimientos, de alguna manera, cuando los valores de humedad interna y superficial son elevados, llegando un momento en que el flujo del agua hacia adentro o hacia afuera (tomando en cuenta que el crecimiento de cianoprocariontes se encuentra en medio), ya no es posible debido a que llega a un punto de saturación. Esto generalmente sucedería en la época de lluvias cuando hay mayor cantidad y disponibilidad de agua en el ambiente.

Por otro lado, en la época seca al aumentar la temperatura, también aumentó la tasa de evaporación en los muros, pero no lo suficiente en la zona donde se encuentran los crecimientos que al estar constituidos por especies que tienen vainas, éstas siguen acumulando agua permitiendo que la temperatura sea menor en estos puntos del muro, en este sentido los crecimientos tendrían un papel regulador de humedad, reflejado a su vez en la temperatura.

Los datos microambientales reportados por Cavazos (2013) coincide con los muros en CM y PN, donde los valores de temperatura son más altos cuando hay crecimientos algales, no así donde el muro se observa sin ellos.

Es importante considerar que cuando hay un flujo de agua entre el exterior y el interior de las construcciones seguramente se están llevando a cabo procesos de disolución del sustrato. Cuando el agua fluye hacia el exterior lleva consigo los cristales producto de dicha disolución que al atravesar los crecimientos de cianoprocariontes quedan adheridos a las vainas cuando el agua se evapora (según los períodos de sequía-humectación). Los cristales adheridos al ser observados sugieren que las cianoprocariontes, están incorporándolos provocando desgaste al sustrato.

Sin embargo, es importante resaltar, que no en todos los organismos que presentan vainas como parte de su estructura, tienen carbonatos adheridos, sugiriendo que la disolución y alteración del sustrato dependerá en gran medida de sus características físico químicas como su dureza o suavidad (Cedillo 1991, Warscheid y Braams 2000).

El comportamiento de las variables, micro y macroambientales, en cada uno de los muros, no mostró un patrón definido o una tendencia que permita explicarlos de manera general y por ende tampoco el de los crecimientos algales. Solo en el caso de la luz perpendicular, aquella que llega por filtración (Figura 8), la amplitud de los intervalos, puede estar dada por la ubicación de cada edificio dentro de la zona y la influencia de dosel. La PN al estar en una zona más abierta, la cantidad de luz es mayor alcanzando valores cercanos a los $2500 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, y que además llega directamente pues el dosel no impide su paso. No así en CM, donde el dosel es más cerrado y la cantidad de luz filtrada que incide sobre el edificio es menor.

Para observar la variación de las variables ambientales a través del tiempo, se sugiere un plazo mayor para recabar estos datos, ya que un día solo brinda una breve idea, pero no permite observar alguna tendencia en el comportamiento de las mismas.

Del comportamiento ecológico

En este sentido, a partir de los resultados obtenidos de los análisis estadísticos, se muestran patrones de comportamiento en términos de la correlación positiva o negativa que existe entre ellos.

Las relaciones establecidas entre las variables, es diferente en cada uno de los edificios. Mientras que la irradianza y la temperatura son variables que se relacionan positivamente en Plataforma Norte, en Conjunto Murciélagos la irradianza se relaciona de manera negativa con la HR.

Las variaciones de las condiciones ambientales, registrados para CM y PN, pueden ser atribuidas a la ubicación de cada edificio y el impacto del dosel al paso de luz y por lo tanto la temperatura relacionada con la humedad. De acuerdo a la manera en que se están relacionando las variables ambientales promueven la generación de microambientes, no solo a nivel general en los edificios, sino particularmente en los muros ubicados en diferentes orientaciones. Ante estos

microambientes las especies deben responder de tal forma que sean capaces de establecerse y tener éxito en ellos.

Con el ACP, se pudo realizar una descripción del comportamiento y distribución, en función del grado de influencia y relación de las variables ambientales reflejadas en la presencia, frecuencia y distribución de las especies que forman parte de los crecimientos en los sitios muestreados en la Plataforma Norte. En este edificio la distribución de las especies responden al componente climático y a la temporalidad.

Si consideramos que el ambiente aéreo-subaéreo impone condiciones extremas a las especies, la variación de la distribución de las especies en función de su presencia con respecto a la temporalidad mostrada en el análisis corroboró que la presencia de especies esta dada por la capacidad que tiene cada especie para resistir a dichas condiciones.

Esta capacidad es diferente en cada especie, ya que los intervalos de tolerancia ante la temperatura, humedad, irradiación pueden ser tan amplios o estrechos según el caso y los requerimientos de las especies. Por ejemplo, *Gloeocapsa aeruginosa*, *G. compacta*, *Gloeotheca rupestris*, *G. tepidariorum*, *Gloeocapsopsis cyanea*, *Chroococcus varius* y *Scytonema schmidtii*, son ejemplos de especies que se encuentran distribuidos en ambos edificios y en los dos períodos de recolección, sin embargo, *Gloeocapsa aeruginosa*, *Chroococcus varius* son las únicas especies capaces de distribuirse en todos los sitios de recolección.

Con los ejemplos anteriores se mostró que el rango de tolerancia de estas especies es suficientemente amplio para tener una amplia distribución, sin embargo, no significa que se encuentren en las condiciones óptimas y esto se ve reflejado en la frecuencia de su aparición. Por el contrario, también se hizo evidente que algunas especies están presentes en altas frecuencias en bajas intensidades de luz, mostrando que sus requerimientos lumínicos no necesariamente son un factor limitante para su establecimiento y permanencia.

Además de los límites de tolerancia, las estrategias morfológicas que tienen las especies para responder a las condiciones ambientales, ya sea en época de lluvia o de sequía también son importantes. En este caso las especies cuya presencia esta se registra en la temporada seca y con altas frecuencias en relación con la temperatura pertenecen a los géneros *Gloeocapsa*, *Gloeotheca*, *Nostoc* y *Scytonema*, presentaron vainas amplias que forman parte de su estructura morfológica y con las cuales acumulan agua, lo que les permite soportar la temporada seca.

Por otro lado especies de los géneros *Gloeocapsa* y *Gloeotheca* registradas con altas frecuencias y en altas intensidades de luz, son capaces de responder a esta condición con la producción de pigmentos accesorios que son utilizados como protectores ante la irradianza intensa y rayos UV (Rajeshwar y Donat 2006). Así mismo, especies como *Gloeocapsa aeruginosa* y *Gloeocapsa punctata* son ejemplos de organismos que podríamos considerar, son capaces de desarrollarse bajo condiciones diversas debido a su presencia en las dos épocas, tanto seca como de lluvias y en la mayoría de los sitios de recolección mientras que *Gloeocapsopsis cyanea*, por ejemplo, se desarrolla bajo condiciones particulares, ya que se presenta abundantemente pero en un sitio, indicando que depende de la orientación del muro y condiciones propias de este y en una época en particular.

Con base en esto, se sugiere que el comportamiento de cada variable en cada edificios (en sus respectivos muros) y en cada época es particular.

Mientras que en Plataforma Norte la presencia de las especies fue explicada en función de la época de recolección, en Conjunto Murciélagos no se mostró relación entre las variables

ambientales de forma individual o en conjunto y la presencia de las especies, sugiriendo que el comportamiento en este caso es homogéneo, es decir, las variables tienen la misma influencia, contradiciendo lo que se había inferido anteriormente para conjunto Murciélagos, donde se atribuía a la luz la presencia o ausencia de las especies (Loyo, 2009).

De la evaluación de crecimiento

Las técnicas de evaluación de crecimiento y cuantificación de organismos, están bien caracterizadas para organismos acuáticos, pero no para aquellos que se desarrollan en el ambiente subaéreo.

La fluorimetría y la espectrofotometría son metodologías comunes en la evaluación de clorofila *a* de organismos acuáticos, pero en nuestro caso, la realización de esta evaluación a partir de crecimientos sobre placas de medio de cultivo sólido (agar), provocó errores en la medición, ya que es inevitable que las muestras incluyeran restos de la placa de agar, y a veces que no se pudiera tomar toda el crecimiento por la manera en como crecen los organismos sobre y dentro de las placas de agar.

Por lo anterior, se probó el análisis de imágenes, para evaluar el crecimiento, que ha sido utilizada recientemente como una herramienta para hacer evaluaciones cuantitativas de los organismos, aunque su uso ha sido principalmente en bacterias.

Una aportación importante es el grado de correlación (bivariada) obtenida que indica que el cálculo del área es una buena estimación que puede ser utilizada para sustituir la cuantificación de la clorofila *a* con las técnicas de espectro y fluorimetría; con la posibilidad de obtenerse datos reales de la velocidad de crecimiento sin necesidad de perder el material biológico de los cultivos puros, que en muchas ocasiones requieren de largos periodos de tiempo para establecerse.

Los resultados obtenidos en estas pruebas permitirán hacer proyecciones de crecimiento a nivel de las placas donde se establecen los cultivos y directamente en los crecimientos sobre los edificios *in situ*.

