



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
POSGRADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS
INSTITUTO DE GEOLOGÍA

**"Lluvia ácida y biodeterioro en la fortaleza de San Juan de Ulúa,
Veracruz, Veracruz, México, monumento del patrimonio
cultural"**

TESIS

QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:

**MAESTRO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS
(BIOLOGÍA AMBIENTAL)**

PRESENTA:

Guillermo Cavazos Echagaray

**TUTOR PRINCIPAL: Doctor Humberto Bravo Álvarez Instituto de Geología.
Centro de Ciencias de la Atmósfera**

**COMITÉ TUTOR DE TESIS: Doctora María del Carmen Leticia Calderón Ezquerro
Instituto de Geología.
Centro de Ciencias de la Atmósfera.**

**COMITÉ TUTOR DE TESIS: Doctor Eberto Novelo Maldonado.
Facultad de Ciencias.**

MÉXICO, D.F. Mayo 2013



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.

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 11 de febrero de 2013, se aprobó el siguiente jurado para el examen de grado de **Maestro en Ciencias Biológicas (Biología Ambiental)** del alumno **GUILLERMO CAVAZOS ECHAGARAY** con número de cuenta **86520744** con la tesis titulada **"Lluvia ácida y biodeterioro en la Fortaleza de San Juan de Ulúa, Veracruz, Veracruz, México, monumento del Patrimonio Cultural"**, realizada bajo la dirección del **DR. HUMBERTO BRAVO ALVAREZ:**

Presidente: DRA. MARÍA DEL CARMEN LETICIA CALDERÓN EZQUERRO
Vocal: DR. MIGUEL ARMANDO ULLOA SOSA
Secretario: DR. RODOLFO SOSA ECHEVERRÍA
Suplente: DRA. ALICIA ENRIQUETA BRECHÚ FRANCO
Suplente: M. EN C. GUADALUPE VIDAL GAONA

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

Atentamente
"POR MI RAZA HABLARÁ EL ESPIRÍTU"
Cd. Universitaria, D.F., a 30 de abril de 2013.

M. del Coro Arizmendi
Dra. María del Coro Arizmendi Arriaga
Coordinadora del Programa

c.c.p. Expediente

AGRADECIMIENTOS

Agradezco al Posgrado en Ciencias Biológicas de la UNAM por permitirme realizar los estudios correspondientes para la realización de este posgrado.

Al Programa de Apoyo para Proyectos de Investigación e Innovación Tecnológica (PAPIIT) de la UNAM, por el apoyo proporcionado en el proyecto número IT109711 titulado "Aplicación del diagnóstico de la caracterización de la deposición ácida en la Zona costera del Golfo de México, para la evaluación de sus efectos y estrategias de control".

También es justo agradecer al CONACYT por la beca otorgada durante la realización de esta maestría.

Quiero expresar mi más profundo agradecimiento al Doctor Humberto Bravo Álvarez, Jefe de la Sección de Contaminación Ambiental del Centro de Ciencias de la Atmósfera, por su asesoría y apoyo en este proyecto y especialmente por su amistad a lo largo de estos años.

Al Doctor Eberto Novelo Maldonado, del Laboratorio de Algas Continentales de la Facultad de Ciencias, por su amabilidad, paciencia y por compartir sus conocimientos al dirigir esta tesis.

A la Doctora Ma. Carmen L. Calderón Ezquerro, del Centro de Ciencias de la Atmósfera, por su amabilidad, paciencia y su valiosa asesoría y apoyo dirigiendo esta tesis.

AGRADECIMIENTOS PERSONALES

Además de los tutores, muchas personas participaron en la realización de esta tesis por lo que deseo mencionarlos y agradecerles su apoyo.

En primer lugar quisiera dar las gracias a la M. en C. Guadalupe Vidal Gaona del Laboratorio de Algas Continentales de la Facultad de Ciencias, por su apoyo para la identificación y cultivo de los hongos encontrados durante los muestreos.

Al Doctor Rodolfo Sosa E., de la Sección de Contaminación Ambiental del Centro de Ciencias de la Atmósfera, por sus valiosos comentarios su amistad y asesoría durante la redacción de este trabajo.

También quiero agradecer de todo corazón a la Maestra en Ingeniería Ambiental, Ana Luisa Alarcón, responsable del Laboratorio de la Sección de Contaminación Ambiental del Centro de Ciencias de la Atmósfera, por realizar el análisis cromatográfico de las muestras de agua de lluvia y por la producción de lluvia ácida artificial, así como por la asesoría y su amistad brindada durante todo el proyecto.

También debo mencionar a la Química Fármaco Bióloga Rocío Bautista Benítez que durante el proyecto me ofreció su amistad y facilitó el material de laboratorio, despejando muchas dudas en el trabajo.

Quiero mencionar a la doctora Alicia Enriqueta Brechú, quien con su amistad y conocimientos y experiencia enriqueció enormemente este trabajo

Agradezco así mismo al Biólogo Pablo Sánchez A., de la Sección de Contaminación Ambiental del Centro de Ciencias de la Atmósfera, por sus atenciones y apoyo durante todo el proyecto.

A la Bióloga Pilar Ponce Jiménez, del Departamento de Conservación del Centro INAH- Veracruz, por facilitar el ingreso al interior de la fortaleza y por su apoyo durante todo el proyecto.

Al Ingeniero José Gaspar Noriega Rocha, responsable del monumento de San Juan de Ulúa, por dar todas las facilidades para el trabajo dentro de la fortaleza.

A todos muchas gracias.

Dedicatoria

Dedico la realización de esta tesis a mi esposa y a mis hijos que son una fuente inagotable de motivos y razones para luchar y buscar nuevos caminos en esta vida

ÍNDICE

I. LISTA DE FIGURAS	8
II. LISTA DE CUADROS	11
III. LISTA DE SÍMBOLOS	13
IV. RESUMEN	14
V. ABSTRACT	16
1. INTRODUCCIÓN	18
1.1 San Juan de Ulúa.	19
2. OBJETIVOS	20
2.1 Objetivo general	20
2.2 Objetivos particulares	20
3. MARCO TEÓRICO	21
3.1 Intemperismo de las rocas	21
3.2 La película microbiana	21
3.2.1 Las cianobacterias	22
3.2.2 Los hongos	23
3.3 Biodeterioro	24
3.3.1 Biodeterioro por cianobacterias	25
3.3.2 Biodeterioro por hongos	27
3.4 Contaminación atmosférica y deterioro	28
3.4.1 Lluvia ácida	29
3.4.1.1 Efectos de la lluvia ácida sobre los monumentos históricos	30
3.5 Contaminación y biodeterioro	31
4. METODOLOGÍA	32
4.1 Observación del área de estudio	32
4.2 Colecta de la película microbiana	33
4.3 Recolección y análisis de la deposición húmeda	34
4.4 Programa de aseguramiento de calidad y control de calidad (QA/QC)	34
4.5 Identificación de los organismos	36

4.6 Fase experimental	37
4.6.1 Procedimiento de medición del Ph	38
5. RESULTADOS	40
5.1. Condiciones generales del sitio y los crecimientos de los organismos	40
5.2 Organismos identificados	52
5.2.1 Cianobacterias identificadas	56
5.2.2 Hongos identificados	76
5.3 Organismos identificados y su relación con el sustrato	81
5.4 Resultados de las pruebas de pH en medios de cultivo y hongos	96
5.4.3 Crecimiento de los hongos y lluvia ácida	99
6. Discusión	100
6.1 Exteriores	101
6.1.1 Estuco	101
6.1.2 Crecimientos en material rocoso calcáreo	102
6.2 Crecimiento en interiores	104
6.2.1 Túnel de ingreso	104
6.2.2 Interiores	104
6.3 Control del deterioro	105
7. CONCLUSIONES	107
8. RECOMENDACIONES	108
9. REFERENCIAS	109
10. ANEXOS	118
10.1 Variables meteorológicas de la zona	118
10.2 Rosas de los vientos	122
10.3 Valor promedio y desviación estándar de los seis tratamientos	128
10.4 Claves usadas para determinar a los organismos colectados	130
10.5 Resultados de los valores de pH medidos en laboratorio	131

I. LISTA DE FIGURAS

Fig. 1 La ubicación de los muros seleccionados para la colecta en la fortaleza de San Juan de Ulúa

Fig. 2 Crecimiento sobre el estuco (A), crecimiento sobre el coral (B)

Fig. 3 Colector de deposición húmeda y seca sobre la azotea de San Juan de Ulúa

Fig. 4 Técnica de microcultivo

Fig. 5 Temperaturas máxima y mínima durante el mes de mayo del 2009

Fig. 6 Temperaturas máxima y mínima durante el mes de septiembre del 2009; datos del SMN

Fig. 7 Temperaturas máxima y mínima durante el mes de septiembre del 2010; datos del SMN

Fig. 8 Precipitación registrada durante el período del estudio

Fig. 9 Variación del pH de la deposición húmeda, registrada durante el período del estudio

Fig. 10 Ubicación de los puntos de muestreo en la fortaleza

Fig. 11 Relación entre la humedad relativa superficial de la película microbiana y la temperatura de la misma

Fig. 12 Relación entre la humedad relativa al interior de la película microbiana y su temperatura

Fig. 13 Dos vistas de la película microbiana colectada en San Juan de Ulúa

Fig. 14 Temperaturas registradas en la película microbiana y el área inmediata del sustrato; los datos se ordenaron de mayor a menor temperatura °C

Fig. 15 *Asterocapsa* sp.

Fig. 16 *Chroococcus helveticus*

Fig. 17 *Chroococcus*

- Fig. 18 *Chroococcus minutus*
Fig. 19 *Aphanothece castagnei*

Fig. 20 *Aphanothece pallida*

Fig. 21 *Aphanothece saxicola*

Fig. 22 *Gloeothece confluens*

Fig. 23 *Gloeothece linearis*

Fig. 24 *Gloeothece palea*,

Fig. 25 *Gloeothece rupestris*,

Fig. 26 *Gloeothece tepidariorum*

Fig. 27 *Aphanocapsa fonticola*

Fig. 28 *Aphanocapsa fuscolutea*

Fig. 29 *Aphanocapsa muscicola*,

Fig. 30 *Aphanocapsa parietina*

Fig. 31 *Aphanocapsa parietina*

Fig. 32 *Gloeocapsa aeruginosa*

Fig. 33 *Gloeocapsa aeruginosa*

Fig. 34 *Gloeocapsa biformis*

Fig. 35 *Gloeocapsa biformis*

Fig. 36 *Gloeocapsa deusta*

Fig. 37 *Gloeocapsa deusta*

Fig. 38 *Gloeocapsa gelatinosa*

Fig. 39 *Gloeocapsa gelatinosa*

Fig. 40 *Nostoc calcicola*

Fig. 41 *Nostoc calcicola*

Fig. 42 *Phormidium* sp.

Fig. 43 *Scytonema javanicum*

Fig. 44 *Scytonema javanicum*

Fig. 45 *Scytonema schmidtii*

Fig. 46 *Scytonema schmidtii*

Fig.47 *Chroococidiopsis thermalis*

Fig. 48 *Xenotholos* sp.

Fig. 49 *Tricothecium* sp.

Fig. 50 *Nigrospora*

Fig. 51 *Monilia* sp.

Fig. 52 *Rhizopus* sp.

Fig. 53 *Cladosporium herbarum*

Fig. 54 *Cladosporium cladosporioides*

Fig. 55 *Alternaria alternata*

Fig. 56 *Trichoderma* sp.

Fig. 57 *Botrytis* sp.

Fig. 58 *Aspergillus niger*

Fig.59 *Aspergillus glaucus*

Fig. 60 *Penicillium* sp.

Fig. 61 *Acremoniella* sp.

Fig. 62 Variación del pH del medio en presencia de *Cladosporium herbarum* y lluvia ácida

Fig 63. Variación del pH en presencia de *Aspergillus niger* y lluvia ácida

Figura 64. Efecto de la lluvia ácida sobre el pH del medio con crecimiento de dos especies de hongos

Fig. 65 Diferencias en el crecimiento de *Aspergillus niger*/lluvia ácida y su lote testigo y *Cladosporium herbarum*/ lluvia ácida y su lote testigo

II. LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Elementos encontrados en el evento de lluvia más ácido detectado durante el período del estudio

Cuadro 2 precipitación pluvial media mensual.

Cuadro 3. Humedad relativa de la zona durante los meses del estudio.

Cuadro 4. Comparación de los datos obtenidos en la zona de muestreo 1 (estuco) con la temperatura y humedad relativa de la zona

Cuadro 5. Comparación de los datos obtenidos en la zona de muestreo 2 (estuco) con la temperatura y humedad relativa de la zona

Cuadro 6. Comparación de los datos obtenidos en la zona de muestreo 2a (MRC) con la temperatura y humedad relativa de la zona

Cuadro 7. Comparación de los datos obtenidos en la zona de muestreo 3 (MRC) con la temperatura y humedad relativa de la zona

Cuadro 8. Comparación de los datos obtenidos en la zona de muestreo 4 (MRC) con la temperatura y humedad relativa de la zona

Cuadro 9. Comparación de los datos obtenidos en la zona de muestreo 5 (tunel) con la temperatura y humedad relativa de la zona

Cuadro 10. Comparación de los datos obtenidos en la zona de muestreo 6 (interiores) con la temperatura y humedad relativa de la zona

Cuadro 11. Cianobacterias identificadas (ordenadas de acuerdo a Guiry & Guiry

Cuadro 12 Hongos encontrados en los muros de la fortaleza

Cuadro 13. Organismos identificados sobre los muros de la fortaleza

Cuadro 14. Relación de organismos encontrados sobre el estuco, estación uno

Cuadro 15. Organismos encontrados sobre el estuco en la estación dos

Cuadro 16. Crecimiento costroso de color negro verdoso, encontrado en la estación 2^a

Cuadro 17. Organismos encontrados en la estación 3

Cuadro 18. Organismos encontrados en la estación 4 (MRC)

Cuadro 19. Organismos encontrados en la estación 5

Cuadro 20. Organismos encontrados en la estación 6

Cuadro 21. Diversidad de organismos encontrados de acuerdo al sustrato y ubicación.

Cuadro 22. Organismos encontrados sobre la película microbiana

Cuadro 23. Relación de hongos patógenos encontrados dentro de la fortaleza de San Juan de Ulúa

III. LISTA DE SÍMBOLOS

Agar Dextrosa Papa	PDA
Centro de Ciencias de la Atmósfera	CCA
Material Rocoso Calcáreo	MRC
National Atmospheric Deposition Program	NADP
Sección de Contaminación Ambiental	SCA
San Juan de Ulúa	SJU
Servicio Meteorológico Nacional	SMN
US Environmental Protection Agency	EPA
Partes por millón	PPM

IV. RESUMEN

La construcción de estructuras ha permitido al ser humano colonizar ambientes hostiles, almacenar y aprovechar recursos naturales y guardar la memoria histórica. Entre los diversos materiales de construcción se encuentran las rocas que, a pesar de su dureza, se deterioran de manera continua debido a distintos factores. Se estima que entre el 20 y 30% de la destrucción de las rocas se debe a la actividad biológica, que se incrementa en ambientes favorecidos por la contaminación ambiental. En monumentos históricos, el biodeterioro puede repercutir en la pérdida de acabados de valor cultural. En el estado de Veracruz, que a la fecha presenta serios problemas de contaminación debido a la industria del petróleo y a la actividad portuaria, la fortaleza de San Juan de Ulúa (SJU), ha presentado un intenso deterioro debido a diversos factores, entre los que destacan la lluvia ácida y la contaminación ambiental. Al respecto se han realizado estudios sobre el efecto de la lluvia ácida en este monumento, aunque no existen datos sobre el biodeterioro en la fortaleza y mucho menos sobre el efecto combinado de ambos factores. Por ello y con el fin de establecer la relación entre lluvia ácida y biodeterioro en la fortaleza de San Juan de Ulúa, se revisaron las variables meteorológicas de la zona y se visitó el sitio, seleccionando los muros con crecimientos microbianos documentándolos de manera fotográfica. En cada punto de muestreo se tomaron lecturas de temperatura, humedad superficial relativa y humedad interior relativa, también se recolectaron fragmentos de los crecimientos en frascos estériles y en cajas de Petri con medio Agar Dextrosa Papa (PDA) para favorecer el desarrollo de los hongos presentes en las muestras. De las muestras colectadas se encontraron un total de 26 cianobacterias y 17 hongos de los cuales 26 y 12 respectivamente, son consideradas deteriorantes por diversos autores. Los datos obtenidos durante el muestreo sugieren que la distribución y diversidad de las cianobacterias es más favorecida por la presencia de luz que por la presencia de humedad. A pesar de esto, la humedad relativa de la película microbiana en el estuco exterior se reduce con el aumento de la temperatura, provocando la contracción de la película microbiana y con ello el desprendimiento de fragmentos del muro sobre el que está adherida. Por otro lado, la película microbiana mostró ser un sustrato adecuado para el crecimiento de musgos, plantas vasculares y hongos, que se encontraron desarrollándose sobre los muros de la fortaleza incrementando así el deterioro del monumento.

Durante el período de estudio se recolectó la deposición atmosférica húmeda, a la cual se le midió el pH y se sometió al análisis cromatográfico para realizar la especiación y cuantificación de iones. De los eventos de lluvia analizados se determinó la presencia de lluvia ácida y se seleccionó el evento más ácido para ser reproducido en el laboratorio y aplicarlo a dos especies de hongos encontradas, la primera sobre el estuco de la fortaleza (*Cladosporium herbarum*) y la segunda (*Aspergillus niger*) sobre el material rocoso calcáreo (MRC). Cada organismo se cultivó en un lote de treinta muestras a las que se les aplicó lluvia ácida y cada especie tuvo un lote testigo de treinta muestras que se cultivaron sin lluvia ácida. Durante el período de incubación se documentó fotográficamente el desarrollo de las colonias y se sometió a la lectura del pH con un potenciómetro.

Los resultados mostraron que *Cladosporium herbarum* (encontrado sobre el estuco) elevó el pH del medio en intervalos que oscilan de 8.00 a 8.66. Este pH se elevó aún más al crecer el hongo en medio con lluvia ácida, en intervalos que van de 8.60 a 8.90. Análisis posteriores revelaron que el estuco tiene un pH de 9.86 sobre el cual se desarrolla una densa película formada principalmente por una cianobacteria filamentosas identificada como *Scytonema schmidtii* y que ha sido reportada desarrollándose en entornos alcalinos, los cuales pueden proteger al estuco de la fortaleza de la lluvia ácida, a excepción de los puntos donde la película se contrae desprendiendo fragmentos del muro y dejando al sustrato susceptible al efecto de la lluvia ácida.

Por otro lado, *Aspergillus niger* hizo descender la acidez del medio en intervalos que van de 3.11 a 4.43 en la escala de pH. Estos valores bajaron aun más cuando el hongo se desarrolló en medio con lluvia ácida en valores de pH que oscilaron entre 2.81 a 4.19.

Todos los resultados del pH fueron sometidos a un análisis de varianza que mostró diferencias significativas entre los lotes, excepto entre la muestra de *Aspergillus niger* y su lote testigo, además, el registro fotográfico mostró que las colonias de hongos con lluvia ácida se desarrollaron más rápidamente que su lote testigo. Esto permite concluir que los componentes de la lluvia ácida aceleran el desarrollo de los hongos que crecen sobre la película microbiana y en el caso de *Cladosporium herbarum* eleva de manera significativa el pH del medio. Aunque los resultados para *Aspergillus niger* no fueron significativos, algunos valores de pH alcanzados bajo el efecto de la lluvia ácida, fueron extremadamente bajos, por lo que se recomienda repetir en el futuro el experimento en busca de resultados más concluyentes. Los resultados demuestran que la lluvia ácida acelera el desarrollo de las muestras de *Aspergillus niger* en laboratorio, incrementando su efecto destructivo sobre el MRC.

Por todo esto se encontró, que las cianobacterias son organismos pioneros y aunque su efecto deteriorante no está comprobado, sirven de sustento al desarrollo de hongos deteriorantes que por efecto de la lluvia ácida incrementan su velocidad de crecimiento y su poder destructivo.