En la evaluación del volumen por análisis de imágenes no se encontró ninguna correlación con el área ni el tiempo. Es posible que la aproximación que se realizó para hacer esta evaluación no fuera la más adecuada, por lo que hacer más pruebas nos permitirá evaluar utilidad de la cuantificación del volumen de manera más precisa.

CONCLUSIONES

El ambiente subaéreo a diferencia de otro tipo de ambientes posee características particulares por las cuales es considerado como extremo, sin embargo, los organismos han desarrollado estrategias morfo-fisiológicas que les permiten, a pesar de las complicaciones que estas implica, poder establecerse y permanecer en él exitosamente.

Realizar una determinación y descripción de las especies permite ampliar tanto el registro como el conocimiento de los organismos que se desarrollan en ambientes de este tipo, sin embargo, la descripción específica de los organismos, sigue presentando sesgos importantes, por la omisión de información en muchas referencias bibliográficas, principalmente la descripción de caracteres de las especies considerados para su determinación específica. En cuanto a las variantes que presentaron algunas especies, es conveniente que se realicen estudios particulares de cada una de estas, utilizando cultivos e incorporando estudios moleculares que permitan resolver los problemas taxonómicos que representa la variabilidad de caracteres que se consideran en la determinación, de modo que pueda dar respuesta al cuestionamiento de si las variaciones que presentan son estados de carácter o bien, se trata de especies diferentes realizando determinaciones más precisas de las mismas.

En cuanto al registro y descripción taxonómica realizada, fue evidente que, coincidiendo con la literatura, el grupo más abundante en los crecimientos tanto de PN como de CM pertenece a la División Cyanoprokaryota, en general los órdenes pertenecientes a esta división tuvieron una representatividad elevada con respecto a representantes de otros grupos algales de los cuales no fue posible realizar su determinación a nivel de especie, por lo que se propone realizar estudios que nos permitan resolver la parte taxonómica de éstos grupos menos abundantes.

Además de una descripción e identificación taxonómica certera, dadas las características que definen a estos ambientes, ha sido vital poder establecer una relación entre estas y las propias de las especies permitiéndonos describir y conocer de forma más certera su comportamiento ecológico.

Las variables ambientales son determinantes en el desarrollo de los crecimientos algales, y están relacionadas en general, con la ubicación de cada edificio dentro de la zona, otorgándoles características particulares a cada uno, por lo que de manera general, no es posible atribuir a una sola variable la presencia de los crecimientos algales, ya que cada una de estas tiene un impacto particular sobre las especies. En PN, la PAR y la humedad relativa, son variables determinantes para las especies que ahí se desarrollan, mientras que en CM es su acción en conjunto y de manera equivalente.

La influencia de las variables ambientales se vuelve tan específica según la escala que se considere, es decir, ya sea sobre cada edificio, cada muro, cada crecimiento y aún dentro de éstos últimos no puede establecerse una relación general que explique su comportamiento ya que existen diversos microambientes, los cuales nos permiten explicar, en gran medida, la variabilidad de la diversidad, riqueza y distribución de especies que los conforman, aunado a las características propias de las especies y su capacidad para vivir exitosamente bajo estas condiciones. Por tanto no pueden formularse generalizaciones, a las que respondan las cianoprocariontes que crecen tanto en CM y PN, y en este ambiente en general, ya que siempre dependerá del impacto puntual y diferencial de un conjunto de variables sobre cada tipo de crecimiento y organismo, lo que permitirá a su vez el desarrollo de una comunidad particular.

En cuanto a la evaluación del crecimiento, la extracción de clorofila a puede ser sustituida por el cálculo del área a partir del análisis de imágenes digitales, donde ya no es necesario utilizar

material de cultivo el cual requiere, en ocasiones, largos periodos de tiempo para su establecimiento y convirtiéndose en una buena herramienta para realizar evaluaciones *in situ* de los crecimientos, permitiendo así, la obtención proyecciones sobre el comportamiento de éstos a través del tiempo. Por el contrario, el volumen en este análisis no resulto significativo, sin embargo, se sugiere buscar y plantear una nueva metodología que nos permita definir si es o no un buen parámetro para evaluar el crecimiento en un plano tridimensional.

Los estudios de organismos sobre superficies pétreas en monumentos históricos, cobran su importancia desde el punto de vista en que los organismos que ahí se desarrollan son considerados como un factor deteriorante de este tipo de sustratos, sin embargo, antes de tomar acciones de control es necesario conocer quiénes se desarrollan y bajo qué condiciones lo hacen promoviendo la conservación no solo del patrimonio cultural, sino al mismo tiempo de la biodiversidad biológica que habita en él.

Finalmente, este estudio contribuye con la descripción ecológica de los crecimientos algales, en dos edificios de la zona arqueológica de Palenque, proponiendo una metodología para su evaluación en los ambientes subaéreos y señalando que variables deben considerarse para comprender como se comportan las cianoprocariontes en este tipo de ambientes, permitiendo su establecimiento, desarrollo y permanencia en ellos.

Hacer la descripción de estas comunidades algales resulta muy compleja, ya que no existen metodologías precisas para la evaluación ecológica en el ambiente subaéreo. Además, no es posible hacerla en una perspectiva general ya que la relación establecida entre cada uno de los organismos y las variables ambientales es particular, dejando nuevas incógnitas que requieren, sin duda alguna, de la realización de más estudios e implementación de metodologías adecuadas que nos permitan ampliar el conocimiento sobre las capacidades, mecanismos de respuesta y asociaciones entre las cianoprocariontes y su ambiente.

Anexo 1. Descripción de los crecimientos de cianoprocariontes recolectados en Conjunto Murciélagos en agosto (2010) y enero (2011).

Es importante resaltar que la connotación 1, 2 ó 3 después del color en la tabla (Anexo 1 y 2) corresponde a la codificación del círculo cromático que se utilizó para determinar la coloración de los crecimientos, donde el 1 señala una coloración tenue y el 3 una más oscura e intensa.

AGOSTO 2010					ENERO 2011				
Muestra	Muro	Textura	Color	Adherencia	Muestra	Muro	Textura	Color	Adherencia
1	O	tapete	verde	poca	61	O	granulosa	amarillo naranja 2/ amarillo verde	poca
2	O	tapete	verde	poca	62	O	granulosa	verde 3 (más oscuro)	muy poca
3	O	tapete	verde	poca	63	O	granulosa	verde 3 (más oscuro)	muy poca
4	O	tapete	verde	poca	64	O	granulosa	amarillo verde 3	poca
5	O	tapete	verde	poca	65	O	granulosa	verde 3	poca
6	O	tapete	verde	poca	66	O	granulosa	verde 3 (más oscuro)	poca
7	O	tapete	verde	poca	67	O	granulosa	amarillo verde 3	poca
8	O	tapete	verde	poca	68	O	granulosa	verde 3 (más oscuro)	poca
9	O	tapete	verde	poca	69	O	granulosa	amarillo verde 3/ verde 3	poca
10	O	tapete	verde	poca	70	O	granulosa	verde 3	poca
11	N	película pulverulenta húmeda	verde-café	media	71	NE	película pulverulenta	amarillo verde 3	alta
12	NE	película pulverulenta húmeda	amarillo- verde 3	media	72	NE	película	amarillo 3 (más oscuro)	alta
13	NE	película pulverulenta húmeda	amarillo- naranja 3+	media	73	NE	película	verde 3 (hacia negruzco)	alta
14	NE	película pulverulenta húmeda	verde-café	alta	74	NE	pulverulenta	amarillo verde 2	alta
15	NE	película pulverulenta húmeda	verde-café	media	75	NE	pulverulenta	verde 3	alta
16	NE	película pulverulenta húmeda	verde-café	media	76	NE	pulverulenta	amarillo naranja 2/ verde 3	alta
17	NE	película pulverulenta húmeda	verde-café	media	77	NE	pulverulenta	verde 3	alta

Continuación

18	NE	película pulverulenta húmeda	negruzco	media	78	NE	costra	negruzco	alta
19	NE	película pulverulenta húmeda	verde 3	media	79	NE	pasta	verde 3	alta
20	NE	película pulverulenta húmeda	verde-café	media	80	NE	pulvurulenta	verde 2	alta
21	SE	Pasta	negro	poca	81	SE	pasta	pardo muy oscuro casi negro	media
22	SE	Pasta	negro	poca	82	SE	pasta	pardo muy oscuro casi negro	media
23	SE	Pasta	negro	poca	83	SE	pasta	pardo muy oscuro casi negro	media
24	SE	Pasta	negro	poca	84	SE	pasta	pardo muy oscuro casi negro	media
25	SE	Pasta	negro	poca	85	SE	pasta	pardo muy oscuro casi negro	media
26	SE	Pasta	verde 3	poca	86	SE	pasta	pardo muy oscuro casi negro	media
27	SE	pasta	negro	poca	87	SE	pulvurulenta	amarillo verde 3	alta
28	SE	pasta	negro	poca	88	SE	pulvurulenta	amarillo verde 3	alta
29	SE	pasta	negro	poca	89	SE	pasta	pardo muy oscuro casi negro	media
30	SE	pasta	negro	poca	90	SE	pasta	pardo muy oscuro casi negro	media

Anexo 2. Descripción de los crecimientos de cianoprocariontes recolectados en Plataforma Norte en agosto (2010) y enero (2011).