I. ABSTRACT

The construction of buildings has enabled to human colonize harsh environments, store and use natural resources and keep the historical memory. Between different building materials, the rocks, despite its hardness, are deteriorate continuously due to various factors. It is estimated that between 20 and 30% of the destruction of the rocks is due to biological activity, which increases in environments with environmental pollution. The State of Veracruz presents serious problems of pollution because the industry of petroleum and port activity, there the building of San Juan de Ulúa (SJU), has presented a severe deterioration due to several factors, including acid rain and air pollution. Although exist studies of the effect of acid in this monument, there are no data on biodeterioration and much less of the combined effect of these factors. For this reason and in order to establish the relationship between acid rain and biodeterioration, the meteorological variables of the area were reviewed and visited the site, selecting the walls with microbial growths, documenting them in photographic way. At each sampling point were taken readings of temperature, and relative humidity, also were collected fragments of the growths in sterile flasks and Petri dishes with medium potato dextrose agar (PDA) to encourage the growth of fungi present in the samples. In the collected samples were found a total of 26 cyanobacteria and 17 fungi of which 26 and 12 respectively, are considered biodeteriorants by different authors. Data obtained during sampling suggests that the distribution and diversity of cyanobacteria is more favoured by the presence of light than the presence of moisture. Despite this, the relative humidity of the microbial film in exterior stucco is reduced with increasing temperature, causing contraction of the microbial film and the release of fragments of the wall on which it is attached. On the other hand, the microbial film proved to be a substrate suitable for the growth of mosses, vascular plants and fungi, which were found to be developed on the walls of the building thus increasing deterioration of the monument. The wet atmospheric deposition was subjected to chromatographic analysis for the speciation and quantification of ions, and the pH was measured. Analyzed rain events determined the presence of acid rain and the most acid event was selected to be reproduced in the laboratory for apply it to two species of fungi found, the first on the stucco of the fortress (*Cladosporium herbarum*) and the second (*Aspergillus niger*) on rocky calcareous material (MRC). Each organism is cultivated in a batch of thirty samples that applied them acid rain and each species had a batch control of thirty samples that were cultivated without acid rain. During the incubation period, the development of the colonies was photographically documented and was subjected to the reading of pH with a potentiometer. The results showed that *Cladosporium herbarum* (found on the stucco) raised the pH of the medium at intervals ranging from 8.00 to 8.66. This pH is raised even more to grow the fungus with acid rain, at intervals ranging from 8.60 to 8.90. Further analysis revealed that the stucco has a pH of 9.86 which develops a dense film consisting mainly of a filamentous cyanobacteria identified as *Scytonema schmidtii* and which has been reported to develop in alkaline environments, which can protect the stucco of the strength of the acid rain, with the exception of the points where the film shrinks by detaching fragments of the wall and leaving to the substrate susceptible to the effect of acid rain. On the other hand, *Aspergillus niger* made down the acidity of the medium at intervals ranging from 3.11 to 4.43 in the pH scale. These values fell even more when the fungus was

developed in PDA with acid rain at pH values ranging between 2.81 to 4.19. All pH results were subjected to analysis of variance showed significant differences between the batches, except among the sample of *Aspergillus niger* and its batch witness, in addition, the photographic record showed that colonies of fungi with acid rain developed more rapidly than their control group. This allows conclude that acid rain accelerate development of fungi that grow on the microbial film and although the results for *Aspergillus niger* were not significant, those achieved under the effect of acid rain, pH levels were extremely low, so it is recommended to repeat the experiment in search of more conclusive results. Results show that acid rain accelerates the development of *Aspergillus niger* in laboratory, increasing its destructive effect on the MRC. Also was found, cyanobacteria are pioneers and although its deteriorating effect isn't proven, serve as a support to the development of damaging fungi that increase their growth rate and their destructive power due to acid rain.

1. INTRODUCCIÓN

Desde su origen, las comunidades humanas han estado ligadas a la construcción de estructuras que han permitido, entre otras funciones, colonizar ambientes hostiles, almacenar y aprovechar recursos naturales y guardar la memoria histórica. La construcción de estructuras es una actividad fundamental para cualquier sociedad, a pesar que consume enormes cantidades de recursos humanos y materiales.

Aunque actualmente se ha incrementado el tipo de materiales para la construcción, uno de los más usados desde tiempos inmemorables son las rocas. Este material, a pesar de su dureza, se deteriora de manera continua debido a diversos factores que hacen que todos los monumentos y edificios construidos por rocas se deterioren y desaparezcan inevitablemente. La destrucción de las rocas, aunque es un fenómeno natural que culmina con la formación del suelo, es totalmente indeseable en las edificaciones humanas y puede concluir con la destrucción total o parcial de un inmueble, por esta razón, es importante identificar los factores causantes del deterioro, ya que constituyen la clave para entender el por qué: *“algunos murales y acabados permanecen por casi diez mil años sin un total decaimiento, mientras que otros lo hacen en sólo unas décadas”* (Dornieden et al. 2000). Si bien muchos de estos factores destructivos son de origen natural pueden ser agravados por la acción del hombre, a través de la contaminación ambiental, el vandalismo y la mala planeación.

La mayoría de los autores coinciden en que las causas principales del deterioro de las rocas son las sales (Price 1996), la contaminación (Saiz-Jiménez. 1994) y los organismos causantes del biodeterioro. Este deterioro generado por los seres vivos (biodeterioro) es un fenómeno común pero reviste una gran importancia ya que:

“Es reconocidos en la actualidad como la mayor fuente de problema, fallas estructurales y pérdidas económicas en una gran variedad de industrias y sistemas de distribución de agua y combustibles. Se estima que el 20-30 % de los casos de corrosión son causados por microorganismos y las pérdidas económicas han sido calculadas en 60 billones de dólares /año, sólo en EEUU” (Rabinovich 2011).

En el caso concreto de las rocas, se ha estimado que la actividad biológica es la responsable de entre 20 y 30% de la destrucción de las mismas (Wakefield & Jones 1998) y tiene especial importancia en las zonas tropicales, donde las altas temperaturas, altos niveles de humedad relativa y las fuertes lluvias, favorecen el crecimiento de una amplia variedad de microorganismos.

Este proceso destructivo de las rocas es importante para los monumentos históricos y puede significar desde la pérdida de acabados de valor cultural hasta daños en la economía de las zonas turísticas, al reducir la afluencia de visitantes por mantenimiento y protección de los monumentos (Parrado et al. 2008).

Al respecto, México cuenta aproximadamente con 110 mil sitios históricos registrados, de los cuales 176 están abiertos al público (Ramírez 2006). De estos, algunos están

ubicados en el estado de Veracruz, que a la fecha presenta serios problemas de contaminación debido a la industria del petróleo y a la actividad portuaria.

Únicamente, en el 2005, el estado detectó un total de 395 eventos de riesgo en el sistema de tuberías que abarca derrames de hidrocarburos y fugas de gas, sin embargo es posible que el número de siniestros sea mayor, ya que:

“la empresa responsable de estos sucesos, no informa con precisión y confiabilidad sobre los eventos de riesgo que derivan de su operación” (Vela 2008).

Esta contaminación ambiental en Veracruz ha tenido a la fecha un poderoso impacto en la salud de los habitantes y en los ecosistemas de la zona (Hernández 2004) afectando también a los monumentos históricos, entre ellos al de San Juan de Ulúa.

1.2 San Juan de Ulúa

La fortaleza de San Juan de Ulúa fue construida en 1586 por los españoles para defender el puerto de Veracruz de los ataques frecuentes de piratas. El lugar fue construido sobre un islote con fragmentos de los arrecifes cercanos, por lo que en sus piezas se aprecian restos del coral y conchas calizas, ricas en carbonato de calcio.

Desde entonces, la fortaleza ha jugado un papel importante en la historia del país, primero militarmente y posteriormente como prisión donde estuvieron presos personajes como Benito Juárez y Chucho el Roto, más tarde fue sede del Poder Ejecutivo con Venustiano Carranza en 1915.

En la actualidad aunque el monumento recibe un gran número de turistas, presenta daños en su cimentación causados por el paso de grandes embarcaciones, la contaminación de la zona ha dañado sus muros y la naturaleza porosa del coral permite la absorción continua de agua de mar, dándole a los interiores condiciones de intensa humedad que la hace susceptible de ser colonizada por diversos microorganismos. Todo esto ha deteriorado al monumento, haciendo que el gobierno local destinara en el 2010 la cantidad de 31 millones de pesos para su restauración.

Entre los factores que afectan a la fortaleza existen dos que llaman la atención: la lluvia ácida y el crecimiento de microorganismos sobre los muros; al respecto hay que mencionar que la relación entre ambos factores puede ser relevante, por lo que es importante analizar el efecto conjunto de la lluvia ácida y de los microorganismos que crecen sobre los muros, con el fin de tener una mayor comprensión de este fenómeno y buscar modos efectivos de conservación.

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo General

Conocer el efecto de la lluvia ácida sobre los microorganismos que habitan el material pétreo de la fortaleza de San Juan de Ulúa y establecer su relación con el deterioro de la misma.

2.2 Objetivos particulares

- ❖ Determinar el pH de la lluvia durante el período del estudio.
- ❖ Determinar la presencia de organismos biodeteriorantes sobre el monumento.
- ❖ Establecer la reacción de los organismos encontrados con la lluvia ácida.
- ❖ Determinar la presencia de material de construcción en la película microbiana contraída.
- ❖ Determinar si la lluvia ácida promueve cambios en el pH del medio de crecimiento de los hongos biodeteriorantes *Aspergillus niger* y *Cladosporium herbarum*.

3. MARCO TEÓRICO

3.1 Intemperismo de las rocas

Los procesos naturales de la corteza terrestre tienden a formar los agregados minerales que conocemos como rocas. El deterioro de las rocas inicia "*desde el momento en que se extrae de la cantera*" (Peraza 2004), ya que sufren diversos cambios al entrar en contacto con la superficie terrestre, como consecuencia del cambio de condiciones respecto a aquellas bajo las cuales se formaron (Jaramillo 2002). Las rocas que soportan este proceso son afectadas por el intemperismo, el cual consta de procesos de transformación física, química y biológica que culminan en la formación del suelo. El intemperismo físico incluye fuerzas como la contracción y expansión de las rocas por cambios de temperatura, congelamiento y fusión del agua. El intemperismo químico puede movilizar los iones de la estructura de la roca por la presencia de ácidos como el carbónico, sulfúrico y nítrico y por la presencia de compuestos como el bióxido de azufre, monóxido y dióxido de nitrógeno. Asimismo el hierro, el manganeso y otros elementos de la estructura, pueden oxidarse por el oxígeno atmosférico o ser reducidos por azufre volcánico (Jaramillo 2002). Este proceso químico destructivo puede agravarse por la contaminación ambiental, y por las actividades de los organismos vivos sobre la roca, también conocidas como biodeterioro. En general, la mayoría de los autores coinciden en que los cambios más importantes son de naturaleza química en los trópicos, mientras que la degradación mecánica es más importante en las zonas frías o climas secos (Kumar y Kumar 1999; Rendón et al. 2009).

3.2 La película microbiana

Las biopelículas, también conocidas como tapetes microbianos, están constituidas por comunidades estratificadas de microorganismos cuya sobrevivencia individual sería imposible (Márquez et al 2008). Su distribución es amplísima, encontrándose desde los ecosistemas árticos hasta los desiertos y zonas áridas en donde pueden colonizar hasta el 70 % del área (Toledo & Florentino 2009).

Las características del sustrato son importantes para la colonización del mismo, ya que la colonización parece extenderse en la medida en que el material se hace más rugoso (Macedo et al. 2009); al respecto Tomaselli et al. (2000) mostraron que la porosidad de una roca y los factores ambientales jugaban un rol más importante en la colonización que la composición mineral del sustrato. Debido a su naturaleza fotosintética, las algas y cianobacterias son los colonizadores pioneros y por lo tanto los principales responsables de colonizaciones biológicas posteriores (Tomaselli et al. 2000).

Una vez establecidas, las biopelículas se constituyen por colonias laminadas que varían en su coloración por la presencia de organismos con diferentes pigmentos. Estos organismos aprovechan los diferentes patrones de luz según su ubicación, distribuyéndose en función de la temperatura, salinidad y oxígeno disuelto (Demergasso et al. 2003). En los estratos más profundos se encuentran sulfobacterias y nitrobacterias capaces de transformar los nitratos en nitritos (Videla et al. 2002) y que

se desarrollan bajo la protección de los pigmentos de las cianobacterias. Las cianobacterias juegan un papel relevante por ser productores primarios y constituyen uno de los primeros colonizadores de los tapetes microbianos (Demergasso et al. 2003). Estos organismos se ubican en los estratos superiores de los crecimientos y han sido considerados junto con los hongos como los organismo más abundantes dentro de la biopelícula.

3.2.1 Las cianobacterias

Las cianobacterias corresponden a un grupo de bacterias fototróficas, emparentadas con las bacterias Gram negativas, con la capacidad de sintetizar pigmentos como la ficobilina y ficocianina que les confiere su color azul-verde (Ramírez et al. 2004). Estos organismos se distribuyen ampliamente, desde los glaciares hasta los desiertos, pasando por las aguas termales (Hoek et al. 1995) y pueden encontrarse en medios acuáticos, flotando libremente o en forma de manchas sobre diversas superficies terrestres que incluyen rocas y árboles. De acuerdo con varios autores, las cianobacterias y las clorofitas son consideradas pioneras en la colonización de las rocas (Ortega et al. 1991; Tiano et al. 1995; Tomaselli et al. 2000; Crispin & Gaylarde, 2005), debido a su naturaleza fotoautótrofa que les permite desarrollarse sobre la superficie de las rocas dando nacimiento a las pátinas e incrustaciones coloreadas de los muros. Las características de las cianobacterias les permiten colonizar rápidamente diversos medios y alcanzar una distribución muy amplia, ya que presentan una gran tolerancia a las sequías y son organismos reviviscentes. También hay que mencionar que soportan fuertes variaciones de salinidad, acidez y temperatura (hasta 85 °C) gracias a la producción de pigmentos protectores (Garbisu et al. 1999). Miden sólo unos micrómetros (μm) y en general son más grandes que la mayoría de las bacterias (Hoek, et al. 1995). Este grupo puede presentar formas unicelulares o filamentosas, solitarias o coloniales embebidas en envolturas mucilaginosas de polisacáridos que las protegen contra la desecación (Hoek, et al. 1995). Las formas filamentosas presentan células con funciones especializadas. El ejemplo más claro son los heterocitos, que sólo se presentan en un grupo de cianobacterias y aparecen como células más grandes de pared engrosada, cuya función es la de fijar el nitrógeno.

Las cianobacterias son en general organismos con un metabolismo autótrofo aerobio, que requieren únicamente agua y sales minerales para colonizar diversas superficies (Tordecilla & Segura 2000). Aunque estos organismos son fotosintéticos, algunos pueden asimilar compuestos orgánicos simples como glucosa y acetatos si hay poca luz presente, otras especialmente las filamentosas, pueden crecer en la oscuridad sobre glucosa u otros azúcares usando el carbono como fuente de energía (Saiz Jiménez 1995). Finalmente es importante mencionar que pueden tomar el abundante N_2 del aire y reducirlo a amonio (NH_4) aprovechable para ellas (Rosas et al. 2004) a diferencia de otros autótrofos que sólo pueden asimilar el nitrato (NO_3^-), que es una sustancia escasa.

Aunque estas características permiten que las cianobacterias crezcan con requerimientos mínimos, su distribución es con frecuencia impredecible, ya que pueden crecer de manera abundante sobre un bloque de granito y estar totalmente ausentes en otro bloque de la misma edad directamente a su lado. Esto se ha observado en diversos sitios como la catedral de Toledo en España (Ortega- Calvo et al. 1991) o los bloques de roca sedimentaria estudiados por Schlichting (1975) en Irlanda.

3.2.2 Los hongos

Los hongos constituyen un grupo de organismos que incluye una amplísima variedad de formas, difíciles de generalizar aun en su morfología; se distribuyen ampliamente en el mundo y se desarrollan en cualquier sitio que presente materia orgánica, agua y una temperatura de entre 4 y 60°C (Herrera y Ulloa 1990). Son organismos heterótrofos aerobios que obtienen su energía por oxidación de la materia orgánica (Zaid 2004). Se desarrollan fácilmente en humedades relativas superiores a 70 % (Nieves, 1999) y aunque abundan en ambientes de agua dulce, los hongos de ambientes marinos son conocidos. Otros grupos se desarrollan ampliamente en ambientes terrestres sobre materia orgánica y tienen un rol crucial en la mineralización de la materia orgánica muerta, además existen como patógenos de plantas y animales (Alexopoulos & Mims 1985).

El talo de los hongos puede presentarse en forma unicelular (levaduriforme) o multicelular, constituido por células alargadas, formando estructuras llamadas hifas. Estas hifas están formadas por una pared celular de quitina y un citoplasma con núcleo. Las hifas pueden estar divididas por paredes llamadas septos o carecer de los mismos. Estas hifas en conjunto forman el micelio que penetra el medio de cultivo, la parte somática que se extiende por la superficie y la parte reproductiva que produce las esporas (Alexopoulos & Mims 1985).

Los mecanismos de reproducción son muy variados y constituyen la base para la clasificación de los hongos. En el caso de los hongos filamentosos, del micelio surgen las estructuras reproductivas, que se extienden al exterior y en donde surgen esporas asexuales, pigmentadas y resistentes a la desecación. Aunque algunos hongos pueden producir esporas sexuales (Alexopoulos & Mims 1985). Estas esporas suelen tener un tiempo de vida largo, son resistentes a condiciones adversas y son fácilmente dispersadas por el viento y algunos animales incluido el hombre (Herrera y Ulloa 1990).

Dado que la pared celular es rígida, no son posibles procesos de endocitosis, ni pinocitosis, por lo que los hongos deben sintetizar primero enzimas que posteriormente son expulsadas de la célula y degradan la materia orgánica en que crecen reduciéndola en subunidades más pequeñas, para luego absorberlas por la pared de las hifas.

A través de este mecanismo, los hongos cubren sus requerimientos a partir de fuentes orgánicas o inorgánicas para obtener nitratos (NO₃⁻) y nitritos (NO₂⁻) que penetran por difusión simple. Otros compuestos como el NH₄, usado como fuente de nitrógeno por casi todos los hongos, penetra por mecanismos de transporte activo (Jennings 1995).

Los hongos pueden presentarse en formas macroscópicas a simple vista como los champiñones (macromicetos) o como organismos microscópicos (micromicetos), cuyas colonias muestran un aspecto algodonoso a simple vista. Estos últimos tienen una gran importancia en los procesos de deterioro de los materiales y monumentos históricos.

3.3 Biodeterioro

El biodeterioro es definido por algunos autores como:

“El conjunto de procesos físicos y químicos de alteración de los materiales, inducidos por el crecimiento de los organismos” (Caneva et al. 2003).

“Implica alteraciones de las propiedades fisicoquímicas y mecánicas del material por acción de organismos biológicos. A ello hay que añadir las modificaciones del aspecto estético que se producen en los objetos afectados” (Nieves y García 1999).

Al respecto es importante notar que la estética es una apreciación subjetiva y que el aspecto que adquieren algunos monumentos por efecto de los organismos puede ser considerado como deteriorado o no dependiendo del criterio personal. Por esta razón, las definiciones de biodeterioro pueden variar un poco, sin embargo una definición que incluye a todas es:

“El biodeterioro es el conjunto de procesos realizados por los organismos vivos que alteran y/o destruyen los materiales, impidiendo o dificultando el uso para el cual fueron concebidos”.

Desde este punto de vista podemos clasificar el biodeterioro en estético, estructural y funcional.

El deterioro estético es aquel que altera el aspecto original de los materiales dificultando su interpretación. Ejemplos de esto son las manchas producidas por la biopelícula en las pinturas murales o aquellas dejadas por los microorganismos sobre libros y otros documentos históricos.

Biodeterioro estructural. Es aquel que afecta la estructura misma de los materiales rompiéndolos o desgastándolos. Ejemplos de esto sería el daño por termitas en madera o la destrucción de documentos históricos por hongos.

En el biodeterioro funcional la presencia de los organismos puede dificultar el uso de los bienes. Un ejemplo de esto es la presencia de microorganismos patógenos que impiden el uso de algunos espacios por los humanos.

Específicamente en rocas, el biodeterioro se puede clasificar como biogeofísico y biogeoquímicos (Macedo et al. 2009).

El deterioro biogeofísico es regulado por la porosidad y forma de la superficie de las rocas (Warscheid & Braams, 2000). El daño producido en este caso es mecánico debido a la presión ejercida durante crecimiento biológico. Este tipo de deterioro es característico por el crecimiento de semillas o la penetración de raíces en los poros de las rocas.

El deterioro biogeoquímico está determinado por la química de los minerales y los procesos metabólicos de los organismos, así como la secreción de metabolitos ácidos, alcalinos y pigmentos. La liberación de ácidos corrosivos sobre el sustrato es el proceso

mejor conocido ya que puede solubilizar las rocas; otros metabolitos son agentes orgánicos quelantes que secuestran cationes metálicos y otros pueden formar (por reacciones de redox) ácidos que destruyen la roca y contribuyen a la formación de sales (Macedo 2009; Caneva et al. 2003).

El desarrollo de especies biológicas sobre las superficies rocosas depende, por un lado, de factores ambientales como la temperatura, la humedad, luz, viento y lluvia (Kumar & Kumar 1999) y por otro de las características del material de construcción. Estos factores influyen entre sí, generando cambios en la superficie de las rocas en forma de fisuras que facilitan la colonización del área, favoreciendo el biodeterioro (Kumar & Kumar 1999). De hecho, Sterflinger y Krumbein en 1997 afirmaron que el biodeterioro puede destruir una roca entre 100 y 10,000 veces más rápido que el simple deterioro químico, especialmente en el caso de plantas superiores, musgos y líquenes, los cuales están equipados con estructuras de anclaje y absorción como raíces y rizoides que pueden causar más daño que los mismos microorganismos (Caneva et al. 2003).

Estas estructuras de anclaje son típicas en musgos y plantas vasculares y pueden generar efectos físicos y químicos al crecer entre las fisuras de la roca al tiempo que liberan metabolitos ácidos (Saiz Jiménez 1995).

Finalmente es importante mencionar que a veces es difícil distinguir entre el intemperismo biológico y el no biológico pues ambos procesos pueden ocurrir de manera independiente y converger en efectos destructivos (Rendón et al. 2009).

3.3.1 Biodeterioro por cianobacterias

Algunos autores han sugerido que las cianobacterias en ambientes tropicales proporcionan una película protectora sobre la superficie de la roca regulando la humedad y la temperatura (Delvert 1962; Warscheid 2000), sin embargo la formación de costras pigmentadas sigue siendo considerada deteriorante por algunos autores que consideran afecta la estética de las rocas (Ortega et al., 1991). Por otro lado, estos microorganismos pueden participar en la degradación mecánica de la piedra a través de los cambios de volumen en la vaina extracelular en cada ciclo de hidratación y secado. Como resultado, los cambios en el volumen de la película microbiana, generarían microfisuras en el sustrato, cambiando así la permeabilidad y porosidad de la roca y concluyendo con la erosión de la misma (Peraza 2004; Saiz Jiménez 1995; Ortega et al. 1993; Crispim & Gaylarde 2005). Este mismo mecanismo ha sido reportado como responsable de la destrucción de las rocas calcáreas, cuando las cianobacterias que crecen en las fisuras de los muros ejercen presión dentro de la roca, permitiendo la entrada de semillas y otros organismos que al desarrollarse contribuyen a la destrucción de las rocas (Crispim & Gaylarde, 2005).

El uso de técnicas de microscopia para estudiar colonias microbianas en su hábitat natural ha demostrado que la vaina formada por polímeros extracelulares de las cianobacterias penetra las grietas de las rocas facilitando la penetración de otros microorganismos en el material e incrementando el deterioro (Macedo et al. 2009). Este crecimiento endolítico de cianobacterias se da con frecuencia bajo las costras negras de sulfatos, incluso en interiores con poca luz pero con humedad constante (Pietrini y Ricci 1993) protegido por la vaina extracelular que se orienta hacia la superficie de la roca y protege contra la luz intensa al tiempo que retiene agua (Macedo 2009). Estas

vainas pueden penetrar incluso los poros más pequeños de la roca y efectuar nuevos efectos de cuña por expansión y contracción de su masa por períodos de desecación y humedad (Macedo 2009).

Diversos trabajos con cianobacterias reportan que estos organismos precipitan el carbonato de calcio, generando cubiertas calcáreas, lo cual sugiere que disuelven y obtienen el calcio de la roca en que están establecidas (Ortega 2006; Crispin & Gaylarde 2005). Al respecto Ortega et al. (1991) afirman que la disolución del carbonato de calcio de las rocas calizas se lleva cabo a través de la secreción de ácido oxálico por las cianobacterias, sin embargo hay poca evidencia de que las cianobacterias produzcan ácidos orgánicos in situ (Crispin y Gaylarde 2005) y es probable que la producción de estos ácidos se deba a la presencia de nitrobacterias y sulfobacterias capaces de producir ácidos fuertes como el nítrico o el sulfúrico, y que crecen asociadas a las cianobacterias (Waterbury 1989; Caneva et al. 2003). También es un hecho bien documentado que los microorganismos aerobios de la película microbiana producen bióxido de carbono que al combinarse con el agua se vuelve ácido carbónico y contribuye a la disolución de la roca y la formación de diversas sales (Wakefield & Jones 1998; Caneva et al. 2003). Diversos autores también han reportado a este grupo como responsable de daños a fachadas y acabados, sin describir los mecanismos que hacen esto posible. Danin en 1983 reportó erosión producida por cianobacterias coccoides en muros de piedra caliza de más de 2600 años de edad, al reducir la coherencia de los cristales de la roca alrededor de sus colonias y erosionado la fachada a una tasa de 5 $\mu\text{m}/\text{año}$. El autor afirma que las rocas sin cianobacterias no se erosionan aun después de cientos de años. Hyvert en 1973 reportó que estas cianobacterias causan cavidades más profundas en los relieves en el templo de Borobudur de Indonesia, y Hoffmann (1989) reportó a los géneros *Gloeocapsa*, *Stigonema*, *Chroococcus*, y *Aphanocapsa* como capaces de perforar cavidades dentro de la roca caliza.

Por otro lado es importante notar que el crecimiento de la cianobacterias es favorecido por la presencia de compuestos orgánicos (Hoek et al. 1995); trabajos de Ortega et al. (1993) y Saiz (1995) han demostrado que los compuestos con nitrógeno y azufre sobre las rocas favorecen la colonización de cianobacterias con necesidades de sulfato y carbohidratos. Asimismo, el yeso generado por los contaminantes con azufre favorece el desarrollo de estos organismos, ya que algunas cianobacterias lo usan para su crecimiento. Estos datos sugieren que la contaminación atmosférica puede favorecer el desarrollo de las cianobacterias y mayores tasas de contaminación pueden hacer más severo el deterioro asociado a estos organismos.

Finalmente hay que mencionar que las cianobacterias proporcionan una excelente base de nutrientes orgánicos para el establecimiento de otros organismos como bacterias, hongos, musgos y plantas vasculares, con un potencial altamente destructivo (Saiz Jiménez 1984; De la torre et al. 1991). Desgraciadamente el crecimiento impredecible de las cianobacterias dificulta su cultivo, por lo que las afirmaciones sobre su capacidad deteriorante aún están por ser probadas.

3.3.2 Biodeterioro por hongos

Los hongos han sido bien estudiados en cuanto a sus mecanismos deteriorantes en diversos tipos de materiales, siendo los más conocidos los químicos y mecánicos.

Estos organismos obtienen diversos elementos como calcio, aluminio, hierro y potasio, a través de la liberación de ácidos orgánicos que producen la solubilización de los minerales (Warscheid et al. 1991) y afectan especialmente rocas sedimentarias y mármoles (Caneva 2003). La liberación de estos ácidos es uno de los mecanismos mejor conocidos, responsables del deterioro de las rocas, ya que producen la desaparición de algunos minerales cementantes y con ello el debilitamiento de la estructura cristalina, trayendo como consecuencia el rompimiento de la roca (Videla, 2002). Por otro lado el daño físico puede producirse por la penetración de hifas (Saiz-Jimenez, 1993), e intensificarse por el crecimiento de la película viva en ciclos de humedecimiento y secado, causando daño mecánico a las rocas por la expansión y contracción del talo por los cambios de humedad (Price 1996).

Si bien los hongos son considerados como organismos destructores de una amplia variedad de materiales, los primeros estudios hechos por Foster (1949) demuestran que la producción de grandes cantidades de ácidos orgánicos es una conducta patológica resultante de la influencia de condiciones ambientales anormales, entre las que se encuentran el suministro excesivo de fuentes de carbón proporcionados por algunos contaminantes. Esta relación fue confirmada por Krumbein (1996) quién estableció una relación entre la contaminación por hidrocarburos y el crecimiento de hongos sobre las rocas. Estos desechos, al depositarse en las rocas, se convierten en una fuente importante de nutrientes, asimilables para los hongos, que en respuesta liberan una amplia variedad de ácidos orgánicos. Bajo esta perspectiva, la contaminación puede intensificar la liberación de ácidos orgánicos y con ello acelerar el deterioro causado por los hongos.

Otros estudios demuestran que los hongos son más tolerantes que las cianobacterias a altas concentraciones de contaminantes e incluso son capaces de degradar compuestos aromáticos e hidrocarburos poliaromáticos (Harvey and Thurston 2001). Estos organismos pueden consumir, en condiciones ideales y alimentados por la contaminación, hasta el 25% del sustrato disponible en muy corto tiempo con una eficiencia de 3.03 mg de materia orgánica por producción de 1mg de biomasa, en colonias que viven períodos de hasta 250 años (Chertov et al. 2004). Asimismo, las placas de mármol de Delos, Grecia, inoculadas con hongos e hidrocarburos, llegaron a desarrollar orificios de más de 400 μm de profundidad en sólo nueve meses en condiciones óptimas. Esto permitió concluir que los hongos son capaces de perforar hasta 5 milímetros de roca cada 100 años (Sterflinger y Krumbein 1997).

3.4 Contaminación atmosférica y deterioro

Aunque la contaminación ambiental puede darse por fuentes naturales, la liberación de los principales contaminantes se debe a procesos de combustión por causas antropogénicas y pueden ser clasificados como primarios y secundarios (Villaseñor 2008).

Los contaminantes primarios son aquellos que son vertidos directamente a la atmósfera y están constituidos por:

- Aerosoles, partículas sedimentables en suspensión
- Aerosoles marinos (Cl) y humos
- Bióxido de azufre
- Bióxido de carbono
- Bióxido de nitrógeno
- Hidrocarburos

Los contaminantes secundarios se producen como consecuencia de la transformación química y fotoquímica de los contaminantes primarios en la atmósfera y están constituidos por:

- Ácido sulfúrico
- Ácido nítrico
- Ozono
- Sulfatos
- Nitratos
- Oxidantes fotoquímicos, como hidrocarburos volátiles
- Aldehídos
- Compuestos orgánicos como hidrocarburos policíclicos aromáticos
- Compuestos orgánicos volátiles
- Materia particulada
- Lluvia ácida

Hay un acuerdo general entre diversos autores que afirman que la contaminación ambiental es una de las causas principales del deterioro de las rocas (Price 1996; Sabbioni et al. 2003; Baedecker y Pavich 1990), especialmente en rocas calcáreas las cuales han mostrado ser más sensibles a la contaminación (Leysen et al. 1989). Al respecto la mayoría de las investigaciones se han enfocado a contaminantes tales como el bióxido de azufre, los óxidos de nitrógeno y el bióxido de carbono, que son capaces de disolverse en agua para dar origen a soluciones ácidas que reaccionan con materiales calcáreos (Price 1996). Al respecto, el bióxido de azufre es uno de los principales contaminantes del aire, responsable directo de la sulfatación de las rocas carbonatadas, ya que sus componentes (V, Ti, Fe, Mn, Cu) actúan como catalizadores para la oxidación del bióxido de azufre, el cual ataca las rocas resultando la formación de yeso (Saiz-Jiménez 1995). Estos contaminantes llegan a las rocas por un proceso denominado "deposición atmosférica", mediante el cual las partículas y gases son depositados en la superficie terrestre y proviniendo de fuentes naturales o de actividades antropogénicas como la quema de combustibles fósiles, explotación de

pozos petroleros y producción de gas natural (Bravo et al. 1991). En las zonas costeras cierta deposición puede deberse a los aerosoles marinos transportados por el viento y reciben el nombre de deposición salina, en donde el compuesto más abundante es cloruro de sodio (Quintana et al. 2002). Al respecto, el cloro juega un papel importante ya que es el principal agente involucrado en la degradación de agentes metálicos, debido a que es un catalizador de los procesos de corrosión que ocurren en alto porcentaje en zonas costeras (Dean et al. 2000)

Los efectos de los contaminantes ácidos sobre las rocas dependen en gran parte de su posición. Si la roca se encuentra en posición vertical y es bañada constantemente por la lluvia ácida, gradualmente se irá reduciendo. En cambio las rocas horizontales pueden acumular reacciones y formar una costra negra densa en la superficie (Price 1996). Esta primera etapa del deterioro facilita nuevas etapas destructivas causadas por otros factores.

Finalmente es importante mencionar que la contaminación del aire es la principal fuente de sulfatos y nitratos que se acumulan en las rocas, generando sales que pueden destruir las rocas por cristalización e hidratación de las sales (Price 1996). El crecimiento de cristales de sal dentro de la roca puede generar suficiente tensión para romperla y reducirla a polvo. Los cristales de sal constituyen uno de los factores más destructivos para las rocas por lo que deberían ser estudiados con más detenimiento (Price 1996).

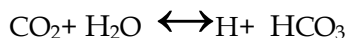
3.4.1 Lluvia ácida

La deposición de los contaminantes puede ser húmeda o seca. En el caso de la deposición húmeda, los contaminantes son transportados y depositados en estado líquido en forma de lluvia, nieve o niebla con pH inferiores a 5.6, surgiendo de aquí el concepto de lluvia ácida o deposición húmeda ácida (NADP 2000).

Aunque el agua pura tiene un pH neutro, el agua atmosférica al combinarse con el bióxido de carbono atmosférico origina ácido carbónico a través de la siguiente reacción:



Este ácido carbónico tiene un pH de 5.6 y se disocia de la siguiente manera:



Por esta razón el pH de la lluvia en su estado natural es ligeramente ácido con valores aproximados a 5.6 dependiendo de la concentración del CO_2 . Valores aun menores nos hacen concluir que existe la participación de compuestos externos y por lo tanto se dice que la lluvia está contaminada.

La lluvia ácida se presenta a partir de dos precursores; el dióxido de azufre (SO_2) y los óxidos de nitrógeno (NO_x). Estos contaminantes pueden ser transportados por el viento incluso miles de kilómetros y reaccionan con la humedad de la atmósfera formando ácido sulfúrico (H_2SO_4) y ácido nítrico (HNO_3) (Bravo et al. 2005). Estos ácidos fuertes que dan el carácter ácido a la lluvia, nieve, niebla o rocío, se miden en las

muestras de agua recolectadas en forma de iones sulfatos (SO_4^{2-}) y nitratos (NO_3^-), respectivamente.

Aunque algunos compuestos que modifican el pH del agua de lluvia pueden provenir de fuentes naturales, es indudable que los impactos más severos pueden atribuirse a fuentes antropogénicas. Estas actividades humanas pueden generar casos extremos como la lluvia ácida registrada en Escocia en 1974, la cual alcanzó un pH de 2.4 (Ramírez 2005).

Las construcciones hechas de roca caliza, mármoles o cementadas por carbonatos, son particularmente vulnerables a la lluvia ácida, ya que al reaccionar el ácido sulfúrico y el carbonato de calcio bajo la presencia de agua, forma sulfato cálcico hidratado que culmina como costra de yeso (sulfín), muy dañina, porque retiene más humedad y aumenta su volumen actuando como cuña sobre la piedra, aumentando la destrucción de la misma ahora por presión. Además este material es más soluble que la roca original.



El efecto de esta transformación se traduce en desprendimiento de las capas externas, desgaste de los relieves e incluso desprendimientos que pueden producir inestabilidad y daños muy serios a la estructura general del edificio.

3.4.1.1 Efectos de la lluvia ácida sobre los monumentos históricos

Existen estudios sobre el efecto de la lluvia ácida sobre los monumentos históricos del Tajín y San Juan de Ulúa (SJU), realizados en la Sección de Contaminación Ambiental (SCA) del Centro de Ciencias de la Atmósfera (CCA). Estos estudios se han llevado a cabo con el uso de la cámara de intemperismo acelerado, que simula las condiciones ambientales de la zona al tiempo que descarga de manera periódica lluvia ácida sobre la muestra, permitiendo observar en pocos días el efecto de la lluvia ácida equivalente a meses, incluso años y han concluido que la lluvia ácida genera la pérdida de masa de carbonato de calcio en la roca y por lo tanto la disolución de las mismas (Ramírez 2005). Esto se debe a que el material de construcción de SJU está constituido de carbonato de calcio en forma de calcita y aragonita (Ramírez 2005) que son particularmente sensibles a la lluvia ácida. Al respecto es importante mencionar que en esta zona el pH de las precipitaciones ha variado, especialmente en temporada de lluvias, hasta alcanzar una acidez de 4.0, neutralizándose sobre las rocas de coral, liberando iones bicarbonato (HCO_3^-) y iones calcio (Ca^{2+}) transformando el coral en sulfato de calcio que es soluble en agua. El estudio hecho en SJU con lluvia ácida de pH de 4.4, generó una pérdida anual de carbonato de calcio de 0.358g y 0.374g en dos muestras de coral tomadas en la fortaleza (Ramírez 2005).

Otros estudios llevados a cabo por la SCA del Centro de Ciencias de la Atmósfera en Tulum, Quintana Roo y en Tajín Veracruz, concluyeron que la lluvia ácida producía valores de recesión superficial de $4.40 \mu\text{m}/\text{año}$ (en profundidad) y provocaba una pérdida de $1.04 \text{ mg}/\text{cm}^2/\text{año}$ de masa (Ramírez 2005; Soto 1999)

3.5 Contaminación y biodeterioro

Existe una relación importante entre la contaminación ambiental y el biodeterioro, ya que los materiales de construcción pueden acumular contaminantes que enriquecen el sustrato e influyen en el crecimiento de los organismos (Saiz-Jiménez 1995). Por otro lado los organismos forman una película que captura en su superficie cantidades significativas de materiales inorgánicos, detritus y células muertas, favoreciendo así la adherencia de nuevas partículas y dando origen a las costras duras y pátinas (Saiz-Jiménez 1995). Estos contaminantes modifican la naturaleza química del sustrato y puede tener efectos inhibitorios o letales “dependiendo de la naturaleza y concentración de los contaminantes” (Appolonia et al. 2003) o pueden seleccionar organismos con requerimientos específicos y capacidades metabólicas definidas, transformándose en una fuente de nutrientes (Saiz-Jiménez 1995).

Diversos estudios han demostrado que el bióxido de azufre, óxidos de nitrógeno, compuestos clorados, magnesio, potasio, calcio, hierro y carbono, contribuyen al crecimiento de los organismos, que a su vez secretan ácidos dañinos para la roca (Videla 2002). Esto ha sido evidenciado especialmente en áreas rurales, donde el crecimiento de los microorganismos sobre las rocas se incrementa en contacto con el aire rico en nitrógeno proveniente de los fertilizantes y los hidrocarburos (Krumbein, 1996; Young, 1996). Esta relación entre contaminantes y desarrollo de los organismos ha sido demostrada por diversos autores en hongos y en cianobacterias como Ortega - Calvo et al. quienes en 1994 demostraron que el azufre presente en la lluvia ácida puede ser usado como una fuente de nutrientes por *Gloeotheca* sp. que lo incorpora a la vaina mucilaginoso. Por el contrario la falta de este anión en *Gloeotheca* sp. lo lleva a la desintegración del aparato fotosintético y la acumulación de diversos materiales de reserva. Por esta razón es importante establecer la presencia de contaminantes y el efecto de la lluvia ácida sobre la película microbiana, con el fin de evaluar su contribución a la destrucción del monumento.

4. METODOLOGÍA

4.1 Observación del área de estudio.

En una primera etapa, se ubicó geográficamente el monumento, se revisaron las variables meteorológicas de la zona (anexo 10.1) y con el fin de detectar las corrientes de viento que aportan brisa marina al monumento, se construyeron las rosas de los vientos con los datos del 2003 al 2006 de la estación de la Sección de Contaminación Ambiental, del Centro de Ciencias de la Atmósfera, ubicada en el Instituto de Ingeniería de la Universidad de Veracruz (anexo 10.2).

Se hicieron tres visitas al monumento, una en la temporada de lluvias (14 y 15 septiembre del 2009) y otras dos un poco antes del inicio de la temporada de lluvias (9-10 de mayo de 2009 y 16 y 17 mayo del 2010), recorriendo el monumento en busca de crecimientos que fueron documentados de manera fotográfica.

Para realizar este estudio, se seleccionaron los muros en donde la película microbiana se extendía cubriendo la mayor parte de la superficie como se observa en la figura 1



Fig. 1 La ubicación de los muros seleccionados para la colecta en la fortaleza de San Juan de Ulúa, se muestran con líneas gruesas. Estuco (A), crecimientos sobre el MRC (B), crecimientos sobre MRC (C), crecimiento en interiores (D) y (E).



Fig. 2 Crecimiento sobre el estuco (A), crecimiento sobre el coral (B).

En cada sitio de muestreo se realizó lo siguiente:

- A) Se observaron las características del crecimiento a simple vista, aspecto, posición del mismo y relación con el sustrato y se documentó de manera fotográfica.
- B) En cada sitio de muestreo se midió la temperatura sobre el crecimiento y sobre el área de la roca inmediata al mismo con un termómetro de luz infraroja marca Delta track.
- C) Se midió la humedad relativa superficial del sustrato y la humedad interior del mismo con un protrimetro (marca Delta track) sobre el crecimiento y en el área de la roca inmediata al mismo.