AGOSTO 2010					ENERO 2011				
Muestra	Muro	Textura	Color	Adherencia	Muestra	Muro	Textura	Color	Adherencia
31	N	granulosa	pardo-café	poca	91	N	grumosa	amarillo naranja 3 (más oscuro)	poca
32	N	granulosa	pardo-café	poca	92	N	grumosa	amarillo naranja 3 (más oscuro)	poca
33	N	granulosa	pardo-café	poca	93	N	grumosa	amarillo naranja 3 (más oscuro)	poca
34	N	granulosa	pardo-café	poca	94	N	aterciopelada	amarillo naranja 3 (más oscuro)	poca
35	N	granulosa	pardo-café	poca	95	N	aterciopelada	amarillo naranja 3 (más oscuro)	poca
36	N	granulosa	verde	poca	96	N	aterciopelada	amarillo naranja 3 (más oscuro)	poca
37	N	granulosa	pardo-café	poca	97	N	aterciopelada	amarillo naranja 3 (más oscuro)	poca
38	N	granulosa	pardo-café	poca	98	N	grumosa	amarillo naranja 3	poca
39	N	granulosa	pardo-café	poca	99	N	granulosa seca	amarillo 3	media
40	N	granulosa	pardo-café	poca	100	N	granulosa seca	amarillo 3	poca
41	E	tapete – aterciopelado	verde 3	poca	101	E	afieltrada	verde 3	media
42	E	tapete – aterciopelado	verde 3	poca	102	E	afieltrada	verde 3	media
43	E	tapete – aterciopelado	verde 3	poca	103	E	afieltrada	verde 3	media
44	E	tapete - aterciopelado	verde 3	poca	104	E	afieltrada	verde 3	alta
45	E	tapete - aterciopelado	verde 3	alta	105	E	afieltrada	verde 3	media

Continuación

46	E	tapete - aterciopelado	verde 3	poca	106	E	afieltratrada	verde 3	media
47	E	tapete - aterciopelado	verde 3	poca	107	E	afieltratrada	verde 3	media
48	E	tapete - aterciopelado	verde 3	poca	108	E	afieltratrada	verde 3	media
49	E	tapete - aterciopelado	verde 3	poca	109	E	afieltratrada	verde 3	media
50	E	tapete - aterciopelado	verde 3	poca	110	E	pulverulenta	gris puntos verde 3	alta
51	S	pulvurulenta	negruzco	alta	111	S	afieltratrada seca - pulvurulenta	negro	media
52	S	pulvurulenta	verde limón	alta	112	S	afieltratradas eca - pulvurulenta	negro	media
53	S	tapete - aterciopelado	verde - negruzco	poca	113	S	afieltratrada seca - pulvurulenta	negro	media
54	S	tapete - aterciopelado	verde - negruzco	alta	114	S	afieltratrada seca - pulvurulenta	negro	media
55	S	tapete - aterciopelado	verde 3	alta	115	S	afieltratrada seca - pulvurulenta	negro	alta
56	S	película granulosa	pardeo-verde 3	media	116	S	afieltratrada seca - pulvurulenta	negro	alta
57	S	tapete - aterciopelado	verde 3	poca	117	S	afieltratrada seca - pulvurulenta	negro	alta
58	S	tapete - aterciopelado	pardeo-verde 3	poca	118	S	afieltratrada seca - pulvurulenta	negro	alta
59	S	tapete - aterciopelado	pardeo-verde 3	poca	119	S	afieltratrada seca - pulvurulenta	negro	alta
60	S	tapete - aterciopelado	verde 3	poca	120	S	afieltratrada seca - pulvurulenta	negro	alta

Anexo 3. Valores máximos y mínimos de las variables ambientales registradas en Conjunto Murciélagos (CM) y Plataforma Norte (PN). El asterisco (*) señala los valores más altos.

	CM				PN			
	Agosto		Enero		Agosto		Enero	
	Mín.	Máx.	Mín.	Máx.	Mín.	Máx.	Mín.	Máx.
PAR perpendicular ($\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$)	1.2	93.7*	1.2	48.7	16.2	386.2	1.2	1366.2*
PAR vertical ($\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$)	6.2	2066.2*	1.2	1378.7	56.2	2288.7*	3.7	1956.2
Temperatura (° C)	24.7	31.5*	17.9	25.9	26.3	34.4*	19	27.1
Humedad relativa (%)	68.7	93.2*	71.2	92.2	54.7	91.2*	51.2	90.2
DPV (mb)	0.061	0.32	0.08	0.31	0.08	0.47	0.1	0.5

Anexo 4. Valores máximos y mínimos de la radiación fotosintéticamente activa perpendicular (PAR_p) y vertical (PAR_v), temperatura del aire (T_A), humedad relativa (HR) y déficit de presión de vapor (DPV) en el Conjunto Murciélagos (CM) y Plataforma Norte (PN) en los meses de agosto (A) y enero (E) en diferentes orientaciones. El asterisco representa los valores más altos.

	Norte								Oeste							
	CM				PN				CM				PN			
	A		E		A		E		A		E		A		E	
	Mín	Máx	Mín	Máx	Mín	Máx	Mín	Máx	Mín	Máx	Mín	Máx	Mín	Máx	Mín	Máx
PAR_p ($\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$)	1.2	93.7	1.2	26.2	51.2	386.2	23.7	108.7	1.2	3.7	1.2	48.7	16.2	126.2	3.7	961.2
PAR_v ($\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$)	23.7	2066.2	11.2	268.7	68.7	2288.7*	76.2	1231.2	6.2	26.2	1.2	1378.7	58.7	1388.7	16.2	1156.2
T_A (° C)	24.7	31.5	18.2	25.9	26.3	34.4*	19.8	25.1	24.7	28.7	17.9	20.9	27.5	30.3	19.8	21.7
HR (%)	68.7	93.2	78.7	88.7	54.7	91.2	54.2	83.7	83.7	93.7*	71.2	92.2	69.2	91.2	72.7	89.7
DPV (mb)	0.07	0.32	0.12	0.23	0.08	0.47	0.17	0.49	0.06	0.17	0.08	0.31	0.09	0.32	0.11	0.29

	Sureste							
	CM				PN			
	A		E		A		E	
	Mín	Máx	Mín	Máx	Mín	Máx	Mín	Máx
PAR_p ($\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$)	1.2	18.7	1.2	6.2	36.2	268.7	1.2	1366.2*
PAR_v ($\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$)	6.2	98.7	1.2	46.2	56.2	1261.2	3.7	1956.2
T_A (° C)	25.5	28.3	17.1	19.4	29.1	33.1	19	27.1
HR (%)	86.7	94.2	81.7	92.2	60.7	85.2	51.2	90.2
DPV (mb)	0.06	0.14	0.08	0.20	0.15	0.40	0.10	0.52

Anexo 5. Valores promedio de la humedad interna del muro (HI) y superficial (HS), y de las teemperaturas sobre los crecimientos algales (TA) y del muro sin crecimientos algales (TM) en agosto (A) y enero (E) en los muros de Conjunto Murciélagos (CM).

	HI		HS		TA		TM	
	A	E	A	E	A	E	A	E
Oeste	245.78	683.44	53.98	62.33	25.8	18.67	26.58	18.9
Noreste	426.25	613	30.34	25.34	25.15	18.27	25.62	18.38
Sureste	525	485.44	42.03	27	24.18	17.87	24.55	17.96

Anexo 6. Valores promedio de la humedad interna del muro (HI) y superficial (HS), y de las teemperaturas sobre los crecimientos algales (TA) y del muro sin crecimientos algales (TM) en agosto (A) y enero (E) en los muros de Plataofrma Norte (PN).

	HI		HS		TA		TM	
	A	E	A	E	A	E	A	E
Norte	566.67	773.33	56.42	63.54	32.17	19.25	33.42	20.32
Este	730	599	35.52	23.77	26.47	16.9	26.22	17.26
Sur	539.56	372.22	31.367	14.44	27.92	22.7	28.93	22.35

Anexo 7. Presencia de las especies y variantes en Conjunto Murciélagos (CM) y Plataforma Norte (PN) en los periodos de recolección de agosto (A) y enero (E). El asterisco (*) señala las especies presentes solo en una recolección y en un edificio.