4.2 Recolecta de la película microbiana

- A) En cada muro se tomaron de dos a tres muestras de cada crecimiento, usando un bisturí previamente esterilizado al fuego. La muestra se introdujo en un frasco estéril y se guardó en una hielera a baja temperatura hasta su traslado a la Ciudad de México para su análisis.
- B) Se tomó otra muestra con el bisturí y se depositó en cajas de Petri con medio agar dextrosa papa (PDA) para el desarrollo de hongos. Cada caja fue cerrada con parafilm.

4.3 Recolección y análisis de la deposición húmeda

4.4 Programa de aseguramiento de calidad y control de calidad (QA/QC)

Con el fin de ofrecer un nivel establecido de confiabilidad, los sistemas de medición requieren un reglamento y un protocolo de procedimientos que asegure que cada medición cumple con normas de calidad. El aseguramiento de calidad (QA) y control de calidad (QC), ofrecen un programa de actividades para lograr estos objetivos durante la recolección y análisis de la deposición húmeda.

El aseguramiento de calidad define los objetivos del monitoreo y la calidad de los datos a obtener, la selección de los sitios de muestreo y el diseño de la red de monitoreo. Esto incluye la designación del sistema, la selección del equipo de medición, la evaluación del equipamiento y la capacitación de los operadores (Herrera 2005).

El control de calidad permite obtener una precisión establecida en la medición. Para ello tiene como objetivos preparar protocolos que establezcan la capacitación adecuada de los operadores así como la operación, mantenimiento y calibración de los equipos elegidos. Para ello se elaboran cronogramas de visitas al sitio de muestreo y protocolos de inspección, verificación y validación de datos a través de un cronograma de auditorías en la red de muestreo acompañado de los reportes correspondientes.

Los objetivos planteados en los programas de recolecta y Análisis de la deposición atmosférica, de la Sección de Contaminación Ambiental del Centro de Ciencias de la Atmosfera de la UNAM, se basan en los recomendados por la NADP y US-EPA (NADP, 2013; US- EPA 1994) y las actividades del programa de aseguramiento y control de calidad se llevan a cabo en cada etapa a través de una cadena de custodia donde los responsables registran la obtención de muestras, su transporte y entrega de estos al laboratorio para la realización de su análisis.

En la azotea del edificio principal de la fortaleza se encuentra ubicado un colector automático de deposición húmeda y seca (Aerochem Metrics Collector). Este dispositivo es el recomendado por la National Atmospheric Deposition Program (NADP) de los Estados Unidos y cuenta con dos cubetas y un mecanismo automático que abre o cierra las tapas con el fin de coleccionar el agua de lluvia y evitar se mezcle con la deposición seca. Estos recipientes de recolección están fabricados de polipropileno de alta densidad, el cual es inerte a la composición química del agua de lluvia.

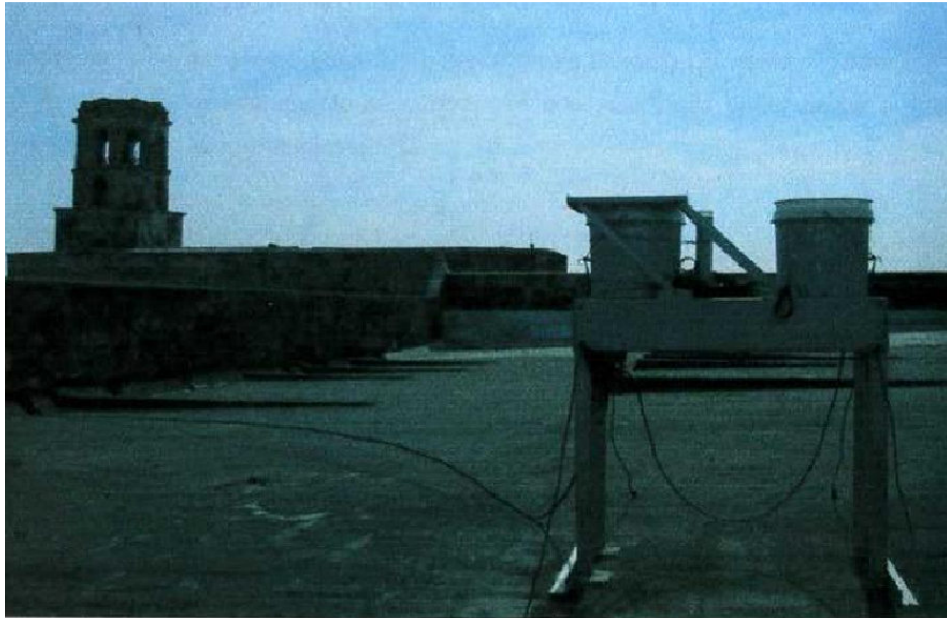


Fig. 3 Colector de deposición húmeda y seca sobre la azotea de San Juan de Ulúa.

La recolección de agua de lluvia en SJU, se realiza regularmente desde el 28 de noviembre del 2002 a la fecha, registrando en una bitácora cualquier observación importante. Después de cada evento de lluvia, se midió el volumen de la precipitación en el pluviómetro y se almacenó en recipientes de 250 ml, fabricado de polipropileno de alta densidad, el cual es inerte a la composición química de la lluvia y no permite que los constituyentes de la muestra queden retenidos en las paredes del recipiente durante el tiempo de almacenamiento. Cada recipiente se cerró y etiquetó con los datos de campo, se colocándolos en refrigeración a 4 °C. Este procedimiento permitió que la composición de la muestra se mantuviera estable durante su envío a la Ciudad de México.

Concluidas estas labores y con la finalidad de tener un registro secuencial de todos los eventos, el operador del sitio, realizó un reporte en el que se indicó la fecha del evento, el volumen de la lluvia, la hora de inicio, fin y sitio de muestreo. Se enumera Cada muestra se enumeró, anotando también el número de muestras entregadas, así como observaciones del clima o cualquier otro evento extraordinario. Este reporte incluyó el nombre y firma del responsable.

Una vez en la Ciudad de México, las muestras fueron transportadas a la Sección de Contaminación Ambiental (SCA) del Centro de Ciencias de la Atmósfera (CCA), de la UNAM, donde fueron entregadas junto con la cadena de custodia la química responsable, concluyendo así la cadena de custodia de las mismas. Ya en laboratorio a cada muestra se le realizaron lecturas de pH, conductividad eléctrica y análisis de iones por cromatografía de líquidos de alta eficiencia. Todos estos procedimientos de colecta y análisis de las muestras se llevaron a cabo de acuerdo con la US Environmental

Proteccion Agency (EPA) y la NADP. La medición del pH del agua de lluvia se realizó durante el período de estudio con un potenciómetro a 25 °C, colaborando así con el programa de la SCA del CCA.

4.5 Identificación de los organismos

Una vez en la Ciudad de México, se llevó a cabo la identificación de las cianobacterias colectadas en el Laboratorio de Algas Continentales de la Facultad de Ciencias de la Universidad Nacional Autónoma de México. Para ello se montaron preparaciones permanentes con gelatina glicerizada y se observaron al microscopio marca Nikon modelo E 200 Eclipse.

La identificación de estos organismos se hizo utilizando las claves adecuadas para cada caso (anexo 10.4) y considerando la disposición solitaria o colonial y la morfología celular o filamentosa. En el caso de los organismos unicelulares la disposición de las colonias y las variantes de la división celular tienen un papel fundamental, de hecho es un criterio para clasificar los organismos a nivel de familia (Komarek & Anagnostidis 2005). Otras características son el tamaño y la forma de las células (redonda, ovalada, alargada), la presencia de vaina individual o vaina común y el color de la vaina. Los grupos filamentosos pueden presentar estructuras especializadas como heterocistos, necridios y aerotopos.

En el taller de hongos, las cajas de Petri con las muestras recolectadas, se incubaron a 26 °C durante una semana y en el momento en que se observó el desarrollo de las diferentes colonias se procedió al aislamiento y purificación de cada uno de los cultivos por medio de resiembras a nuevas cajas con medio de cultivo. La identificación de los hongos parte de las características macroscópicas de la colonia (color, textura y velocidad de crecimiento) y continúan con la observación de las hifas y conidios al microscopio. En este punto es importante verificar la presencia de septos en las hifas y la forma de las estructuras reproductivas (esporas). Finalmente el tamaño y las características de las esporas ayudan a definir la especie. A partir de cada colonia, se montaron preparaciones permanentes con alcohol polivinílico y se observaron en microscopio fotónico marca Nikon EFD-3 para identificar a los organismos con ayuda de las claves (Domsch, 1993; Barnett y Hunter Barry, 1999; anexo 10.4). Cuando fue necesario se usó la técnica de microcultivo, para identificar a los hongos involucrados. Esta técnica consiste en colocar un cuadro de 1 a 3 cm de medio de cultivo (ADP) sobre un portaobjetos. El medio se cubre con un cubreobjetos y se inocula en las esquinas o los bordes con el hongo a identificar. Esta muestra de medio se coloca dentro de una caja de petri sobre un soporte de cristal. En el fondo de la caja se añaden unas gotas de agua destilada, para evitar la desecación, la caja de petri se sella con parafilm y se incuba durante tres días a 28 °C. Esta técnica de microcultivo permite la observación de las hifas y especialmente de las esporas y las estructuras que las originan, permitiendo así su identificación. Una vez identificados los organismos del tapete microbiano, fue necesario clasificarlos como deteriorantes o no, basándonos en la información bibliográfica disponible (Cuadro 13).



Fig.4 Técnica de microcultivo

4.6 Fase experimental

Debido a que la acidez producida por los organismos es uno de los factores con más impacto sobre las rocas, se consideró importante evaluar los cambios de pH producidos por los hongos en el medio de cultivo y los efectos de la lluvia ácida durante este proceso, observando también su efecto en el desarrollo de las cepas evaluadas.

Para evaluar el efecto de la lluvia ácida sobre el cambio de pH del medio de cultivo, en presencia de dos especies de hongos deteriorantes se propuso el siguiente experimento:

Con base en criterios bibliográficos, se seleccionaron a dos de las especies de hongos más frecuentes y con mayor efecto deteriorante, encontradas durante el muestreo: *Aspergillus niger* y *Cladosporium herbarum*.

Diseño experimental. El diseño fue completamente al azar, con 30 repeticiones (cajas de cultivo) por tratamiento e incluyó a dos factores:

- Factor 1. Medio PDA, con dos niveles: con lluvia ácida y sin lluvia ácida
- Factor 2. Hongos, con tres niveles: *Aspergillus niger*, *Cladosporium herbarum* y testigo.

Así se tuvieron: $2 \times 3 \times 30 = 180$ cajas de cultivo, combinadas en los siguientes tratamientos:

- PDA solo
- PDA con lluvia ácida
- *A. niger*
- *A. niger* con lluvia ácida
- *C. herbarum*
- *C. herbarum* con lluvia ácida

Conducción del experimento. Se formaron seis lotes de 30 cajas de Petri de 6 cm cada uno, con medio PDA, para preparar los seis tratamientos.

Cada una de las especies de hongos se sembró en dos lotes por separado, manteniendo uno de los lotes con el hongo solo y al segundo lote agregándole 0.5ml de la solución de lluvia ácida preparada producida en el laboratorio de la SCA del CCA por la Maestra en Ingeniería Ambiental Ana Luisa Alarcón. Para la preparación de la lluvia ácida se consideraron todos los eventos de lluvia desde el 10 de junio de 2007 hasta el 18 de octubre del 2009 con un total de 193 eventos registrados, de los cuales se escogió aquel con el pH más bajo.

El agua de lluvia se produjo en laboratorio adicionando al agua los cationes y aniones correspondientes al evento más ácido (Cuadro uno) y llevando la solución a un pH de 4 con la adición de ácido sulfúrico.

Cuadro 1. Elementos encontrados en el evento de lluvia más ácido detectado durante el período del estudio (partes por millón).

Fecha del evento	PP. (mm)	pH	Na ⁺	NH ₄ ⁺	K ⁺	Mg ²⁺	Ca ²⁺	Cl ⁻	NO ₃ ⁻	SO ₄ ²⁻
20/04/09	6.40	4.00	17.64	3.64	119.98	1.51	13.57	134.25	12.57	39.01

Los lotes testigo fueron con agar sólo y agar con lluvia ácida, los cuales servirían de base para descartar el efecto de la lluvia ácida sobre el medio.

Los seis lotes se incubaron a 28°C por siete días, haciendo el registro fotográfico de los crecimientos. Después de 7 días, los medios estuvieron cubiertos de organismos y se procedió a la medición del pH de las muestras.

4.6.1 Procedimiento de medición del pH

Para medir el pH de cada muestra, se retiró el medio de cada caja y se partió en trozos para colocarlos en un vaso de precipitados. A cada muestra se añadieron 10 ml de agua desionizada y se sometió a homogenización en un equipo de ultrasonido (Cole-Parmer, Modelo 8892), durante media hora. Después, a una temperatura de 25 °C, se midió el pH con un potenciómetro marca Corning 315 previamente calibrado con disoluciones buffer marca JT Baker de pH 4, 7 y 10.

También se midió el pH del estuco y del coral de la construcción. Para ello fue necesario reducir a polvo el sustrato con un mortero de ágata para posteriormente colocarlo en un vaso de precipitado al cual se le añadieron 10 ml de agua desionizada.

Todo ello se sometió al mismo proceso de homogenización durante 30 minutos, pasados los cuales se filtró el contenido y se midió el pH con el mismo potenciómetro.

4.6.2 Análisis de datos.

Con el fin de detectar la existencia de diferencias estadísticamente significativas entre las medias de las seis muestras del experimento, los resultados se sometieron a un Análisis de Varianza, ya que este método permite comparar más de dos grupos en el mismo planteamiento experimental (Morales 2012), adicionalmente se aplicó la prueba de Tukey con un $\alpha = 0.5\%$, para reconocer los tratamientos diferentes. Se utilizó el programa estadístico Statgraphics Plus 5.1

5. RESULTADOS

5.1. Condiciones generales del sitio y los crecimientos

El fuerte de San Juan de Ulúa está ubicado al norte del puerto de Veracruz con coordenadas 19° 12' 30" N y 96° 08' 00" W. El clima de la zona es tropical marino, con temperaturas medias de 32°C en primavera, de 35°C en verano, de 32°C en otoño, y de 30°C centígrados a la sombra en invierno (Avilés y Álvarez 1983).

Los datos climatológicos referentes a la precipitación pluvial media mensual del período 1941 a 1996 (Registros de precipitación SMN CONAGUA) y de 2009 (SMN) muestran que en el mes de mayo es el inicio de la temporada de lluvias como se aprecia en el cuadro 2.

Cuadro 2 precipitación pluvial media mensual*.

	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Sep	Oct	Nov	Dic	Anual
1941-1996	42.0	35.0	32.9	44.4	76.6	208.8	237.1	195.8	292.3	155.2	82.7	56.5	1459.5

*Datos del SMN CONAGUA

Las temperaturas en la zona durante el período del estudio fueron elevadas, oscilando entre los 25 y 35°C, como se puede apreciar en las figuras 5, 6 y 7.

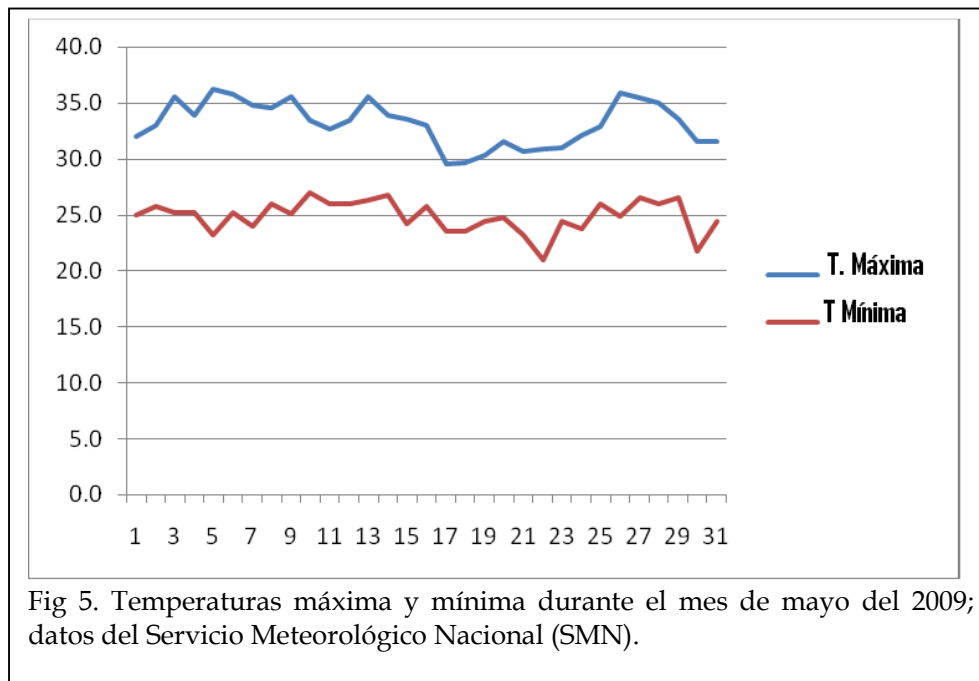


Fig 5. Temperaturas máxima y mínima durante el mes de mayo del 2009; datos del Servicio Meteorológico Nacional (SMN).

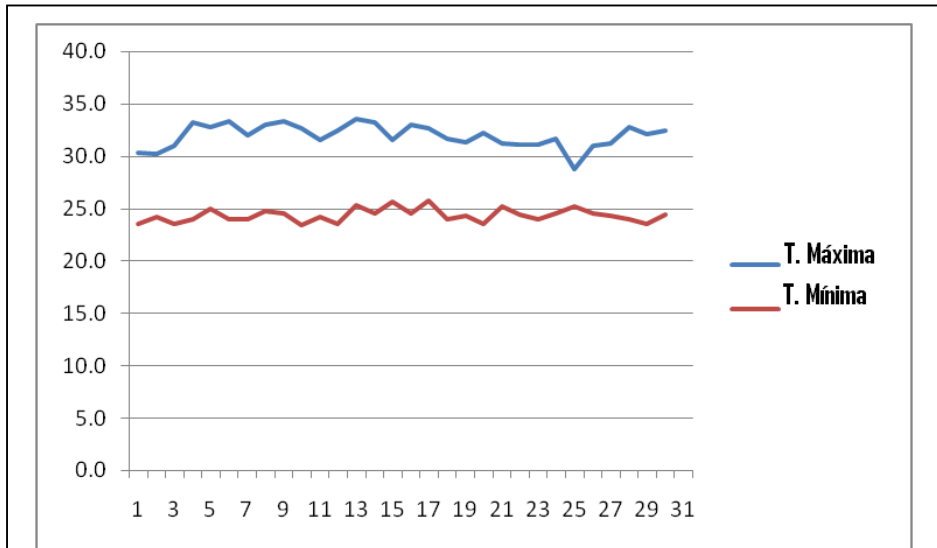


Fig 6. Temperaturas máxima y mínima durante el mes de septiembre del 2009; datos del SMN.

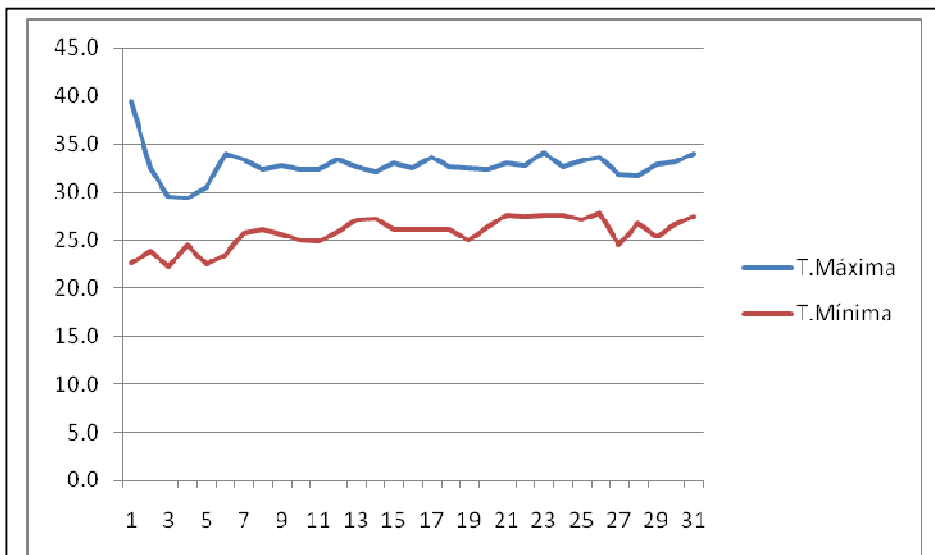


Fig 7. Temperaturas máxima y mínima durante el mes de septiembre del 2010; datos del SMN.