Edificio	CM		PN	
	A	E	A	E
<i>Aphanothece caldariorum</i>			°	°
<i>Aphanothece castagnei</i>	°		°	°
<i>Aphanothece saxicola</i>	°		°	°
<i>Gloeothece confluens</i> *				°
<i>Gloeothece cyanochroa</i> *				°
<i>Gloeothece palea</i>	°	°		°
<i>Gloeothece rupestris</i>	°	°	°	°
<i>Gloeothece tepidariorum</i>	°	°	°	°
<i>Aphanocapsa fusco-lutea</i>	°		°	
<i>Aphanocapsa fusco-lutea variante 1</i>	°	°		°
<i>Aphanocapsa fusco-lutea variante 2</i>	°	°		
<i>Aphanocapsa fusco-lutea variante 3</i>	°	°		°
<i>Aphanocapsa intertexta</i> *			°	
<i>Aphanocapsa muscicola</i>	°	°	°	°
<i>Gloeocapsa acervata</i>	°		°	
<i>Gloeocapsa aeruginosa</i>	°	°	°	°
<i>Gloeocapsa alpina</i>			°	°
<i>Gloeocapsa biformis</i>	°	°	°	°
<i>Gloeocapsa bituminosa</i>			°	°
<i>Gloeocapsa caldariorum</i>				°
<i>Gloeocapsa compacta</i>	°	°	°	°
<i>Gloeocapsa fusco-lutea</i>	°	°		°
<i>Gloeocapsa gelatinosa</i>		°		°
<i>Gloeocapsa punctata</i>	°	°	°	°
<i>Gloeocapsa sanguinea</i> *				°
<i>Gloeocapsa sp.1</i>	°	°		°
<i>Gloeocapsa sp.2</i>	°	°		
<i>Gloeocapsopsis cyanea</i>	°	°	°	°
<i>Gloeocapsopsis dvorakii</i> *				°
<i>Gloeocapsopsis magma</i> *				°
<i>Gloeocapsopsis sp.1</i>	°	°		°
<i>Gloeocapsopsis sp. 2</i> *	°			
<i>Gloeocapsopsis sp. 3</i>			°	
<i>Gloeocapsopsis sp. 4</i>			°	
<i>Gloeocapsopsis sp. 5</i> *				°
<i>Chroococcus coharens</i> *		°		
<i>Chroococcus helveticus</i> *		°		
<i>Chroococcus lithophilus</i>	°	°		
<i>Chroococcus montanus</i>			°	°
<i>Chroococcus muralis</i> *	°			
<i>Chroococcus turicensis</i> *				°
<i>Chroococcus varius</i>	°	°	°	°
<i>Chroococcus sp.</i>	°	°		

Continuación

<i>Cyanosarcina parthenonensis</i> *				°
<i>Pseudocapsa dubia</i> *				°
<i>Chlorogloea microcystoides</i>		°		°
<i>Chlorogloea novacekii</i>			°	°
<i>Chlorogloea sp.1</i> *	°			
<i>Chlorogloea sp.2</i>	°			
<i>Chlorogloea sp.3</i> *			°	
<i>Entophysalis sp.</i> *	°			
<i>Pleurocapsa sp.</i> *	°			
<i>Geitlerinema amphibium</i> *			°	
<i>Nostoc microscopicum</i>		°	°	
<i>Nostoc sp.1</i> *			°	
<i>Nostoc sp.2</i> *			°	
<i>Nostoc sp.3</i> *			°	
<i>Nostoc sp.4</i>		°		°
<i>Nostoc sp.5</i> *				°
<i>Nostoc sp.6</i> *				°
<i>Nostoc sp.7</i> *				°
<i>Calothrix fusca</i>	°		°	°
<i>Scytonema javanicum</i> *			°	
<i>Scytonema malaviyaensis</i> *				°
<i>Scytonema millei</i>			°	°
<i>Scytonema millei variante 1</i> *				°
<i>Scytonema pascheri</i>			°	°
<i>Scytonema pseudoguayanense</i>			°	°
<i>Scytonema schmidtii</i>	°	°	°	°
<i>Scytonema schmidtii variante 1</i>	°	°		°
<i>Scytonema schmidtii variante 2</i> *			°	
<i>Scytonema schmidtii variante 3</i> *			°	
<i>Scytonema schmidtii variante 4</i> *			°	
<i>Scytonema schmidtii variante 5</i> *			°	
<i>Scytonema schmidtii variante 6</i> *			°	
<i>Scytonema subtile</i> *				°
Número total de especies y variantes	32	27	38	47

Anexo 8. Presencia de las especies y sus variantes (descritas a partir de preparaciones fijas) por periodo de recolección: agosto (A) y enero (E); edificio: Conjunto Murciélagos (CM) y Plataforma Norte (PN); y orientación del muro: oeste (O), noreste (NE), sureste (SE), norte (N), este (E), sur (S).

Edificio	CM						PN					
	Periodo	A	E	A	E		A	E		A	E	
Orientación del muro	O	NE	SE	O	NE	SE	N	E	S	N	E	S
<i>Aphanothece caldariorum</i>							°			°		
<i>Aphanothece castagnei</i>		°					°	°		°	°	
<i>Aphanothece saxicola</i>		°					°			°	°	
<i>Gloeothece confluens</i>										°	°	°
<i>Gloeothece cyanochroa</i>										°	°	
<i>Gloeothece palea</i>			°	°						°	°	
<i>Gloeothece rupestris</i>	°			°	°	°	°			°	°	
<i>Gloeothece tepidariorum</i>	°			°			°				°	
<i>Aphanocapsa fusco-lutea</i>		°	°				°		°			
<i>Aphanocapsa fusco-lutea variante 1</i>		°	°		°						°	°
<i>Aphanocapsa fusco-lutea variante 2</i>		°		°								
<i>Aphanocapsa fusco-lutea variante 3</i>			°		°	°				°	°	
<i>Aphanocapsa intertexta</i>							°		°			
<i>Aphanocapsa muscicola</i>		°		°	°	°	°				°	°
<i>Gloeocapsa acervata</i>		°					°					
<i>Gloeocapsa aeruginosa</i>	°	°	°	°	°	°	°	°		°		°
<i>Gloeocapsa alpina</i>								°	°			°
<i>Gloeocapsa biformis</i>			°	°		°	°		°	°	°	
<i>Gloeocapsa bituminosa</i>									°			°
<i>Gloeocapsa caldariorum</i>											°	°
<i>Gloeocapsa compacta</i>	°			°			°	°	°	°	°	°
<i>Gloeocapsa fusco-lutea</i>		°	°		°	°				°	°	
<i>Gloeocapsa gelatinosa</i>										°		
<i>Gloeocapsa punctata</i>			°		°	°	°	°	°	°	°	
<i>Gloeocapsa sanguinea</i>												°
<i>Gloeocapsa sp.1</i>		°				°				°		
<i>Gloeocapsa sp.2</i>		°				°						
<i>Gloeocapsopsis cyanea</i>		°			°	°		°	°	°	°	°
<i>Gloeocapsopsis dvorakii</i>											°	
<i>Gloeocapsopsis magma</i>											°	°
<i>Gloeocapsopsis sp.1</i>		°	°		°	°				°		
<i>Gloeocapsopsis sp. 2</i>	°	°										
<i>Gloeocapsopsis sp. 3</i>									°			
Continuación							°	°				
<i>Gloeocapsopsis sp. 4</i>												°
<i>Chroococcus coharens</i>				°		°						
<i>Chroococcus helveticus</i>					°	°						
<i>Chroococcus litophilus</i>			°			°						
<i>Chroococcus montanus</i>								°				°
<i>Chroococcus muralis</i>		°	°									

Continuación

<i>Chroococcus turicensis</i>											°		
<i>Chroococcus varius</i>	°	°	°	°	°	°	°	°	°	°		°	°
<i>Chroococcus sp.</i>	°			°									
<i>Cyanosarcina parthenonensis</i>											°		
<i>Pseudocapsa dubia</i>													°
<i>Chlorogloea microcystoides</i>						°							°
<i>Chlorogloea novacekii</i>									°				°
<i>Chlorogloea sp.1</i>		°											
<i>Chlorogloea sp.2</i>		°											
<i>Chlorogloea sp.3</i>								°					
<i>Entophysalis sp.</i>		°	°										
<i>Pleurocapsa sp.</i>		°											
<i>Geitlerinema amphibium</i>								°					
<i>Nostoc microscopicum</i>				°						°			
<i>Nostoc sp.1</i>								°					
<i>Nostoc sp.2</i>								°	°	°			
<i>Nostoc sp.3</i>									°				
<i>Nostoc sp.4</i>					°	°						°	
<i>Nostoc sp.5</i>												°	
<i>Nostoc sp.6</i>												°	
<i>Nostoc sp.7</i>													°
<i>Calothrix fusca</i>	°	°						°	°		°	°	
<i>Scytonema javanicum</i>									°				
<i>Scytonema malaviyaensis</i>													°
<i>Scytonema millei</i>								°		°	°	°	
<i>Scytonema millei variante 1</i>											°	°	
<i>Scytonema pascheri</i>										°			°
<i>Scytonema pseudoguayanense</i>									°			°	
<i>Scytonema schmidtii</i>		°	°		°		°	°	°			°	
<i>Scytonema schmidtii variante 1</i>		°	°		°							°	
<i>Scytonema schmidtii variante 2</i>								°					
<i>Scytonema schmidtii variante 3</i>								°					
<i>Scytonema schmidtii variante 4</i>								°					
<i>Scytonema schmidtii variante 5</i>									°				
<i>Scytonema schmidtii variante 6</i>									°	°			
<i>Scytonema subtile</i>											°		
Número total de especies y variantes	8	23	15	12	14	18	25	18	16	26	30	15	

Anexo 9. Especies registradas en cultivo por edificio: Conjunto Murciélagos (CM) y Plataforma Norte (PN), y periodo de recolección: agosto (A) y enero (E). El asterisco (*) señala las especies descritas también en las preparaciones fijas.

Edificio	CM		PN	
	A	E	A	E
<i>Aphanothece castagnei</i> *		°		
<i>Gloeotheca tepidariorum</i> *				°
<i>Aphanocapsa muscicola</i> *	°			
<i>Gloeocapsa aeruginosa</i> *		°		
<i>Lynngbya</i> sp.	°			
<i>Phormidium</i> sp.1.				°
<i>Phormidium</i> sp.2	°			
<i>Hapalosiphon welwitschii</i>		°		
<i>Westiellopsis</i> sp. 1	°			
<i>Westiellopsis</i> sp. 2			°	
<i>Westiellopsis</i> sp. 3		°		
<i>Westiellopsis</i> sp. 4		°		
<i>Westiellopsis</i> sp. 5				°
<i>Westiellopsis</i> sp. 6		°		
<i>Microchaete</i> sp. 1		°		
<i>Aulosira</i> sp. 1				°
<i>Nostoc</i> sp. 8	°			
<i>Nostoc</i> sp. 9		°		
<i>Nostoc</i> sp. 10		°		
<i>Nostoc</i> sp. 11	°			
<i>Calothrix fusca</i> *		°		
<i>Scytonema javanicum</i> *	°		°	
<i>Scytonema millei</i> *	°		°	
<i>Scytonema pascheri</i> *				°
<i>Scytonema schmidtii</i> *			°	°
Número total de especies	8	10	4	6

Anexo 10. Distribución de especies registradas en cultivo por edificio: Conjunto Murciélagos (CM) y Plataforma Norte (PN); por periodo de recolección: agosto (A) y enero (E); y orientación del muro: oeste (O), noreste (NE), sureste (SE), norte (N), este (E), sur (S). El asterisco (*) señala las especies descritas también en las preparaciones fijas.

Edificio	CM							PN				
	Periodo	A			E				A		E	
Orientación del muro	O	NE	SE	O	NE	SE	N	E	S	N	E	S
<i>Aphanothece castagnei</i> *					°							
<i>Gloeotheca tepidariorum</i> *										°		
<i>Aphanocapsa muscicola</i> *	°											
<i>Gloeocapsa aeruginosa</i> *				°								
<i>Lyngbya</i> sp.		°										
<i>Phormidium</i> sp. 1.												°
<i>Phormidium</i> sp. 2	°											
<i>Hapalosiphon welwitschii</i>							°					
<i>Westiellopsis</i> sp. 1			°									
<i>Westiellopsis</i> sp. 2							°					
<i>Westiellopsis</i> sp. 3							°					
<i>Westiellopsis</i> sp. 4					°							
<i>Westiellopsis</i> sp. 5												°
<i>Westiellopsis</i> sp. 6					°							
<i>Microchaete</i> sp. 1					°							
<i>Aulosira</i> sp. 1												°
<i>Nostoc</i> sp. 8	°											
<i>Nostoc</i> sp. 9					°							
<i>Nostoc</i> sp. 10					°							
<i>Nostoc</i> sp. 11			°									
<i>Calothrix fusca</i> *							°					
<i>Scytonema javanicum</i> *	°								°			
<i>Scytonema millei</i> *		°					°		°			
<i>Scytonema pascheri</i> *												°
<i>Scytonema schmidtii</i> *									°	°	°	
Número total de especies	4	2	2	1	6	2	3	0	3	2	4	1

REFERENCIAS CITADAS

- Aboal, M. 1988. Aportación al conocimiento de las algas epicontinentales del sudeste de España. III: Cianofíceas (Cyanophyceae Schaffner 1909): *Anales del Jardín Botánico de Madrid*, 45: 3-46.
- Aboal, M. and Limona, X. 1989. Los poblamientos algales bentónicos del río Segura y su relación con la calidad del agua: *Candollea*, 44: 199-208.
- Adhikary, S. P. 2000. Chlorophyll stability of epilithic cyanobacteria from temples of India. *Algological Studies*. June, 119-131.
- Adhikary, S. P. 2002. Survival in darkness and heterotrophic growth of epilithic cyanobacteria from temples of India. *Algological Studies*. June, 141-155.
- Albertano, P., Bruno, L., Ottavi, D., Moscone, D. and Palleschi, G. 2000. Effect of photosynthesis on pH variation in cyanobacterial biofilms from Roman catacombs. *Journal of Applied Phycology*, 12: 379 – 384.
- Alum, A., Mobasher, B., Asce, M., Rashid, A. and Abbaszadegan M. 2009. Image analyses-based nondisruptive method to quantify algal growth on concrete surfaces. *Journal of environmental engineering*. March, 185-190.
- Allsopp, D., Seal, K. and Gaylarde C. 2004. *Introduction to Biodeterioration*. Cambridge University Press 2nd ed. United States of America, 237 pp.
- Banderas, T. A. 1994. *Limnología del Lago El Sol, Nevado de Toluca, México: Doctor en Ciencias (Biología) Tesis de Doctorado, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México*, 211 pp.
- Becerra, A. I. 2002. *Cambios de la comunidad algal relacionados con el ciclo hídrico en un tinal inundable en Quintana Roo: Licenciatura Fac. Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México*, 89 pp.
- Becerra, A. I. and Tavera, R. 2003. *Cambios de la comunidad algal (perifiton) relacionados con el ciclo hidrológico en un tinal anegable en Quintana Roo: Estudios Mexicanos / Mexican Studies*, 19: 263-275.
- Behre, K. 1956. *Die Algenbesiedlung einiger Seen um Bremen und Bremerhaven: Veröffentlichungen der Institut für Meeresforschung in Bremerhaven*, 4: 221-383.
- Behre, K. 1961. *Die Algenbesiedlung der Unterweser unter Berücksichtigung ihrer Zuflüsse (ohne die Kieselalgen): Veröffentlichungen des Instituts für Meeresforschung in Bremerhaven*, 7: 71-263.
- Bellinzoni, A. M., Caneva, G. and Ricci, S. 2003. Ecological trends in travertine colonization by pioneer algae and plant communities. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 51 (3): 203-210.
- Bernard, C. J. 1908. *Protococcacées et Desmidiacées d'eau douce recoltées à Java et décrites par Ch. Bernard: Batavia, Departement de l'Agriculture aux Indes Néerlandaises*, 1-230.
- Bernal, G. R., Cuevas, M. G. and Gonzalez, A. G. 2010. *Guía: Palenque, Chiapas-México. Zona Arqueológica. Instituto Nacional de Antropología e Historia. Ed. Raíces*, 64 pp.