A este clima cálido hay que añadir la temporada de lluvias que principia a fines de mayo y termina a principios de octubre, con niveles máximos durante los meses de julio y septiembre (Lozano 1995). Al respecto, el volumen de precipitación registrada

durante el período de estudio por la estación de la SCA del CCA ubicada sobre la fortaleza de San Juan de Ulúa se observa en la figura 8.

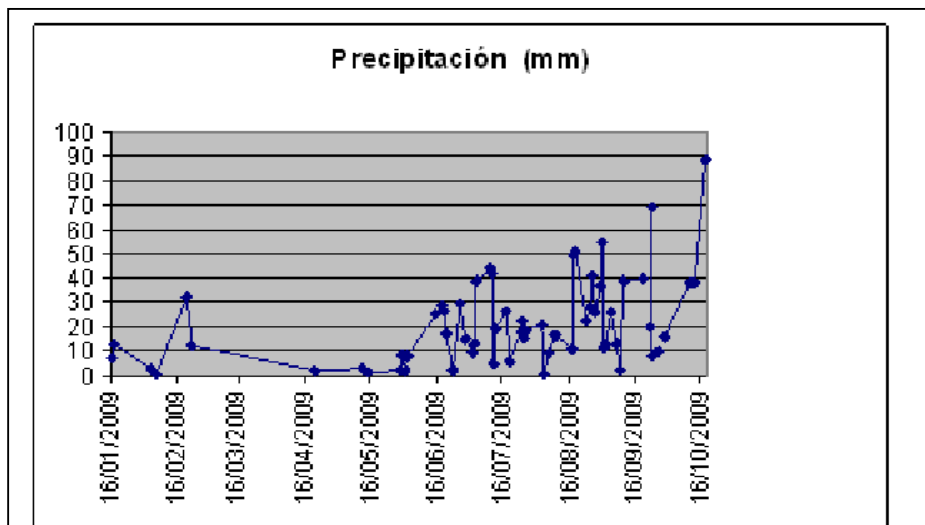


Fig 8. Precipitación registrada durante el período del estudio.

Es importante notar que el descenso de los valores de pH del agua de lluvia coincide con inicio de la temporada de lluvia, mostrando con ello la presencia de lluvia ácida y por lo tanto de contaminantes en la zona (Fig. 9).

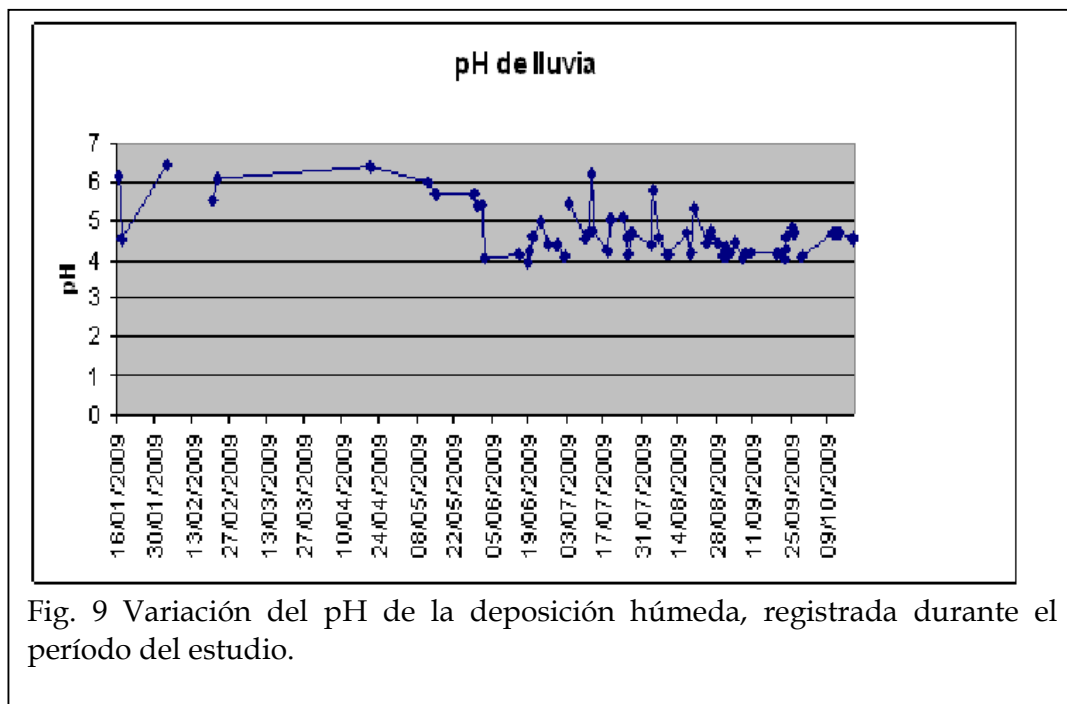


Fig. 9 Variación del pH de la deposición húmeda, registrada durante el período del estudio.

El clima cálido, la brisa marina y las lluvias favorecen el aumento de humedad relativa, sin embargo la humedad relativa en la zona no mostró una gran diferencia durante la temporada de lluvias y de secas, por lo que se puede considerar que los aportes adicionales de agua a la humedad del muro provienen de la brisa marina (Cuadro 3).

Cuadro 3. Humedad relativa de la zona durante los meses del estudio. Datos del SMN		
Fecha	Humedad relativa máxima	Humedad relativa mínima
mayo 2009	86 %	78%
septiembre 2009	88 %	77%
mayo 2010	85%	71%

Las rosas de los vientos elaboradas para el presente estudio, mostraron que los vientos principales que traen la brisa marina (anexo 10.2), provienen principalmente del sur, sur este y del este, coincidiendo con los principales crecimientos encontrados sobre los muros de la fortaleza. La excepción es durante los meses de junio, julio y agosto en que el viento procede del norte y del noreste. La distribución de los crecimientos principales y por lo tanto de los sitios de muestreo se ubicó en el mapa de san Juan de Ulúa, como puede observarse en la figura 10.

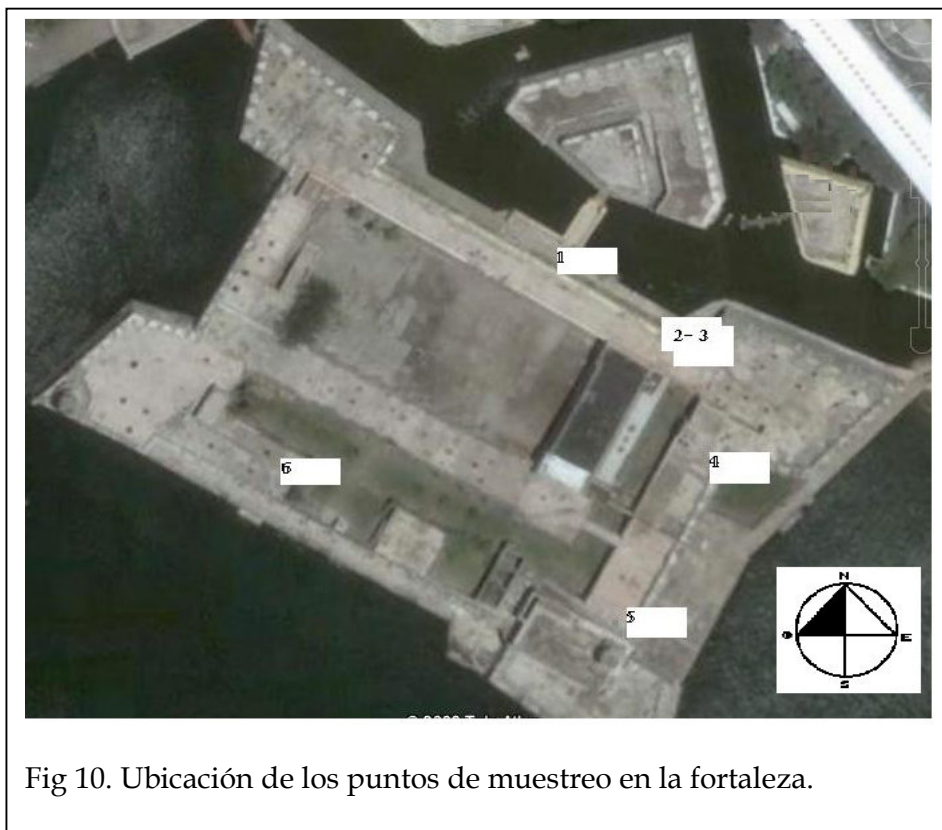


Fig 10. Ubicación de los puntos de muestreo en la fortaleza.

Sobre el estuco de la fortaleza, desde el punto de muestreo uno hasta el punto dos se observó que los crecimientos se extienden de manera uniforme cubriendo la mayor parte del muro. Esta distribución es diferente sobre el material rocoso calcáreo (MRC) de la estación tres y cuatro, que se observa erosionado y a veces reconstruido en áreas pequeñas con diversos materiales, probablemente como consecuencia de las intervenciones militares del pasado. Sobre el MRC los crecimientos microbianos aparecen en pequeños manchones aislados de entre 0.5 y 15 cm de diámetro y se incrustan a diferentes profundidades a lo largo del muro. Este MRC presentó un pH alcalino de 10.07 y en estudios anteriores demostró una capacidad de absorción de agua de entre 10.28 y 4.81% (Ramírez 2005). Sobre este MRC, en cada caso se midió la humedad relativa y la humedad superficial y se comparó con la humedad relativa y la temperatura de la zona. Estos datos pueden apreciarse en los cuadros del 4 al 10, donde se aprecian importantes diferencias de humedad relativa (interior y superficial) entre los crecimientos microbianos y el muro sobre el que se encuentran ubicados, a pesar de haber una alta humedad relativa en el ambiente. En estos cuadros también se aprecian diferencias significativas de temperatura entre la película microbiana y el sustrato inmediato al crecimiento.

Cuadro 4. Comparación de los datos obtenidos en la zona de muestreo 1 (estuco) con la temperatura y humedad relativa de la zona.

* Datos del SMN

** Datos tomados con el protrímetro

	15/sep/09	15/sep/09	17/mayo/10	17 mayo 2010
	Película microbiana	Sustrato adjunto	Película microbiana	Sustrato Adjunto
Humedad relativa interior**	78.7	56.8	24.0	1.35
Humedad relativa interior**	77.4	45.8	24.0	1.70
Humedad relativa Superficial**	85.0	56.11	17.0	3.11
Humedad relativa*	85.0%	85.0%	82.0%	82.0%
Temperatura medida °C	26.9	27.6	31.9	31.1
Temperatura ambiente °C * máx/mín	32.7/23.4		33.4/23.4	

Cuadro 5. Comparación de los datos obtenidos en la zona de muestreo 2 (estuco) con la temperatura y humedad relativa de la zona

* Datos del SMN

** Datos tomados con el protrómetro

	14/sep/09	14/sep/09	16/mayo/10	16 mayo 2010
	Película microbiana	Sustrato adjunto	Película microbiana	Sustrato Adjunto
Humedad relativa interior**	96.8	86.1	22.8	59.1
Humedad relativa superficial**	73.7	68.6	14.7	17.6
Humedad relativa*	85.0%	85.0%	82.0%	82.0%
Temperatura medida °C	27.10	27.74	31.1	30.08
Temperatura ambiente °C* SMN máx/mín	32.7/23.4		33.4/23.4	

Cuadro 6. Comparación de los datos obtenidos en la zona de muestreo 2a (MRC) con la temperatura y humedad relativa de la zona

* Datos del SMN

** Datos tomados con el protrimetro

	14/sep/09	14/sep/09	16/mayo/10	16 mayo 2010
	Película microbiana	Sustrato adjunto	Película microbiana	Sustrato adjunto
Humedad relativa interior**	85.3	84.8	14.2	66.4
Humedad relativa superficial**	77.9	77.3	11.2	12.6
Humedad relativa*	85.0%	85.0%	82.0%	82.0%
Temperatura medida °C	29.1	28.8	31.5	30.4
Temperatura ambiente °C * máx/mín	32.7/23.4		33.4/23.4	

Cuadro 7. Comparación de los datos obtenidos en la zona de muestreo 3 (MRC) con la temperatura y humedad relativa de la zona.

* Datos del SMN

** Datos tomados con el protrimetro

	14/sep/09	14/sep/09	16/mayo/10	16 mayo 2010
	Película microbiana	Sustrato adjunto	Película microbiana	Sustrato Adjunto
Humedad relativa interior**	65.5	63.6	13.9	.82
Humedad relativa superficial**	85	79	75	53
Humedad relativa*	85.0%	85.0%	82.0%	82.0%
Temperatura medida °C	29.5	30.3	33.3 35	33.5 33.9
Temperatura ambiente °C * máx/mín	32.7/23.4		33.4/23.4	

Cuadro 8. Comparación de los datos obtenidos en la zona de muestreo 4 (MRC) con la temperatura y humedad relativa de la zona.

* Datos del SMN

** Datos tomados con el protrímetro

	14/sep/09	14/sep/09	16/mayo/10	16 mayo 2010
	Película microbiana	Sustrato adjunto	Película microbiana	Sustrato adjunto
Humedad relativa interior**	66.9	67.2	6.1	49.9
Humedad relativa interior**	68.8	66.9	9.5	13.2
Humedad relativa superficial**	32.1	31.4	9.9	12.5
Humedad relativa*	85.0%	85.0%	82.0%	82.0%
Temperatura medida °C	34.3	35.80	35.7	35.00
Temperatura ambiente °C* SMN máx/mín	32.7/23.4		33.4/23.4	

Cuadro 9. Comparación de los datos obtenidos en la zona de muestreo 5 (tunel) con la temperatura y humedad relativa de la zona.

* Datos del SMN

** Datos tomados con el protrímetro

	14/sep/09	14/sep/09	16/mayo/10	16 mayo 2010
Modo	Película microbiana	Sustrato adjunto	Película microbiana	Sustrato adjunto
Humedad relativa interior**	66.9	60.8	66.7	61.3
Humedad relativa interior**			96.6	63.8
Humedad rel. superficial**	85.5	84.9	85.8	86.5
Humedad rel.*	85.0%	85.0%	82.0%	82.0%
Temperatura medida °C	25.8	26.4	26.1 26.5	27.2 27.1
Temperatura ambiente °C * máx/mín	32.7 23.4		33.4 23.4	

Cuadro 10. Comparación de los datos obtenidos en la zona de muestreo 6 (interiores) con la temperatura y humedad relativa de la zona.

* Datos del SMN

** Datos tomados con el protrímetro

	14/sep/09	14/sep/09	16/mayo/10	16 mayo 2010
	Película microbiana	Sustrato adjunto	Película microbiana	Sustrato adjunto
Humedad relativa interior**	87.6	82.7	99.9	78.8
Humedad relativa interior**			80.4 77.1	66.4 54.2
Humedad relativa superficial**	37.9	14.1	38.5 39.4	13.7 31.00
Humedad relativa*	85.0%	85.0%	82.0%	82.0%
Temperatura medida °C	25.8	26.9	27.3 27.5 27.2	27.7 27.6 27.5
Temperatura ambiente °C * máx/mín	32.7 23.4		33.4 23.4	

La temperatura medida en cada crecimiento se relaciona con el contenido de humedad presente en la película microbiana. Esto se aprecia al graficar los contenidos de humedad relativa de la película microbiana contra la temperatura medida en la misma, aquí se observa un aumento importante de temperatura conforme desciende la humedad. Esta tendencia se alteró en un crecimiento de la estación tres (cuadro 7) que media 12 cm de largo por aproximadamente 3 cm de profundidad y se encontraba incrustado en el MRC protegido de la desecación, por lo que a pesar de tener una temperatura de 35 °C, presentaba una humedad superficial relativa de 75% (Figura 11).

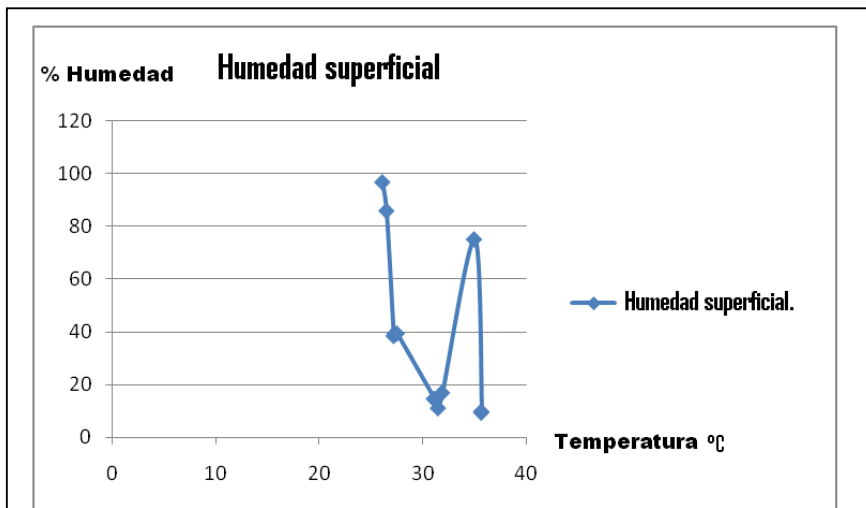


Fig. 11 Relación entre la humedad relativa superficial de la película microbiana y la temperatura de la misma.

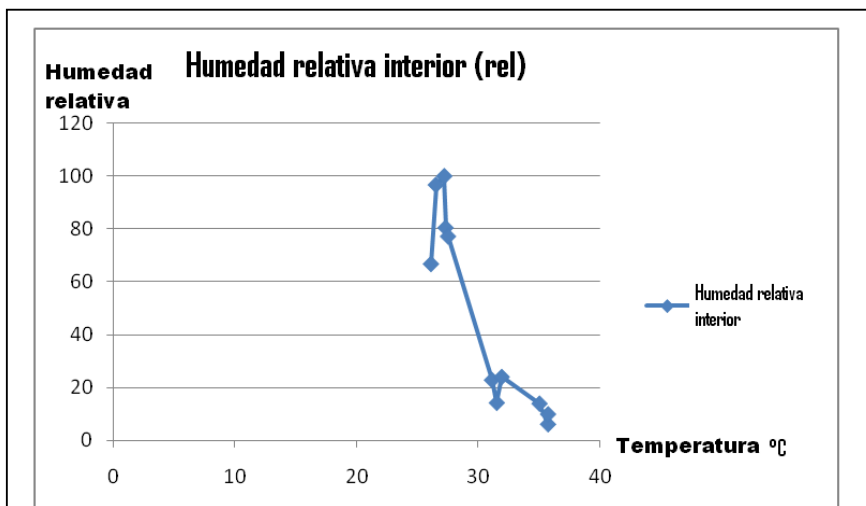


Fig. 12 Relación entre la humedad relativa al interior de la película microbiana y su temperatura.

Como se puede observar en el cuadro 4 y 5, la humedad y la temperatura de la película microbiana ubicada sobre el estuco presenta importantes diferencias entre el mes de septiembre (temporada de lluvias) y el mes de mayo (mes de transición), generando con ello la contracción de la película microbiana y con ello desprendimientos de fragmentos del estuco, como se observa en la figura 13.

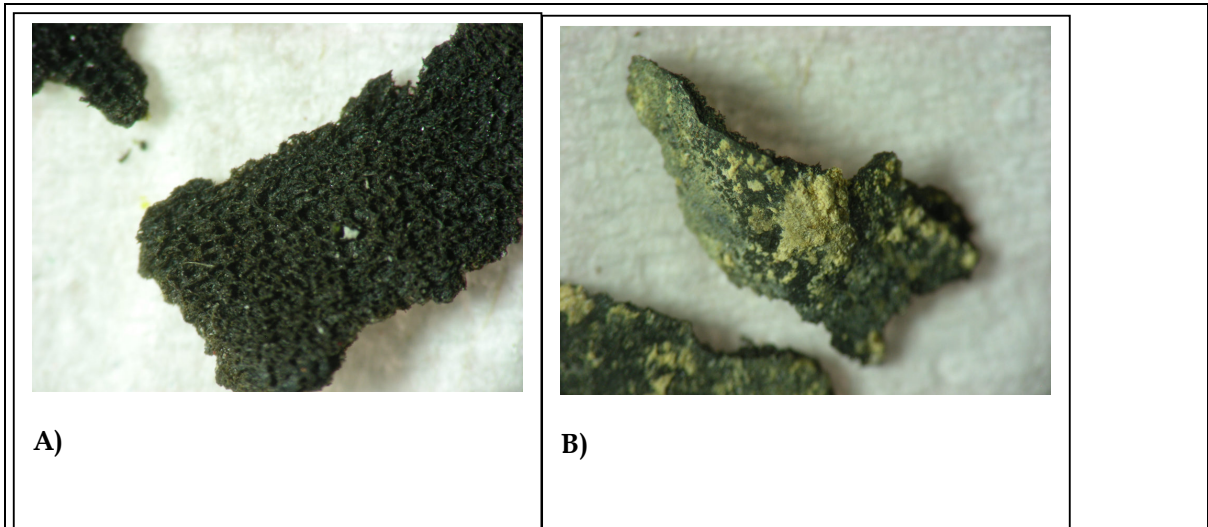


Fig.13 Dos vistas de la película microbiana colectada en San Juan de Ulúa. A) vista exterior. B) Parte de contacto, donde se aprecian fragmentos de pintura y minerales desprendidos del muro por contracción de la película.