- Beyenal, H., Lewandowski, Z. and Harkin, G. 2004. Quantifying biofilm structure: facts and fiction. *Biofouling*, 20: 1-23.
- Bharadwaja, Y. 1933. Contributions to our Knowledge of the Myxophyceae of India. *Annals of Botany London*, 47: 117-143.
- Borge, O. 1936. Beiträge zur Algenflora von Sweden: *Arkiv för Botanik*, 28 A: 1-58.
- Broady, P. 1981. Ecological and taxonomic observations on subaerial epilithic algae from Princess Elizabeth Land and Mac.Robertson Land, Antarctica. *Br. Phycol. J.*, 16: 257 – 266.
- Brock, T. D. 1974. *Biology of microorganisms*. Prentice Hall. New Jersey. 852 pp.
- Brown, L., Gargantini, I., Brown, D. J., Atkinson, H. J., Govindaranjan, J. and Vanlerberghe, G. C. 1989. Computer-based image analysis for the automated counting and morphological description of microalgae in culture. *Journal of Applied Phycology*, 1: 211-225.
- Bryant, D. A., Guglielmi, G., de Marsac, N., Castets, A. M. and Cohen-Bazire, G. 1979. Th estructure of Cyanobacterial Phycobilisomes: a model. *Archives of Microbiology*, 123: 113-127.
- Büdel, B. and Lange, O. L. 1991. Water status of green and blue-green phycobionts in lichen thalli after hydration and wáter vapour uptake: do they become turgid?. *Botanica Acta*, 104: 361-366.
- Campbell, N. A. and Reece, J. B. 2007. *Biología*. Panamericana. México. 1394 pp.
- Castillo, M. A. and Maestre, F. T. 2011. La costra biológica del suelo: Avances recientes en el conocimiento de su estructura y función ecológica. *Revista chilena de Historia Natural*, 84: 1-21.
- Cavazos, E. G. 2013. Lluvia ácida y biodeterioro en la fortaleza de San Juan de Úlua, Veracruz, Veracruz, México monumento del patrimonio cultural. Tesis de Maestría, Universidad Nacional Autónoma de México. 130 pp.
- Cedillo, L. A. 1991. La conservación en zonas arqueológicas. Tres décadas de trabajo. Tesis de Licenciatura en conservación y restauración de bienes culturales muebles. Instituto Nacional de Antropología e Historia.
- Ciferri, O. 1999. Microbial degradation of paintings. *Applied and environmental Microbiology*. March, 65: 879-885.
- Crispim, C., Gaylarde, P. and Gaylarde, C. 2003. Algal and Cyanobacterial Biofilms on Calcareous Historic Buildings. *Current Microbiology*, 46: 79-82.
- Crispim, C. and Gaylarde, C. 2004. Cyanobacteria and Biodeterioration of cultural heritage: a review. *Microbial Ecology*, 49: 1-9.
- Crispim, C., Gaylarde, C. and Gaylarde, P. 2004. Biofilms on church walls in Porto Alegre, RS, Brazil, with special attention to cyanobacteria. *International Biodeterioration and Biodegradation*, 54: 121-124.
- Desikachary, T. V. 1959. *Cyanophyta*: New Delhi, India Council of Agricultural Research. 686 pp.
- Dethier, M. 1994. The ecology of intertidal algal crusts: variation within a functional group. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 177: 37-71.
- Di Bonaventura, M., Del Gallo, M., Ercole, C. and Lepidi, A. 1999. Microbial formation of oxalate films on monument surfaces: bioprotection or biodeterioration?. *Journal of Geomicrobiology*, 16:55-64.

- Dillon, J. G. and Castenholz, R. G. 1999. Scytonemin, a cyanobacterial sheath pigment, protects against UVC radiation: implications for early photosynthetic life. *Journal of Phycology*, 35: 673-681.
- Dillon, J. G., Tatsumi, C. M, Tandingan, P. G. and Castenholz, R. W. 2002. Effect of environmental factor on the synthesis of scytonemin, a UV-screening pigment, in a cyanobacterium (*Chroococcidiopsis* sp.). *Archives of Microbiology*, 177: 322-331.
- Donkor, V. A. and Häder, D. P. 1996. Effects of ultraviolet irradiation on photosynthetic pigments in some filamentous cyanobacteria. *Aquatic Microbial Ecology*, 11: 143-149.
- Donner, A., Minden, V., Rickler, M. and Rasch, B. 2002. Evaluation of algal infestation on building facades using a quantitative chlorophyll a method. *Qualität/Bausanierung Schriftenreihe*, 13: 89-95.
- Ehling-Schulz, M., Bilger, W. and Scherer, S. 1997. UV-B induced synthesis of photoprotective pigments and extracellular polysaccharides in the terrestrial Cyanobacterium. *Journal of Bacteriology*. March, 1940-1945.
- Ehresmann, D. H. and Hatch, M. T. 1975. Effect of relative humidity on the survival of airborne unicellular algae. *Applied Microbiology*, 29 (3): 352-357.
- Eggert, A., Häubner, N., Klausch, S., Karsten, U. and Schumann, R. 2006. Quantification of algal biofilms colonising building materials: chlorophyll a measured by PAM-fluorometry as a biomass parameter. *Biofouling*, 22 (2): 79-90
- Ferroni, L., Klisch, M., Pancaldi, S. and Häder, D. P. 2010. Complementary UV-absorption of mycosporine-like aminoacids and scytonemin is responsible for the UV-intensivity of photosynthesis in *Nostoc flagelliforme*. *Marine Drugs*, 8: 106-121.
- Fleming, H., Szewsky, U. and Griebe, T. 2000. *Biofilms investigative methods and applications*. Technomic Publising. Lancaster, 4-6.
- Freiberg, E. 1999. Influence of microclimate on the occurrence of Cyanobacteria in the phyllosphere in a premontane rain forest of Costa Rica. *Plant Biology*, 1: 244-252.
- Fletcher, V. 2007. North American desert microbiotic soil crust communities: Diversity despite challenge. pp. 533-551. En: Seckbach, J. (ed.). 2007. *Algae and Cyanobacteria in extreme environments*. Springer. 786 pp.
- Fogg, G. E. 2001. Algal adaptation to stress. Some general remarks. 1-20 p. In: Rai, L. C., Gaur, J. P. (Eds.) *Algal adaptation to environmental Stresses. Physiological, biochemical and molecular mechanisms*. Springer- Verlag Berlin Heidelberg, New York. 427 pp.
- Foy, R.H. 1993. The phycocyanin to chlorophyll a ratio and other cell components as indicators of nutrient limitation in two planktonic cyanobacteria subjected to low-light exposures. *Journal of Plankton Research*, 15: 1263–1276.
- Frémy, P. 1930. *Cyanophycées des cotes D' Europe*. Archives de Botanique. A. Asher and CO. B. V. Amsterdam.
- Fritsch, F. E. 1907. A general consideration of the subaerial and freshwater algal flora of Ceylon. *Proceeding of the Royal Society B: Biological Sciences*, 79: 197-254.
- Gao, K. and Ye, C. 2007. Photosynthetic insensitivity of the terrestrial cyanobacterium *Nostoc flagelliforme* to solar UV radiation while rehydrated or desiccated. *Journal of Phycology*, 43: 628-635.

- García-Pichel F. and Castenholz, R. W. 1991. Characterization and biological implications of Scytonemin, a cyanobacterial sheath pigment. *Journal of Phycology*, 27: 395-409.
- García-Pichel F. and Castenholz, R. W. 1993. Occurrence of UV-absorbing, mycosporine-like compounds among cyanobacteria isolated and an estimate of their screening capacity. *Applied and Environmental Microbiology*, 59:163-169.
- Gardner, N. L. 1927. *New Myxophyceae from Porto Rico*. New York. 144 pp.
- Gaylarde, P. and Gaylarde, C. 2000. Algae and cyanobacteria on painted buildings in Latin America. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 46: 93:97
- Gaylarde, C., Gaylarde, P., Copp, J. and Enhilan, B. 2004. Polyphasic Detection of Cyanobacteria in Terrestrial Biofilms. *Biofiling*, 20: 71-79.
- Geider, R.J. 1987. Light and temperature dependence of the carbon to chlorophyll a ratio in microalgae and cyanobacteria: implications for physiology and growth of phytoplankton. *New Phytologist*, 106: 1-34.
- Geitler, L. 1932. *Cyanophyceae*: Leipzig, Akademische Verlagsgesellschaft m.b.h., 1-1196.
- Ghose, S. L. 1926. On some Myxophyceae from Rangoom. *Journal of the Burma Research Society*, 15 (3): 244-253.
- González-González, J. and Novelo, E. 1986. Algas, in Lot, A., Chiang, F., (edit.). *Manual de Herbario. Administración y manejo de colecciones, técnicas de recolección y preparación de ejemplares botánicos: México, Consejo Nacional de Flora de México*, p. 47-54.
- Gorbushina, A. A. 2007. Life on the rocks. *Environmental Microbiology*, 9 (7): 1613-1631.
- Görs, S., Schumman, R., Häubner, N. and Karsten, U. 2007. Fungal and algal biomass in biofilms on artificial surfaces quantified by ergosterol and chlorophyll a as biomarkers. *International Biodeterioration and Biodegradation*, 60: 50-59.
- Gray, A. J., Young, D., Martin, N. J. and Glasbey, C. A. 2002. Cell identification and sizing using image analysis for estimation of cell biomass in high rate algal ponds. *Journal Applied Phycology*, 14: 193-204.
- Grimaldi, D. M. 2007. Importancia de las algas en la conservación de los monumentos prehispánicos de Palenque, Bonampak y Yaxchilán: Lakamha', v. 6. Segunda época, p. 8-11
- Guarrera, S. A. and Kühnemann, O. 1949. Catálogo de las "Chlorophyta" y "Cyanophyta" de agua dulce de la República Argentina: Lilloa, 19: 219-318.
- Guarrera, S. A., Malacalza, L. and López, F. P. 1972. Fitoplancton de las aguas superficiales de la provincia de Buenos Aires. II. Complejo lagunar Salada Grande, Encadenadas del Oeste y Encadenadas del Sur: *Revista Museo de La Plata (NS), Sección Botánica*, 12: 161-219.
- Guiry, M.D. and Guiry, G.M. 2014. *AlgaeBase*. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. <http://www.algaebase.org>; acceso: 30 abril 2014.
- Hancke, K., Hancke, T. B., Olsen, L. M. and Johnse, G. 2008. Temperature effects on microalgal photosynthesis-light responses measured by O₂ production, pulse-amplitude-modulated fluorescence and ¹⁴C assimilation. *Journal of Phycology*, 44: 501-514.
- Hoek C. v.d., Mann D.G. and Jahns H.M. 1995. *Algae. An introduction to Phycology*. Cambridge University Press. Cambridge. 623 pp.