Estas condiciones de humedad relativa de la película microbiana, hicieron que la película microbiana tuviera cambios de temperatura importantes respecto al sustrato; en exteriores del monumento la temperatura registrada fue más alta en la película microbiana (entre 0.2 y 1.1 grados), que en el muro desnudo. Por otro lado, en interiores la película microbiana hizo descender la temperatura de 0.2 a 1.1 grados con respecto al muro desnudo (Figura 14).

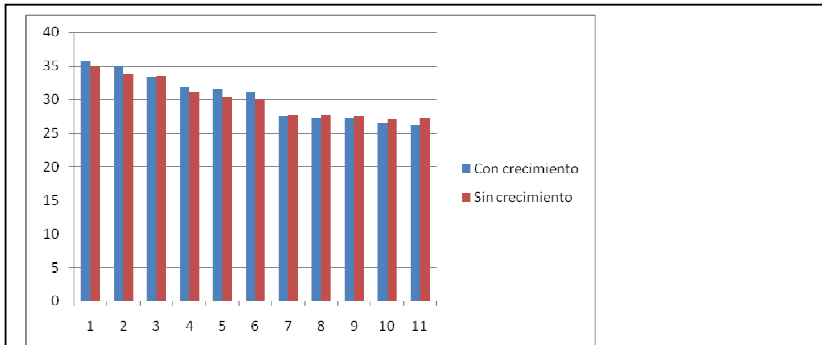


Fig. 14 Temperaturas registradas en la película microbiana y el área inmediata del sustrato; los datos se ordenaron de mayor a menor temperatura °C.

- Las columnas rojas representan la temperatura en el área inmediata a la película microbiana.
- Los valores 1,2,3,4,5,6 se obtuvieron en zonas expuestas al sol.
- Los valores 7,8,9,10,11, se obtuvieron en zonas cubiertas.

5.2 Organismos identificados

Se identificaron un total de 26 cianobacterias y 17 hongos creciendo sobre los muros de la fortaleza, como se observa en los cuadros 11 y 12.

Cuadro 11. Cianobacterias identificadas (ordenadas de acuerdo a Guiry & Guiry 2013). La frecuencia se refiere al número de muestreos en el que fue encontrado cada organismo.

Cianobacteria	Frecuencia	Punto de muestreo/Fecha
Phylum Cyanobacteria Stainer ex Cavalier-Smith		
Clase Cyanophyceae Schaffner		
Orden Chroococcales von Wettstein		
Familia Chroococcaceae Rabenhorst		
<i>Asterocapsa</i> sp. Chu	2	3 /15 septiembre 09 4/15 septiembre 09
<i>Chroococcus helveticus</i> Nägeli	3	6 /9 mayo 09 6 /15 septiembre 09 6 /16 mayo 10
<i>Chroococcus membraninus</i> (Meneghini) Nägeli	2	1 /15 septiembre 09 5/15 septiembre 09
<i>Chroococcus minutus</i> (Kützing) Nägeli	5	1 /9 mayo 09 2 /9 mayo 09 2 /15 septiembre 09 1 /16 mayo 10 2 /16 mayo 10
Familia Cyanobacteriaceae		
<i>Aphanothece castagnei</i> (Brébisson) Rabenhorst	4	2a /9 mayo 09 2a /15 septiembre 09 3 /15 septiembre 09 2a /16 mayo 10
<i>Aphanothece pallida</i> (Kützing) Rabenhorst	2	3 /9 mayo 09 2 /16 mayo 10
<i>Aphanothece saxicola</i> Nägeli	1	1 /16 mayo 10
Familia Cyanobacteriaceae		
<i>Gloeothece</i> sp.		
<i>Gloeothece confluens</i> Nägeli	1	1 /16 mayo 10
<i>Gloeothece linearis</i> Nägeli	2	3 /16 mayo 10

Cuadro 11 (continuación)

<i>Gloeothece palea</i> (Kützing) Nägeli	7	2a /9 mayo 09 1 /15 septiembre 09 2 /15 septiembre 09 2a /15 septiembre 09 1 /16 mayo 10 2 /16 mayo 10 4 /16 mayo 10
<i>Gloeothece rupestris f. maxima</i> (West) Hollerbach	3	1/9 mayo 09 2/9 mayo 09 4/15 septiembre 09
<i>Gloeothece tepidariorum</i> (A.Braun) Lagerheim	1	4 /9 mayo 09
Familia Merismopediaceae Nägeli		
<i>Aphanocapsa fonticola</i> Hansgirg	1	2a /15 septiembre 09
<i>Aphanocapsa fuscolutea</i> Hansgirg	1	1 /15 septiembre 09
<i>Aphanocapsa muscicola</i> (Meneghini) Wille	1	5 /9 mayo 09
<i>Aphanocapsa parietina</i> Nägeli C	2	4 /9 mayo 09 4 /16 mayo 10
Familia Microcystaceae Elenkin		
<i>Gloeocapsa aeruginosa</i> (Carmichael) Kützing	5	1 /9 mayo 09 2a /15 septiembre 09 2a /16 mayo 10 2 /16 mayo 10 3 /16 mayo 10
<i>Gloeocapsa biformis</i> Ercegovic	6	2 /9 mayo 09 5 /9 mayo 09 1 /16 mayo 10 3 /16 mayo 10 4 /16 mayo 10 5 /16 mayo 10
<i>Gloeocapsa deusta</i> (Meneghini) Kützing	2	3 /9 mayo 09 2a /15 septiembre 09
<i>Gloeocapsa gelatinosa</i> (Meneghini) Kützing	1	1 /16 mayo 10
Orden Nostocales Cavalier-Smith		

Cuadro 11 (continuación)

<i>Familia Nostocaceae Eichler</i>		
<i>Nostoc calcicola Brébisson ex Bornet & Flahault</i>	1	4 /9 mayo 09
<i>Familia Phormidiaceae Stizenberger ex Gomont</i>		
<i>Phormidium sp. Kützing ex Gomont</i>	5	3 /9 mayo 09 2 /15 septiembre 09 2a /15 septiembre 09 3 /15 septiembre 09 3 /16 mayo 10
<i>Familia Scytonemataceae C.Agardh ex Bornet & Flahault</i>		
<i>Scytonema javanicum Bornet</i>	1,2	3 /16 mayo 10
<i>Scytonema schmidtii Gomont</i>	7	1 /9 mayo 09 1 /15 septiembre 09 1 /16 mayo 10 2 /9 mayo 09 2 /15 septiembre 09 2 /16 mayo 10 4 /9 mayo 09
<i>Familia Xenococaceae Ercegovic</i>		
<i>Chroococidiopsis thermalis Geitler</i>	2	1 /9 mayo 09 1 /15 septiembre 09
<i>Xenotholos sp. Gold-Morgan, Montejano & Komárek</i>	1	2a /9 mayo 09

Cuadro 12 Hongos encontrados en los muros de la fortaleza y el numero de veces en que aparecieron (frecuencia) durante la realización de este trabajo.

	Frecuencia	Estación/ fecha
<i>Tricothecium</i> sp.	1	2b /9 mayo 09
<i>Nigrospora</i> sp.	1	2 /16 mayo 10
<i>Monilia</i> sp.	1	6/16 mayo 10
<i>Rhizopus</i> sp.	1	3 /15 septiembre 09
<i>Cladosporium</i> sp.	4	2b-16/ mayo/10 5-16/ mayo/10 4-15/sep/09 5-15/sep/09
<i>Cladosporium herbarum</i> (Persoon) Link: Fries	4	1- 09/mayo/09 1- 09/mayo/09 1-15/sep/09 2-16/ mayo/10
<i>Cladosporium cladosporioides</i>	2	1-16/ mayo/10 3-16/ mayo/10
<i>Alternaria alternata</i> (Fries) Keissler	2	3 /9 mayo 09 5 /16 mayo 10
<i>Trichoderma</i> sp.	4	2 /9 mayo 09 2 /15 septiembre 09 2b /15 septiembre 09 3 /15 septiembre 09
<i>Fusarium</i> sp.	1	2b /9 mayo 09
<i>Fusarium poae</i>	1	2 /9 mayo 09
<i>Botrytis</i> sp.	1	2b /9 mayo 09
<i>Aspergillus niger</i>	6	2 /15 septiembre 09 2b /15 septiembre 09 3 /15 septiembre 09 4 /15 septiembre 09 2b /16 mayo 10 3 /16 mayo 10
<i>Aspergillus glaucus</i>	2	3 /9 mayo 09 3 /15 septiembre 09
<i>Penicillium</i> sp.	4	6 /9 mayo 09 3 /15 septiembre 09 6 /15 septiembre 09 6 /16 mayo 10
<i>Acremoniella</i> sp.	1	2b /9 mayo 09
<i>Mycelia Sterilia</i>	2	1 /15 septiembre 09 3 /16 mayo 10

5.2.1 Descripción de las cianobacterias observadas

1. *Asterocapsa* sp. Chu 1952

Encontrada el 15 de septiembre del 2009 en la película microbiana de las estaciones tres y cuatro sobre el MRC totalmente expuesto al sol.

Colonias esféricas con verrugas en el exterior. Las células son redondas, ovaladas o poligonales de color verde olivo, cada célula tiene una vaina individual.

En la estación tres se le encontró de manera muy escasa junto a *Gleocapsa biformis*, *Phormidium* sp., *Aphanothece castagnei*, *Gloethece linearis*, *Aspergillus niger*, *Penicillium* sp., *Aspergillus glaucus*, *Trichoderma* sp. y *Rhizopus* sp.

En la estación cuatro se le encontró creciendo junto a *Gloeocapsa biformis*, *Gloeothece rupestris*, *Asterocapsa* sp., *Aspergillus niger* y *Mammaria* sp. La película microbiana se encontraba cubierta de musgo y se extendía de manera regular a lo largo de todo el muro. En ambos casos la presencia de este organismo fue esporádica encontrándose sólo uno o dos ejemplares en cada muestra.



Fig. 15 *Asterocapsa* sp., X 400 aumentos.

2. *Chroococcus helveticus* Nageli (estación seis)

Encontrada el 9 de mayo y el 15 de septiembre del 2009 en la película microbiana de la estación seis en el interior del túnel.

Descripción: Células redondas, esféricas o hemisféricas, de color azul-verde, 4-9 μm , con vaina individual lamelada.

En la estación se le encontró como principal componente de la película microbiana creciendo junto a *Penicillium* sp. *Monilia* sp. y *Micelia Sterilia*

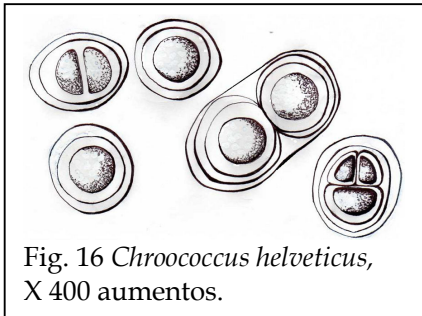


Fig. 16 *Chroococcus helveticus*,
X 400 aumentos.

3. *Chroococcus membraninus* (Meneghini) Nägeli

Encontrada el 15 de septiembre del 2009 durante la temporada de lluvia, en la película microbiana de la estación uno, donde apareció esporádicamente, volviéndose muy abundante en el interior del túnel (estación cinco).

Descripción. Células redondas o hemisféricas. Células no lameladas de color verde claro, entre 4 y 7 μm de diámetro, con presencia de gránulos color verde claro.

En la estación uno aparece esporádicamente junto a *Scytonema schmidtii*, *Gloeotheca palea*, *Aphanocapsa fusco lutea*, *Chroococcidiopsis thermalis*, *Gleocapsa bififormis*, *Cladosporium herbarum* y *Mycelia Sterilia*.

En la estación cinco se le encontró de manera muy abundante junto con *Gloeocapsa biformis* y *Cladosporium* sp.



Fig. 17 *Chroococcus membraninus*, X 400 aumentos.

4. *Chroococcus minutus* (Kützing) Nägeli

Encontrada el 9 mayo del 2009 y el 16 Mayo de 2010 expuesta al sol sobre el estuco de la fortaleza en la estación uno.

Descripción: células redondas, hemisféricas. Células verde claro de 2 a 3 μm de diámetro, con gránulos y en vainas no lameladas.

El 9 mayo del 2009 apareció de manera esporádica creciendo junto a *Scytonema schmidtii*, *Gloeocapsa aeruginosa*, *Chroococcidiopsis thermalis* y *Cladosporium herbarum*.

El 16 Mayo 2010 apareció de manera frecuente junto con *Scytonema schmidtii*, *Gloeotheca palea*, *Gloeocapsa gelatinosa*, *Aphanothece saxicola* y *Cladosporium cladosporioides*.

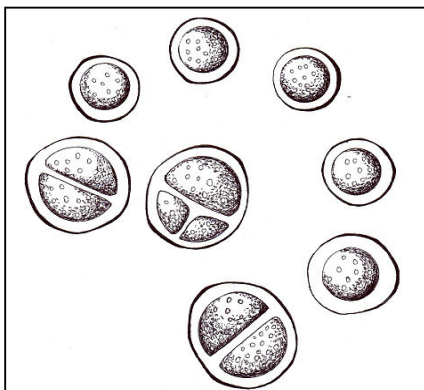


Fig.18 *Chroococcus minutus*, X 400 aumentos.

5. *Aphanothece castagnei* (Brébisson) Rabenhorst (estación tres)

Encontrada el 9 mayo del 2009, el 15 septiembre de 2009 y el 16 Mayo de 2010 expuesta al sol sobre el estuco de la fortaleza en la estación 2^a, creciendo expuesto al sol sobre el MRC de la fortaleza.

Descripción: Células de color verde oliva, de medidas 6x4, 7x4, 6x2.5 µm, con vaina común de color amarillo.

El 9 mayo del 2009 se encontró creciendo de manera muy abundante junto con *Scytonema javanicum* y *Gloeotheca pallea*, *Xenotholos* sp., *Fusarium* sp., *Tricothecium* sp., *Botrytis* sp. y *Acremoniella* sp.

El 15 septiembre 2009 se encontró creciendo de manera muy abundante junto con *Aphanocapsa fonticola*, *Gleocapsa deusta*, *Gleocapsa aeruginosa*, *Gloeotheca pallea*, *Phormidium* sp., *Cladosporium* sp., *Aspergillus niger* y *Trichoderma* sp.

El 16 Mayo 2010 se encontró desarrollándose de manera frecuente junto a *Scytonema javanicum*, *Gleocapsa aeruginosa*, *Gloeotheca pallea*, *Gloeotheca* sp. y *Aspergillus niger*.



Fig.19 *Aphanothece castagnei*,
X 400 aumentos.

6. *Aphanothece pallida* (Kützing) Rabenhorst

Encontrada el 16 de mayo 2010 en el estuco de la estación dos y el 9 de mayo 09 en la estación tres sobre el MRC creciendo en ambos casos expuesta al sol.

Descripción: Células de color verde claro, de medidas 7.5×5 , 10×4.5 μm , con vaina lamelada de color verde claro.

En la estación dos aparece con frecuencia acompañado de *Scytonema schmidtii*, *Gloeothece palea*, *Chroococcus minutus*, *Gloeocapsa aeruginosa*, *Gloeocapsa* sp., *Phormidium* sp., *Nigrospora* sp. y *Cladosporium herbarum*.

En la estación tres aparece de manera muy abundante junto con *Gloeocapsa deusta*, *Phormidium* sp., *Scytonema javanicum*, *Aspergillus glaucus* y *Alternaria alternata*.

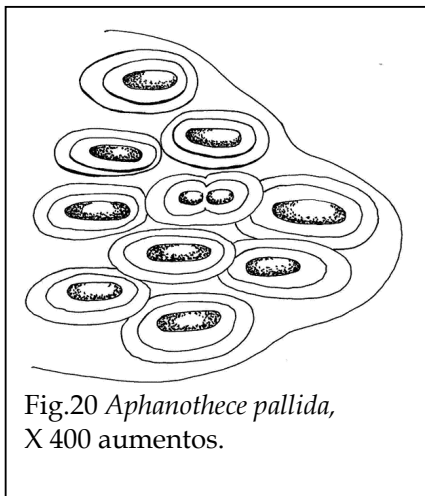


Fig.20 *Aphanothece pallida*,
X 400 aumentos.

7. *Aphanothece saxicola* Nägeli

Encontrada en el estuco de la fortaleza el 16 de mayo del 2010 sobre la estación uno creciendo expuesta al sol.

Descripción: células de color verde, de medidas 6×2.5 , 3.5×2 , 3×1.2 μm , con vaina lamelada de color amarillo verdoso.

Aparece regularmente junto con *Scytonema schmidtii*, *Chroococcus minutus*, *Gloeothece palea*, *Gloeocapsa gelatinosa* y *Cladosporium cladosporioides*.

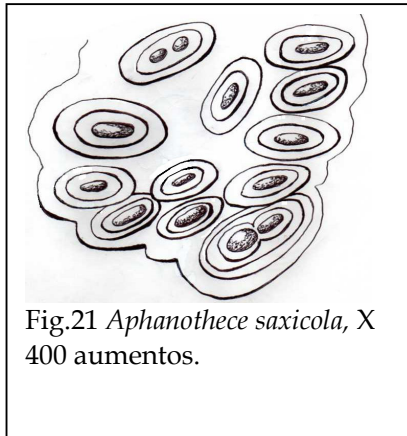


Fig.21 *Aphanothece saxicola*, X 400 aumentos.

8. *Gloeothece confluens* Nägeli

Encontrado creciendo expuesto al sol sobre el estuco de la fortaleza en la estación uno el 16 mayo 2010.

Descripción: células de color verde de 3.3×1.8 , 2×1 , $1 \times 2 \mu\text{m}$, con vaina individual no lamelada, sin color.

Apareció de manera muy esporádica junto con *Scytonema schmidtii*, *Chroococcus minutus*, *Aphanothece saxicola*, *Gloeothece palea*, *Gleocapsa gelatinosa* y *Cladosporium cladosporioides*.

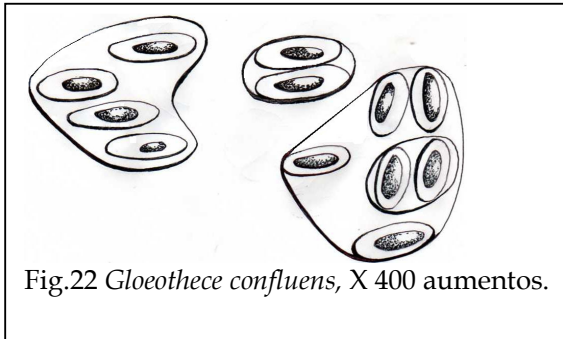


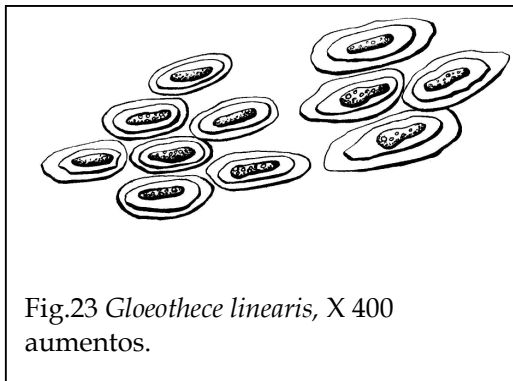
Fig.22 *Gloeothece confluens*, X 400 aumentos.

9. *Gloeothece linearis* Nägeli

Apareció el 16 mayo 2010 totalmente expuesto al sol en el MRC de la estación tres de la fortaleza.

Descripción: células ovaladas de tamaño de 10×2.5 , 10×3 , $10 \times 5 \mu\text{m}$, con una proporción de largo y ancho de 3:1. Las células presentan un color azul verdoso con gránulos de color verde oscuro. La vaina individual es lamelada de color café-violeta.

La presencia de este organismo fue frecuente durante esta fecha y se encontró junto con *Gleocapsa aeruginosa*, *Phormidium* sp., *Gloeothece linearis*, *Scytonema javanicum*, *Aspergillus niger*, *Cladosporium cladosporioides* y *Mycelia Sterilia*



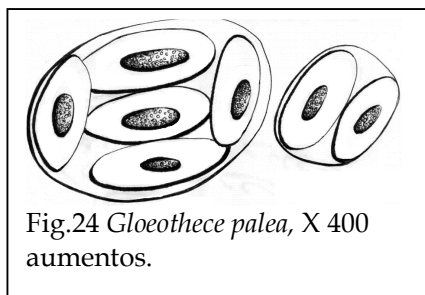
10. *Gloeotheca palea* (Kützing) Nägeli

Encontrado el 15 septiembre y el 16 mayo 2010, desarrollándose sobre el estuco totalmente expuesto al sol en la estación uno.

Descripción: células ovaladas de color azul verdoso pálido con gránulos color verde olivo, de tamaño 3.5x2.5, 4x1.3, 4x2 μm , sin proporción de largo y ancho de 3:1. La vaina individual no es lamelada y presenta un color amarillo muy claro casi hialino.

El 15 de septiembre de 2009 se localizó apareciendo de manera regular acompañado de *Scytonema schmidtii*, *Aphanocapsa fusco lutea*, *Chroococcus membraninus*, *Chroococidiopsis thermalis*, *Gleocapsa biformis*, *Cladosporium herbarum* y *Micelia Sterylia*.

El 16 de mayo se localizó creciendo de manera escasa junto con *Scytonema schmidtii*, *Chroococcus minutus*, *Aphanotheca saxicola*, *Gleocapsa gelatinosa*, *Cladosporium cladosporioides* y *Gloeotheca confluens*.



11. *Gloeotheca rupestris* f. *maxima* (West) Hollerbach

Encontrado creciendo totalmente expuesto al sol sobre el estuco de la estación uno.

Descripción: células ovaladas de color azul verdoso pálido con gránulos color verde olivo, de tamaño 3.5x1.5 μm , con la proporción de largo y ancho de 3:1. La vaina individual no es lamelada y presenta un color verde oliva.

Apareció el 9 mayo de 2009 de manera esporádica, creciendo junto con *Scytonema schmidtii*, *Gleocapsa aeruginosa*, *Chroococcus minutus*, *Chroococidiopsis thermalis*,

Gloeothece rupestris y *Cladosporium herbarum*.

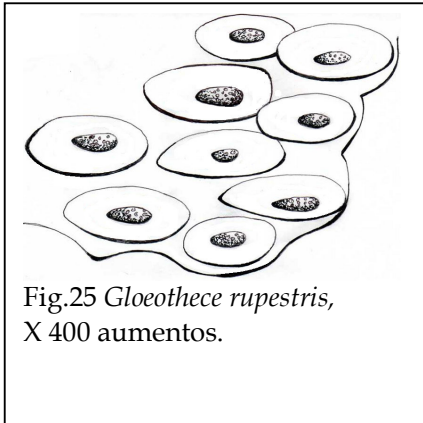


Fig.25 *Gloeothece rupestris*,
X 400 aumentos.

12. *Gloeothece repidariorum* (A.Braun) Lagerheim

Apareció el 9 mayo del 2009, creciendo sobre el MRC de la estación cuatro expuesto parcialmente al sol.

Descripción: células ovaladas de color azul verdoso pálido, de tamaño $7.5 \times 5 \mu\text{m}$. La proporción de largo y ancho es de 2:1. La vaina individual es lamelada y presenta un color amarillo ámbar muy claro.

Este organismo apareció de manera regular acompañado de un crecimiento regular de musgo y *Scytonema schmidtii*, *Aphanocapsa parietina*, *Nostoc calcicola*, *Paecilomyces* sp. y *Rhizopus estolonifer*.



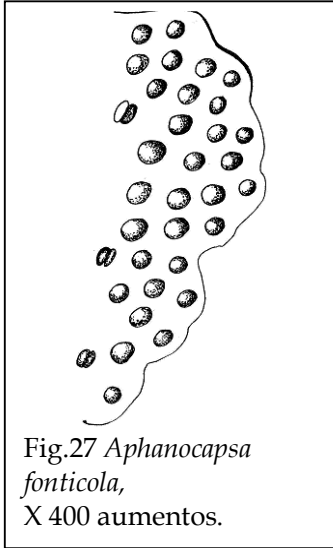
Fig.26 *Gloeothece tepidariorum*, X
400 aumentos.

13. *Aphanocapsa fonticola* Hansgirg

Encontrada el 15 septiembre 2009 en la estación 2ª, creciendo sobre el MRC totalmente expuesto al sol.

Descripción: células redondas de color verde oliva, con tamaño de $2.5 \mu\text{m}$ de diámetro. La vaina común es de color amarillo claro.

Apareció de manera frecuente acompañado de *Aphanotece castagnei*, *Gleocapsa deusta*, *Gloeothece pallea*, *Gleocapsa aeruginosa*, *Phormidium* sp., *Cladosporium* sp., *Aspergillus niger* y *Trichoderma* sp.

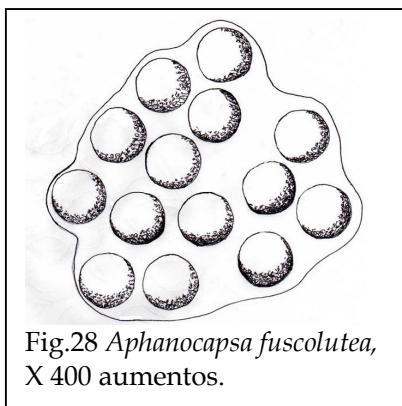


14. *Aphanocapsa fuscolutea* Hansgirg (estación uno)

Se encontró el 15 septiembre del 2009 creciendo sobre el estuco de la construcción totalmente expuesto al sol.

Descripción: células redondas de color verde claro, con tamaño de 1, 1.5 y 2 μm de diámetro. La vaina común es incolora.

Apareció regularmente acompañado de *Scytonema schmidtii*, *Gloeothece palea*, *Aphanocapsa fuscolutea*, *Chroococcus membraninus*, *Chroococidiopsis thermalis*, *Gleocapsa biformis*, *Cladosporium herbarum* y *Micelia Sterylia*.



15. *Aphanocapsa muscicola* (Meneghini) Wille

Apareció el 9 mayo 2009 creciendo sobre el estuco del túnel de la estación cinco parcialmente protegido del sol.

Descripción: Células redondas de color verde oliva claro, con tamaño de 2.5 a 3 μm de diámetro. La vaina común es incolora.

Apareció de manera regular acompañada de *Gloeocapsa biformis* y *Memmoniella* sp.



Fig.29 *Aphanocapsa muscicola*,
X 400 aumentos.

16. *Aphanocapsa parietina* Nägeli (estación cuatro)

Apareció creciendo sobre el MRC de la fortaleza de la estación expuesto al sol el 9 mayo del 2009 y el 16 mayo del 2010.

Descripción: células redondas de color verde amarillento, con tamaño de 3, 4 y 5 μm de diámetro. La vaina común es incolora.

El 9 mayo del 2009 apareció regularmente y con organismos como *Scytonema schmidtii*, *Gloeotheca tepidariorum*, *Nostoc calcicola*, *Paecilomyces* sp. y *Rhizopus stolonifer*. El 16 mayo del 2010 apareció de manera regular con *Gloeotheca palea*, *Scytonema schmidtii* y *Cladosporium* sp.

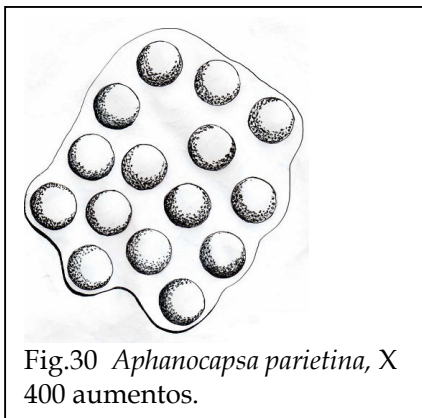


Fig.30 *Aphanocapsa parietina*, X
400 aumentos.



Fig.31 *Aphanocapsa parietina*, X
400 aumentos.

17. *Gloeocapsa aeruginosa* Kützing (estación 1, 2, 2^a, 3)

Encontrada el 9 mayo 09 creciendo totalmente expuesta al sol sobre el estuco de la estación uno y de la estación dos el 16 de mayo de 2010. También fue encontrada sobre el MRC de la estación 2^a el 15 septiembre 2009 y sobre la estación tres el 16 mayo 2010.

Descripción: células de color verde claro con gránulos de color verde oliva, de 1.5 a 2.5 μm de diámetro, rodeadas por una vaina individual lamelada de color gris claro.

En la estación uno apareció de manera regular acompañada de *Scytonema schmidtii*, *Chroococcus minutus*, *Chroococidiopsis thermalis*, *Gloeotheca rupestris* y *Cladosporium herbarum*.

En la estación dos apareció de manera regular acompañada de *Scytonema schmidtii*, *Gloeotheca palea*, *Chroococcus minutus*, *Gloeocapsa aeruginosa*, *Gloeocapsa* sp., *Aphanotece pallida*, *Phormidium* sp., *Nigrospora* sp. y *Cladosporium herbarum*.

En la estación 2^a apareció de manera regular acompañada de *Aphanotece castagnei*, *Aphanocapsa fonticola*, *Gloeocapsa deusta*, *Gloeotheca pallea*, *Phormidium* sp., *Cladosporium* sp., *Aspergillus niger* y *Trichoderma* sp.

En la estación tres apareció acompañada de *Gloeocapsa aeruginosa*, *Phormidium* sp., *Gloeotheca linearis*, *Scytonema javanicum*, *Aspergillus niger*, *Cladosporium cladosporioides* y *Mycelia Sterilia*.

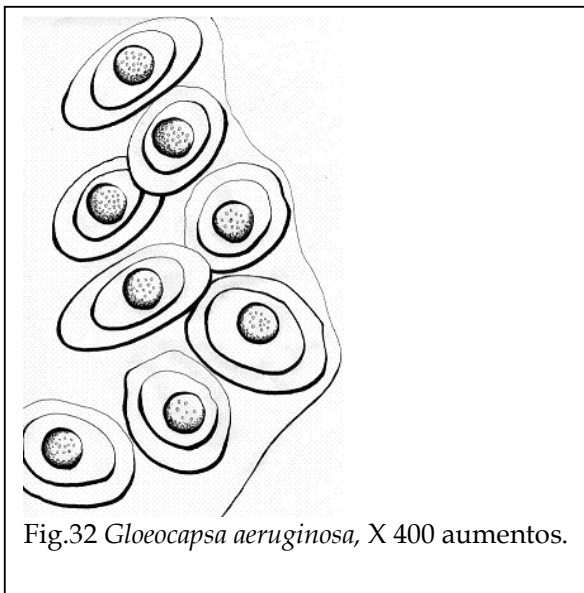


Fig.32 *Gloeocapsa aeruginosa*, X 400 aumentos.

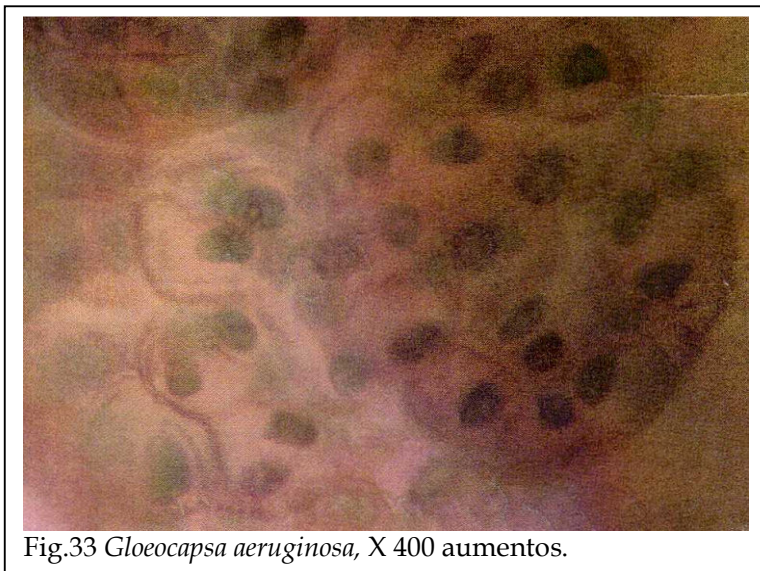


Fig.33 *Gloeocapsa aeruginosa*, X 400 aumentos.

18. *Gloeocapsa bififormis* Ercegovic (estación 1, 2, 3, 4, 5)

Especie encontrada totalmente expuesta al sol sobre el estuco de la estación uno el 15 septiembre del 2009, y sobre el estuco de la estación dos el 9 mayo 2009. También fue encontrado expuesto al sol el 15 septiembre del 2009 sobre el MRC de la estación tres y el 15 septiembre 2009 sobre el MRC de la estación cuatro.

Finalmente fue encontrada parcialmente protegida del sol en el estuco del túnel de la estación cinco el 9 mayo del 2009.

Descripción: células de color verde oscuro, de 0.5 a 1.5 μm de diámetro, rodeadas por una vaina individual lamelada de color verde oscuro.

En la estación uno apareció esporádicamente en el crecimiento junto a *Scytonema schmidtii*, *Gloeotheca palea*, *Aphanocapsa fusco lutea*, *Chroococcus membraninus*, *Chroocodiopsis thermalis*, *Cladosporium herbarum* y *Micelia Sterylia*.

En la estación dos apareció escasamente en el crecimiento junto con *Scytonema schmidtii*, *Gloeotheca rupestris*, *Chroococcus minutus*, *Fusarium poae*, *Trichoderma* sp. y *Cladosporium herbarum*.

En la estación tres apareció de manera abundante sobre el MRC en un crecimiento junto a *Gloeocapsa bififormis*, *Gloeotheca linearis*, *Phormidium* sp., *Aphanotheca castagnei*, *Asterocapsa* sp., *Aspergillus niger*, *Penicillium* sp., *Aspergillus glaucus*, *Trichoderma* sp. y *Rhizopus* sp.

En la estación cuatro apareció sobre el MRC de manera abundante acompañada de *Gloeotheca rupestris*, *Asterocapsa* sp., *Aspergillus niger* y *Mammaria* sp.

En la estación cinco apareció sobre el estuco del túnel de manera abundante en el mismo crecimiento de *Gloeocapsa bififormis*, *Aphanocapsa muscicola* y *Memnoniella* sp.



Fig.34 *Gloeocapsa biformis*, , X 100 aumentos.

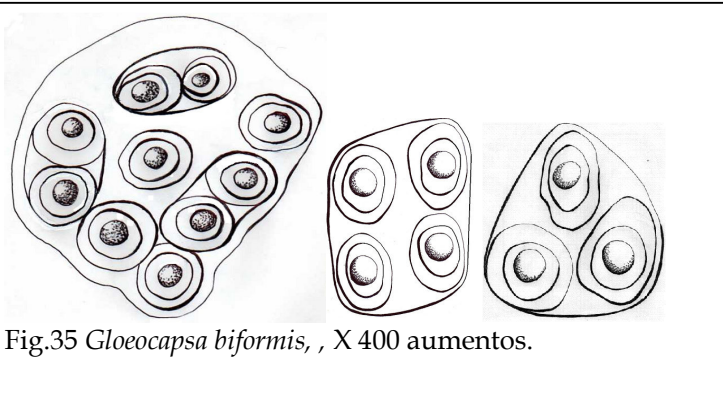


Fig.35 *Gloeocapsa biformis*, , X 400 aumentos.

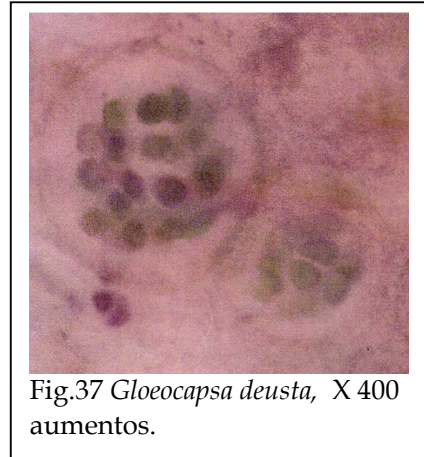
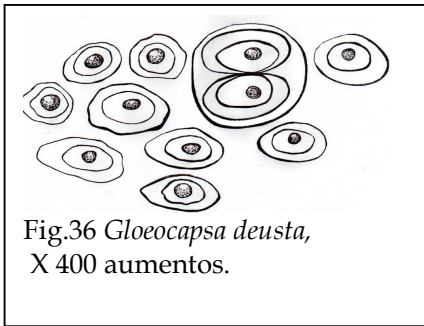
Especie encontrada el 15 septiembre del 2009, creciendo sobre el MRC de la estación 2^a, y el 9 mayo 09 en el MRC de la estación tres, en ambos casos expuestos totalmente al sol.

Descripción: células de color verde oliva, de 5 a 7.5 μm de diámetro, rodeadas por una vaina individual lamelada de color amarillo verdoso.

En la estación 2^a se encontró creciendo regularmente en las preparaciones en compañía de *Aphanotece castagnei*, *Aphanocapsa fonticola*, *Gloeocapsa deusta*, *Gloeothece pallea*, *Gloeocapsa aeruginosa*, *Phormidium* sp., *Cladosporium* sp., *Aspergillus niger* y *Trichoderma* sp.

En la estación tres se encontraron creciendo de manera abundante junto a *Aphanotece*

pallida, *Phormidium* sp., *Scytonema javanicum*, *Aspergillus glaucus* y *Alternaria alternata*.

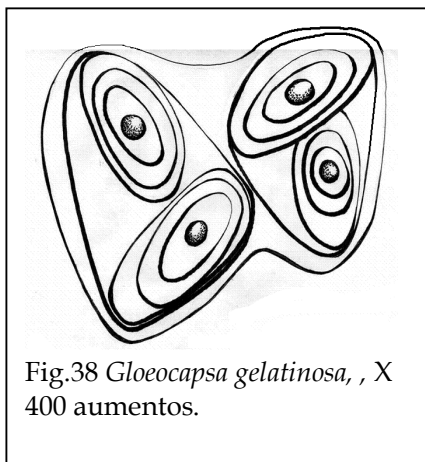


20. *Gloeocapsa gelatinosa* (Meneghini) Kützing

Especie encontrada el 16 mayo del 2010 totalmente expuesta al sol sobre el estuco de la fortaleza en la estación uno.

Descripción: células de color verde claro, de 1.66-3.2 μm de diámetro con vaina individual lamelada de color amarillo claro.

Esta especie apareció de manera escasa acompañada de *Scytonema schmidtii*, *Chroococcus minutus*, *Aphanothece saxicola*, *Gloeothece palea*, *Gloeocapsa gelatinosa*, *Gloeothece confluens* y *Cladosporium cladosporioides*.



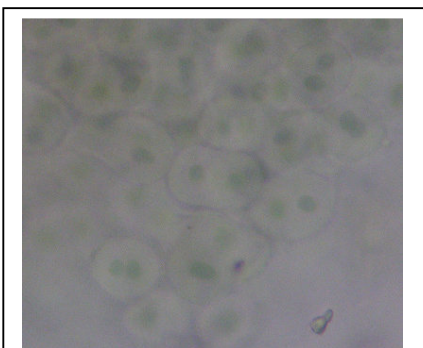


Fig.39 *Gloeocapsa gelatinosa*, , X 400 aumentos.

21. *Nostoc calcicola* Brébisson ex Bornet & Flahault

Encontrado el 9 mayo del 2009 en el MRC de la estación cuatro expuesto al sol.

Descripción: células casi esféricas, de entre 9 a 10 μm de diámetro, de color verde claro con gránulos color verde oliva. Los heterocistos están presentes en este grupo, aunque no se pudieron apreciar en las colonias de la muestra observada.

La especie aparece de manera escasa acompañada de *Scytonema schmidtii*, *Aphanocapsa parietina*, *Gloeotheca tepidariorum*, *Paecilomyces* sp. y *Rhizopus estolonifer*.



Fig. 40 *Nostoc calcicola*, , X 400 aumentos.

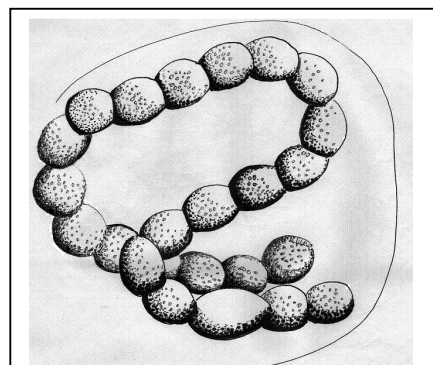


Fig.41 *Nostoc calcicola*, , X 400 aumentos.

22. *Phormidium* sp. Kützing ex Gomont (estación 2, 2ª, 3)

Encontrado el 15 septiembre 2009 y el 16 mayo 2010 en el estuco de la fortaleza de la estación dos totalmente expuesta al sol. También se encontró expuesto al sol, el 15 septiembre 2009 sobre el MRC de la estación 2ª.

Finalmente se encontró el 9 mayo del 2009, el 15 septiembre del 2009 y 16 de mayo 2010 en los crecimientos del MRC de la estación tres.