- Hosikian, A., Lim, S. and Danquah, M. K. 2010. Chlorophyll extraction from microalgae: A review on the process engineering aspects. *International Journal of chemical engineering*, 2010: 1-11.
- Instituto Nacional de Antropología e Historia. 2013. Red de Zonas Arqueológicas. <http://www.inah.gob.mx/zonas-arqueologicas.com>. Acceso 30 agosto 2013.
- Islam, N. 1972. Subaerial algae of Bangladesh. *Journal Botanic of Bangladesh*, 1: 13-64.
- Komárek, J. and Anagnostidis, K. 1999. *Cyanoprokaryota 1. Teil: Chroococcales*. Jena, Germany, Gustav Fisher Verlag Jena. 548 pp.
- Komárek, J. and Anagnostidis, K. 2005. *Cyanoprokaryota 2. Teil: Oscillatorialesales*. Elsevier GmbH, München Spektrum Akademischer Verlag. 758 pp.
- Kullberg, R. G. 1971. Algal distribution in six thermal spring effluents: *Transactions of the American Microscopical Society*, 90: 412-434.
- Kumar, R. and Kumar, A. 1999. *Biodeterioration of stone in Tropical Environments*. The Getty Conservation Institute. 85 pp.
- LACET 2014. Laboratorio de Algas Continentales. *Ecología y Taxonomía/Bases de datos: Taxfich*. <http://lacet.meridion.mx/bd.html>. Acceso 30 de abril de 2014.
- Lange, W. 1976. Speculations on a possible essential function of the gelatinous sheath of blue-green algae. *Can. J. Microbiol*, 22: 1181-1185.
- Leao, P. N., Engene, N. and Antunes, A. Gerwick, W. H., Vasconcelos, V. 2012. The chemical ecology of cyanobacteria. *Natural Product Report*, 29: 372-391.
- Lehel, C., Gombos, Z., Török, Z. and Vigh, L. 1993. Growth temperatura modulates thermotolerance and heat shock response of cyanobacterium *Synechoaptis* PCC 6803. *Palnt Physiology Biochemistry*, 31: 81-88.
- Lewin, R. A. 2006. Black algae. *Journal of Applied Phycology*, 18: 699-702.
- Loyo, E.E. 2009. *Distribución de Chroococcales (Cyanoprokaryota) en el Conjunto Murciélagos en la zona Arqueológica de Palenque, Chiapas*. Tesis Licenciatura, Universidad Nacional Autónoma de México. 60 pp.
- Lüttge, U. 1997. Cyanobacterial *Tintrenstrich* communities and their ecology. *Naturwissenschaften*, 84: 526-534.
- Margain-Hernández, R. M. 1981. *Flora ficológica de los cuerpos de agua temporales de la región oriental y sur de la cuenca del río Pánuco: Maestría en Ciencias (Biología) Tesis de Maestría en Ciencias, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México* 422 pp.
- Margain-Hernández, R. M. 1989. *Lista ficoflorística de la cuenca del río Pánuco, México. I. Cuerpos de agua temporales (Regiones Oriental y Sur)*. *Biotam*, 1: 24-38.
- Margalef, R. 1983. *Limnología*. Ed. Omega. Barcelona. 1010 pp.
- Martínez, A. M. and Bader, C. R. 2004. *Dos décadas de arqueología en México*. *Mexican Studies / Estudios Mexicanos*, 20 (2): 187-220.
- Martínez, A. and Asencio, A. D. 2010. Distribution of Cyanobacteria at the Gelada cave (Spain) by physical parameters. *Journal of Cave and Karst Studies*, 72 (1): 11-20.

- Mazor, G., Kidron, G. J., Vonshak, A. and Abeliovich, A. 1996. The role of cyanobacterial exopolysaccharides in structuring desert microbial crusts. *FEMS Microbiology Ecology*, 21: 121-130.
- McNaughton, S. J. and Wolf L. L. 1984. *Ecología general*. Ediciones Omega, S.A. Barcelona.
- Mendoza-González, C. 1985. Estudio florístico ficológico estacional de la Laguna Victoria o de Santiago Tilapa, México: *Phytologia*, 58: 479-487.
- Mendoza-González, C. and Huerta M. L., Flores G. C. 1985. Estudio florístico del fitoplancton del Lago Zirahuén, Michoacán, México: *Phytologia*, 59: 1-8.
- Miller, A. Z, Dionisio A. and Macedo M. F. 2006. Primary bioreceptivity: Acomparative study of different Portuguese lithotypes. *International Biodeterioration and Biodegradation*, 57: 136-142.
- Miller, A. Z., Laiz L., Gonzalez J. M., Dionisio A., Macedo M. F. and Saiz-Jimenez C. 2008. Reproducing Stone monument photosynthetic-based colonization under laboratory conditions. *Science of the Total Environment*, 405: 278-285.
- Miller, A. Z., Laiz L., Dionisio A., Macedo M. F. and Saiz-Jimenez C. 2009. Growth of phototrophic biofilms from limestone monuments under laboratory conditions. *International Biodeterioration and Biodegradation*, 63: 860-867.
- Miller, A. Z., Sanmartín, P., Pereira-Pardo, L., Dionisio, A. and Saiz-Jimenez, C., Mecedo, M. F., Prieto, B. 2012. Bioreceptivity of building stones: A review. *Science of the Total Environment*, 426: 1-12.
- Mireles, V. A. 2012. *Especies de la familia Pseudanabaenaceae en monumentos mayas de la zona de Palenque, Chiapas: aspectos ecológicos y de cultivos*. Tesis de Licenciatura, Universidad Nacional Autónoma de México. 83 pp.
- Mora, N. M. R. 2004. *Ordenación de comunidades de fitoplancton en el lago de Chapala, Jalisco - Michoacán, México*.
- Mora, N. M. R. 2004. *Fitoplancton del Lago de Chapala, Jalisco-Michoacán, México: Doctora en Ciencias Biológicas (Sistemática Vegetal) Doctorado, Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias, Universidad de Guadalajara*. 87 pp.
- Mora, N. M. R., Vázquez García, J. A. and Vargas R. Y. L. 2004. *Ordenación de comunidades de fitoplancton en el lago de Chapala, Jalisco-Michoacán, México: Hidrobiológica (Iztapalapa)*, 14: 91-103.
- Moreno, J., Rodríguez, H., Vargas, M. A., Rivas, J. and Guerrero, G. 1995. Nitrogen-fixing cyanobacteria as source of phycobiliprotein pigments. Composition and growth performance of ten filamentous heterocystous strain. *Journal of Applied Phycology*, 7: 17-23.
- Mulec, J. and Kosi, G. 2008. Algae in the aerophytic habitat of Raciske ponikve cave (Slovenia). *Natura Sloveniae*, 10 (1): 39-49.
- Nagarkar, S. and William, G. A. 1997. Comparative techniques to quantify cyanobacteria dominated epilithic biofilms on tropical rocky shores. *Marine Ecology*, 154: 281-291.
- Nienow, J. A. 1996. Ecology of subaerial algae. En: Prasad, A. K. S. K; Nienow, J. A.; Rao, V. N. R. *Contributions in Phycology. Nova Hedwigia*. 112 pp.

- Noguerol – Seoane, A. and Rifón – Lastra, A. 1996. Aportación al conocimiento de la ficofloravepilitica en monumentos del noroeste de España. Estudio del monasterio de Samos (Lugo). *Anales del Jardín Botánico de Madrid*, 54: 37-42.
- Noguerol – Seoane, A. and Rifón – Lastra, A. 2000. Estudio de la ficoflora epilitica de las paredes graníticas exteriores de la iglesia románica de Sta. Maria de Fisterra (A Coruña, N. O. España). *Portugaliae Acta Biologica*, 19: 91 – 96.
- Ortega, M. 1984. Catálogo de algas continentales recientes de México: México, Universidad Nacional Autónoma de México. 566 pp.
- Ortega-Calvo, J. J., Hernández-Mariné, M. and Saiz-Jimenez, C. 1991. Biodeterioration of building materials by cyanobacteria and algae. *International Biodeterioration*, 28: 165-185.
- Ortega-Calvo, J. J., Hernández-Mariné, M. and Saiz-Jimenez, C. 1993. Cyanobacteria and algae on historic buildings and monuments. In: Garg, K. L. Garg, N., Mujerki, K. G. (Eds.), *Recent Advances in Biodeterioration and Biodegradation*, Naya Prokash, India, 1: 175-203.
- Ortega-Morales, O., Guezennec, J., Hernández-Duque, G., Gaylarde, C. and Gaylarde, P. 2000. Phototrophic Biofilms on Ancient Mayan Buildings in Yucatan, Mexico. *Current Microbiology*, 40: 81-85.
- Ortega-Morales, O., Gaylarde, C., Englert G., and Gaylarde, P. 2005. Analysis of Salt-Containing Biofilms on Limestone Buildings of the Mayan Culture at Edzna, Mexico. *Geomicrobiology Journal*, 22: 261-268.
- Pentecost, A. and Whitton, B. A. 2000. Limestones. In: Whitton, B. A., Potts, M. (eds.). *The ecology of cyanobacteria: their diversity in time and space*. Kluwer Academic Publisher, Dordrecht. 669 pp.
- Peraza, Z, Y., Cultrone, G., Sánchez Castillo, P., Sebastián, E. and Bolívar, F. C. 2005, Microalgae associated with deteriorated stonework of the fountain of Bibatauín in Granada, Spain: *International Biodeterioration & Biodegradation*, 55: 55-61.
- Prasad, B. N. and Srivastava, P. N. 1965, Thermal algae from Himalayan hot springs: *Proceedings of the National Institute of Sciences of India*, 31 B: 45-53.
- Prescott, G. W. 1962. *Algae of the Western Great Lakes Area*: Dubuque, W.M.C. Brown Co. Pub. 977 pp.
- Proteau, P. J. Gerwick, W. H., García-Pichel, F. and Castenholz, R. 1993. The structure of scytonemin, an ultraviolet sunscreen pigment from the sheaths of cyanobacteria. *Experientia*, 49: 825-829.
- Ramírez, M. 2006. Caracterización de los crecimientos algales causantes del biodeterioro en la Zona Arqueológica de Palenque (Chiapas, México). Tesis de Maestría. Facultad de Ciencias, UNAM.
- Ramírez, M., Hernández-Mariné, M., Novelo, E. and Roldán, M. 2010. Cyanobacteria-containing biofilms from a Mayan monument in Palenque, Mexico. *Biofouling*. 26 (4): 399-409.
- Ramírez, M. 2012. Biodeterioro algal en monumentos históricos mayas de la zona tropical, húmeda: Palenque, Yaxchilán y Bonampak (Chiapas, México). Tesis Doctoral. Facultad de Farmacia, Depto. de productos naturales, Biología vegetal y Edafología. Universidad de Barcelona. 184 pp.

- Rajeshwar, P. S. and Donat, P. H. 2006. Impact of uv radiation on rice-field cyanobacteria: role of photoprotective compounds. In: Environmental UV radiation: Impact on Ecosystems and Human Health and Predictive Models. Springer, 217-230.
- Rai, L. C. and Gaur, J. P. 2001. Algal adaptation to environmental stresses. Physiological, Biochemical and Molecular Mechanisms. Springer. Alemania. 421 pp.
- Rindi, F. and Guiry, M.D. 2002. Diversity, life history and ecology of *Trentepohlia* and *Printzina* (Trentepohliales, Chlorophyta) in urban habitats in western Ireland. *Journal of Phycology*, 38: 39-54.
- Rindi, F. 2007. Diversity, distribution and ecology of green algae and cyanobacteria in urban habitats, 621-638. In: Seckbach, J. (Ed.). *Algae and cyanobacteria in extreme environment*. Springer. 786 pp.
- Roy, A., Tripathy, P. and Adhikary, S. P. 1997. *Algological Studies*. September, 147-161.
- Sánchez-Moral, S., Luque, L., Cuezva, S., Soler, V., Benavente, D., Laiz, L., Gonzales, J. M. and Saiz-Jimenez, C. 2005. Deterioration of building materials in Roman catacombs: the influence of visitors. *Science of the Total Environment*, 349: 260-276.
- Sarró, M. I., García, A. M., Rivalta, V. M., Moreno, D. A. and Arroyo, I. 2006. Biodeterioration of the Lions Fountain at the Alhambra Palace, Granada (Spain). *Building and Environment*, 41: 1811-1820.
- Schumann, R., Häubner, N., Klausch, S. and Karsten, U. 2005. Chlorophyll extraction methods for the quantification of green microalgae colonizing building facades. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 55: 213-222.
- Seckbach, J. and Oren, A. 2007. Oxygenic photosynthetic microorganisms In extreme environments: Possibilities and limitations. In: *Algae and Cyanobacteria in extreme environments*. Springer.
- Sheath, R. G. and Cole, K. M. 1992. Biogeography of stream macroalgae in North America: *Journal of Phycology*, 28: 448-460.
- SMN-CONAGUA. 2014. Sistema Meteorológico Nacional - Comisión Nacional del Agua. <http://smn.cna.gob.mx/>. Acceso: mayo 2014
- Tavera, S, R. L. and González, G. J. 1990. Caracterización ficoflorística de los paredones de la Sierra de Juárez, Oaxaca. Importancia de las formas de crecimiento algales en la tipificación de un ambiente: *Boletín de la Sociedad Botánica de México*, 50: 121-133.
- Temes – Casas, M. and Noguero – Seoane, A. 2001. Seis nuevas referencias de cianofíceas para la Península Ibérica. *Botánica Complutensis*, 25: 155 – 164.
- Tiwari, B.S. and Tripathi, S.N. 1998. Effect of hydration and dehydration on initiation and dynamics of some physiological reactions in desiccation tolerant cyanobacterium *Scytonema geitleri*. *Indian Journal of Biochemistry & Biophysics*, 35: 172-178.
- Thompson, R. C., Tobin, M. L., Hawkins, S. J. and Norton, T. A. 1999. Problems in extraction and spectrophotometric determination of chlorophyll from epilithic microbial biofilms: towards a standard method. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 79: 551-558.
- Tomaselli, L., Lamenti, G., Bosco, M. and Tiano, P. 2000. Biodiversity of photosynthetic microorganisms dwelling on stone monuments. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 46: 251 – 258.

- Torres, S. P. 1991. La ficoflora de la Zona Arqueológica de Palenque, Chiapas. Serie Conservación y Restauración. Instituto Nacional de Antropología e Historia. 117 pp.
- Urzi, C. and Krumbein, W. E. 1994. Microbial impacts on the cultural heritage. In: Krumbein, W. E., Brimblecombe, P., Cosgrove, D. E. Stainford, S. (Eds.), *Durability and Changes: the Science, Responsibility, and cost of sustaining cultural heritage*. Wiley, New York, 107-135.
- Valadez, C. F. 1992. Flora ficológica de ambientes lóticos de la cuenca baja del rio Amacuzac, Morelos: Licenciatura Tesis Profesional, Fac. de Ciencias. UNAM -239 pp.
- Van Baalen, Ch. 1968. The effects of ultraviolet irradiation on a coccoid blue-green algae: survival, photosynthesis, and photoreactivation. *Plant Physiology*, 43: 1689-1695.
- Vargas, R. and Novelo E. M. 2003. Fijación de nitrógeno por Cyanoprokaryota en la Reserva Ecológica El Edén, Quintana Roo, México. *Mexican Studies / Estudios Mexicanos*, 19: (2): 277-285.
- Videla, H., Guiamet, P. and Gómez, S. 2000. Biodeterioration of Mayan archeological sites in the Yucatán Peninsula, México. *International Biodeterioration and Biodegradation*, 46: 335-341.
- Videla, H., Guiamet, P. and Gómez de Saravia, S. 2003. Biodeterioro de materiales estructurales de sitios arqueológicos de la civilización maya. *Revista del Museo de La Plata. Universidad Nacional de La Plata-Facultad de Ciencias Naturales y Museo. Publicación Técnica y Didáctica*, 44:1-11.
- Warscheid, Th. and Braams, J. 2000. Biodeterioration of stone: a review. *Internaational Biodeterioration and Biodegradation*, 46: 343-368.
- Wee, Y. C. and Lee, K. B. 1980. Proliferation of algae on surfaces of buildings in Singapore. *Internatinal Biodeterioration Bull*, 16: 113-117.
- Whitford, L. A. 1943. The fresh-water algae of North Carolina: *Journal of the Elisha Mitchell Scientific Society*, 59: 131 – 171.
- Whitford, L. A. and Kim, Y. C. 1971. Algae from alpine areas in Rocky Mountain National Park, Colorado: *American Midland Naturalist*, 85: 425-430.
- Xue, L., Zhang, Y., Zhang, T., An, L. and Wang, X. 2005. Effects of enhanced ultraviolet-B radiation on algae and cyanobacteria. *Critical reviews in microbiology*, 31: 79-89.
- Yang, X., Beyenal, H., Harkin, G. and Lewandowski, Z. 2000a. Evaluation of biofilm image thresholding methods. *Water Resources*, 35: 1149-1158.
- Yang, X., Beyenal, H., Harkin, G. and Lewandowski, Z. 2000b. Quantifying biofilm structure using image analysis. *Journal Microbiological Methods*, 39: 109-119.