Descripción: filamentos sin heterocistos, tricomas constrictos, no ramificados, presentes en colonias.

En la estación dos se encontró esporádicamente, acompañado de *Scytonema schmidtii*, *Gleotheca palea*, *Chroococcus minutus*, *Aspergillus niger*, *Trichoderma* sp., *Gloeocapsa aeruginosa*, *Aphanothece pallida*, *Nigrospora* sp. y *Cladosporium herbarum*.

En la estación 2ª se encontró escasamente junto a *Aphanotece castagnei*, *Aphanocapsa fonticola*, *Gloeocapsa deusta*, *Gleotheca pallea*, *Gloeocapsa aeruginosa*, *Cladosporium* sp., *Aspergillus niger* y *Trichoderma* sp.

En la estación tres se encontró frecuentemente creciendo junto a *Asterocapsa* sp., *Gloeocapsa aeruginosa*, *Gloeocapsa deusta*, *Aphanothece castagnei*, *Aphanothece pallida*, *Scytonema javanicum*, *Gloeocapsa biformis*, *Gleotheca linearis*, *Aspergillus glaucus*, *Alternaria alternata*, *Aspergillus niger*, *Penicillium* sp., *Trichoderma* sp., *Rhizopus* sp., *Cladosporium cladosporioides* y *Mycelia Sterilia*.

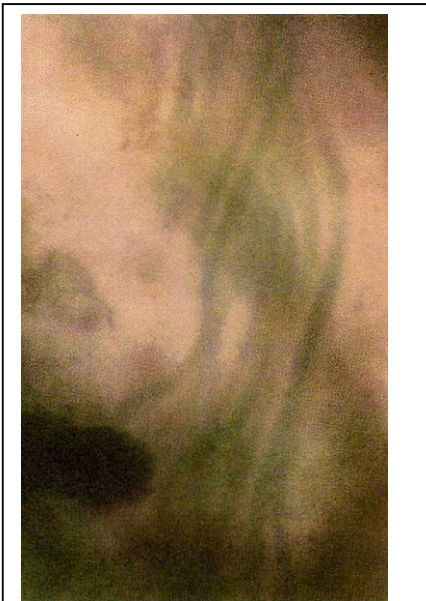


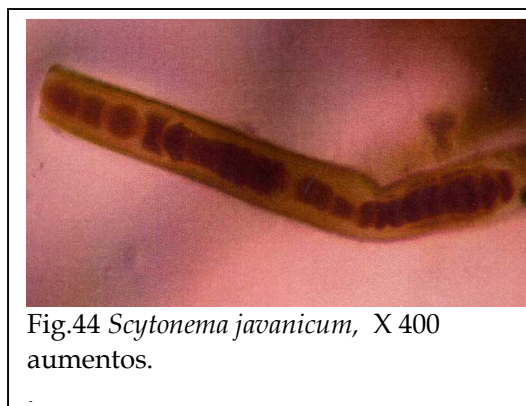
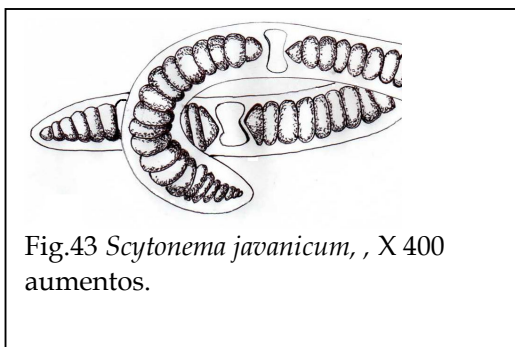
Fig.42 *Phormidium* sp, X 400 aumentos.

Especie encontrada expuesta al sol sobre el MRC el 9 de mayo 09 y el 16 de mayo 2010 en la estación 2ª, y sobre el MRC el 9 de mayo 09 y el 16 de mayo 2010 en la estación tres.

Descripción: tricoma más ancho que largo con segmentos constrictos, con la vaina color café oscuro. Tamaño del tricoma de 4.6-5.3 μm , y el tamaño del filamento es de 9-12 μm .

La especie apareció de manera muy abundante, constituyendo la mayor parte de la biopelícula en la estación 2ª, acompañada de *Aphanothece castagnei*, *Gloeocapsa aeruginosa*, *Gloeothece pallea*, *Xenotholos* sp., *Fusarium* sp., *Trichotecium* sp., *Botrytis* sp., *Acremoniella* sp. y *Aspergillus niger*.

Sobre el MRC de la estación tres la presencia de este organismo se reduce notablemente, llegando a aparecer únicamente de manera esporádica acompañado de *Asterocapsa* sp., *Gloeocapsa aeruginosa*, *Gloeocapsa biformis*, *Gloeothece linearis*, *Gloeocapsa deusta*, *Aphanothece castagnei*, *Aphanothece pallida*, *Phormidium* sp., *Aspergillus glaucus*, *Aspergillus niger*, *Alternaria alternata*, *Cladosporium cladosporioides*, *Penicillium* sp., *Trichoderma* sp., *Rhizopus* sp. y *Mycelia Sterilia*.



23. *Scytonema schmidtii* Gomont

Apareció el 9 mayo del 2009, el 15 septiembre de 2009 y el 16 de mayo de 2010 creciendo sobre el estuco de las estaciones de muestreo uno y dos.

Descripción: tricoma de color café oscuro, con segmentos más anchos que largos, y segmentos constrictos en una sabana café amarillenta. Tricoma de 1.3-2 μm , filamento de 9 a 3.3 μm .

Apareció formando la mayor parte de la película microbiana el 9 mayo del 2009, en las estaciones uno y dos, acompañado de *Gloeocapsa aeruginosa*, *Chroococcus minutus*, *Gloeocapsa biformis*, *Chroococidiopsis thermalis*, *Gloeothece rupestris*, *Fusarium poae*, *Trichoderma* sp. y *Cladosporium herbarum*.

Apareció el 15 septiembre de 2009 formando la mayor parte de la película microbiana de las estaciones uno y dos, acompañada de *Gloeothece pallea*, *Aphanocapsa fusco lutea*,

Chroococcus membraninus, *Chroococcidiopsis thermalis*, *Gleocapsa biformis*, *Cladosporium herbarum* y *Micelia Sterylia*.

El 16 de mayo de 2010 apareció formando la mayor parte de la película microbiana en las estaciones uno y dos, acompañada de *Chroococcus minutus*, *Aphanothece saxicola*, *Gleothece palea*, *Gleocapsa gelatinosa*, *Gleothece confluens* y *Cladosporium cladosporioides*.

El organismo fue encontrado totalmente expuesto al sol, cubriendo la mayor parte del estuco, entre la estación uno y dos de muestreo, siendo el componente principal de la película microbiana.

Creciendo con este organismo se encontró frecuentemente

Aphanocapsa fuscolutea, *Gleocapsa aeruginosa*, *Gleothece palea*, *Chroococcus minutus*, *Aphanothece saxicola*, *Gleothece rupestris*, *Gleocapsa sp.* y *Aphanothece pallida*.

Y ocasionalmente aparecieron

Chroococcus membraninus, *Gleothece rupestris*, *Gleocapsa biformis*, *Chroococcus minutus*, *Chroococcidiopsis thermalis*, *Gleocapsa gelatinosa*, *Gleothece sp.*, *Phormidium sp.* y *Gleothece confluens*.

Los hongos encontrados fueron: *Aspergillus niger*, *Cladosporium herbarum*, *Fusarium poae*, *Nigrospora sp.*, *Trichoderma sp.*, *Cladosporium herbarum* y *Cladosporium cladosporioides*.

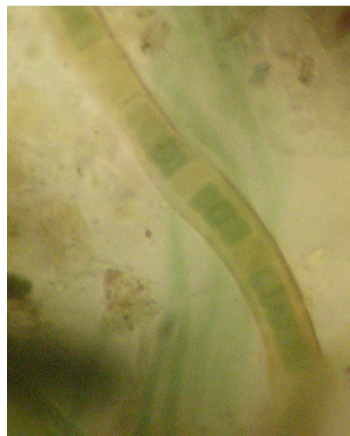


Fig.45 *Scytonema schmidtii*,
X 400 aumentos.

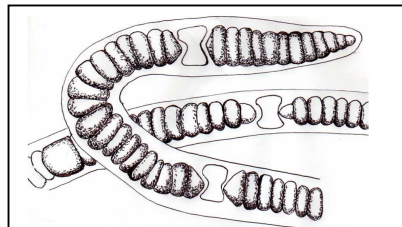


Fig.46 *Scytonema schmidtii*, X
400 aumentos.

24. *Chroococidiopsis thermalis* Geitler

Esta especie apareció el 9 mayo del 2009 y el 15 septiembre 2009 sobre la película microbiana que se desarrollaba sobre el estuco totalmente expuesto al sol en la estación uno. Descripción: colonia de células irregulares redondas o poligonales de color verde oliva con gránulos de color azul verdoso en la vaina individual de color amarillo claro, midiendo entre 2, 2.5 y 3 μm de diámetro.

Apareció de manera esporádica el 9 mayo 2009, acompañada de *Scytonema schmidtii*, *Gleocapsa aeruginosa*, *Chroococcus minutus*, *Chroococidiopsis thermalis*, *Gleotheca rupestris*, *Phormidium* sp. y *Cladosporium herbarum*.

El 15 de septiembre del 2009 apareció de manera esporádica junto a *Scytonema schmidtii*, *Gleotheca palea*, *Aphanocapsa fusco lutea*, *Chroococcus membraninus*, *Chroococidiopsis thermalis*, *Gleocapsa bififormis*, *Cladosporium herbarum* y *Micelia Sterylia*.

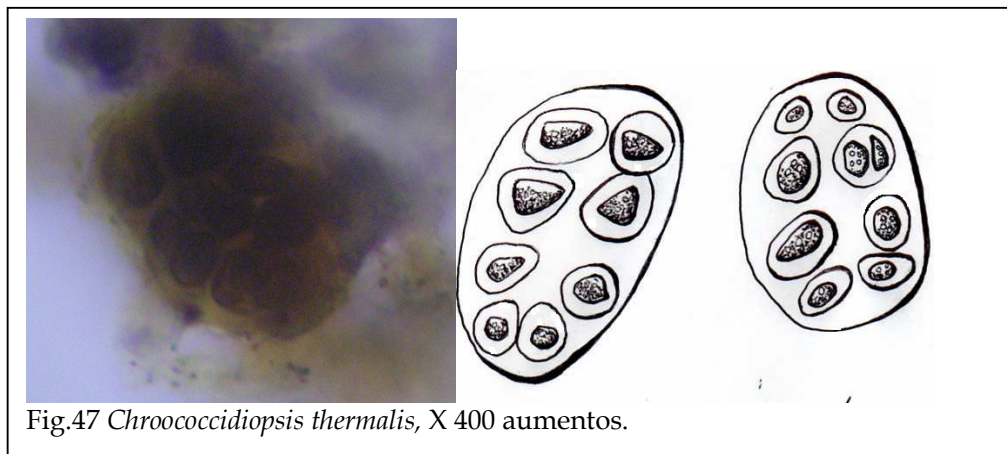


Fig.47 *Chroococidiopsis thermalis*, X 400 aumentos.

25. *Xenotholos* sp. M. Gold-Morgan, G. Montejano & J. Komárek

Especie encontrada el 9 mayo 2009 sobre el MRC totalmente expuesta al sol en la estación 2^a.

Descripción: células esféricas de color verde claro, que se distribuyen de manera radial, concéntrica dentro de una vaina común.

Este genero apareció muy escasamente en el muestreo acompañado de *Aphanothece castagnei*, *Scytonema javanicum*, *Gleotheca pallea*, *Fusarium* sp., *Trichotecium* sp., *Botrytis* sp. y *Acremoniella* sp.

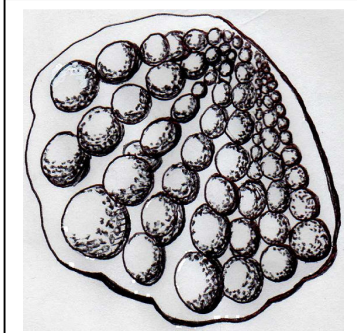


Fig.48 *Xenotholos* sp
X 400 aumentos.

5.2.2 Hongos observados

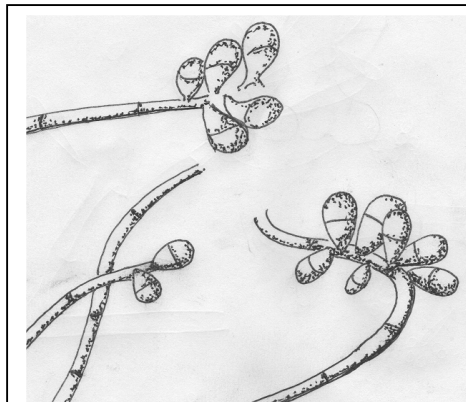


Fig.49 *Tricothecium* sp.
X 400 aumentos.

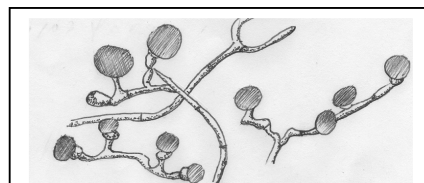


Fig. 50 *Nigrospora* sp.X 400
aumentos.

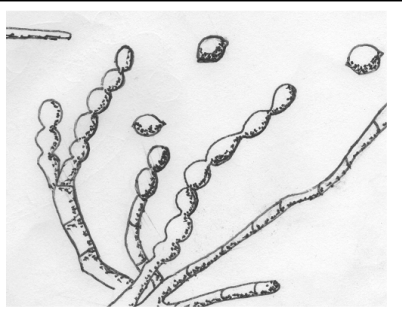


Fig.51 *Monilia* sp. X 400 aumentos.

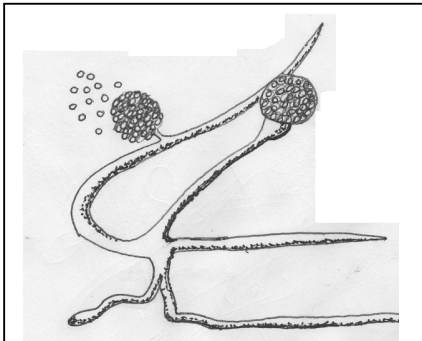


Fig. 52 *Rhizopus* sp.X 400 aumentos.

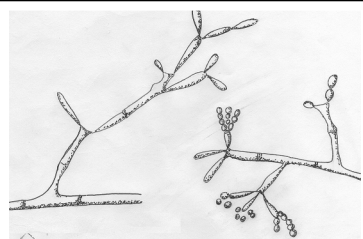


Fig. 53 *Cladosporium herbarum*
X 400 aumentos.

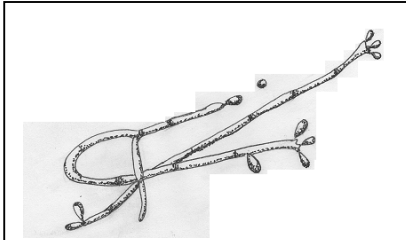


Fig. 54 *Cladosporium cladosporioides*, X 400 aumentos.

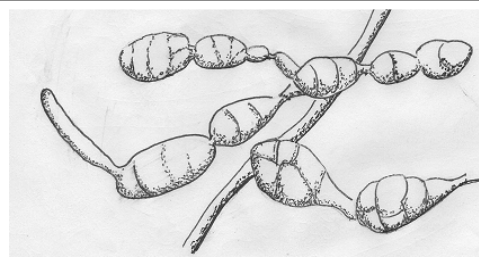


Fig. 55 *Alternaria alternata*, X 400 aumentos.

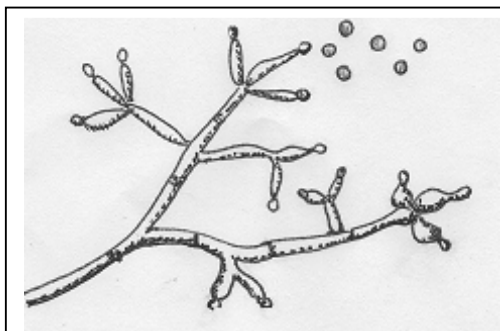


Fig. 56 *Trichoderma* sp. X 400 aumentos.

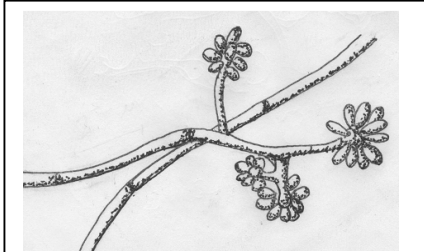


Fig. 57 *Botrytis* sp. X 400 aumentos.

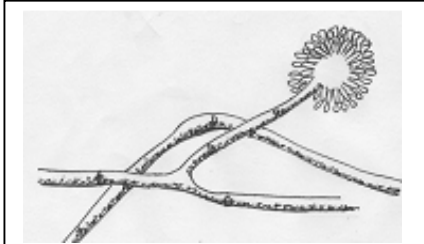


Fig. 58 *Aspergillus niger* X 400 aumentos.

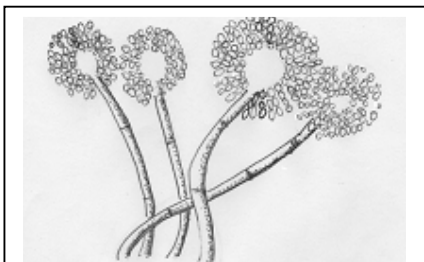


Fig.59 *Aspergillus glaucus* X 400 aumentos.

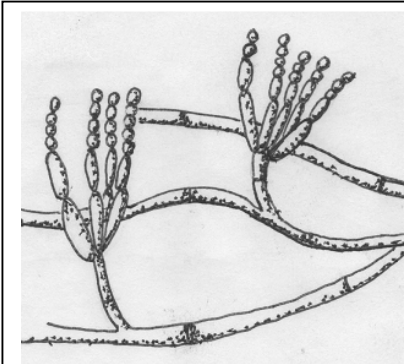


Fig. 60 *Penicillium* sp.
X 400 aumentos.

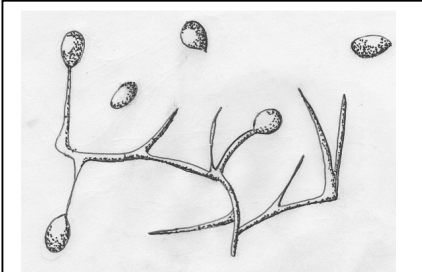


Fig. 61 *Acremoniella* sp. X 400
aumentos.

5.3 Organismos identificados y su relación con el sustrato

De los organismos encontrados, aquellos que son considerados deteriorantes por la bibliografía consultada y aparecen en el cuadro 13, mostrando el sustrato en el que se han encontrado desarrollándose. Es importante notar que la roca sedimentaria en la que se desarrollan la mayoría de ellos contiene carbonato de calcio, el cual es un importante constituyente del MRC de la fortaleza.

Cuadro 13. Organismos identificados sobre los muros de la fortaleza, el sustrato sobre el que se desarrollan y la cita bibliográfica de su efecto deteriorante (ED) en diversos sustratos (ST).

Organismos encontrados sobre el estuco (estación 1)	Observaciones. Citas sobre el efecto deteriorante de los organismos y el sustrato donde se desarrollan.
1) <i>Aphanocapsa fuscolutea</i>	ED y ST: mármol o roca sedimentaria (Macedo et al. 2009).
2) <i>Aphanothece saxicola</i>	ED y ST: mármol o roca sedimentaria (Macedo et al. 2009).
3) <i>Chroococciopsis thermalis</i>	La especie se desarrolla sobre rocas en aguas termales y sobre rocas de países como Cuba y México (Komarek 2005). ED y ST: crecimiento endolítico sobre rocas sedimentarias y mármol (Macedo et al, 2009; Peraza Zurita 2004; Videla et al. 2002).
4) <i>Chroococcus membraninus</i>	ED y ST: mármol, roca sedimentaria y dolomita (Macedo et al. 2009).
5) <i>Chroococcus minutus</i>	ED y ST: mármol, roca sedimentaria y dolomita (Macedo et al. 2009).
6) <i>Gloeocapsa aeruginosa</i>	ED debido a sus vainas coloreadas y ST: rocas calcáreas (Macedo et al. 2009; Videla et al. 2002).
7) <i>Gloeocapsa biformis</i>	ED y ST: mármol o travertino (Macedo et al. 2009; Videla et al. 2002). También sobre coral o rocas calcáreas (Komarek 2005).
8) <i>Gloeocapsa gelatinosa</i>	ED (Macedo et al. 2009, Videla et al. 2002).
9) <i>Gloeothece confluens</i>	ED (Videla et al. 2002; Saiz-Jiménez 1995).
10) <i>Gloeothece palea</i>	ED y ST: sobre rocas y paredes húmedas (Videla et al. 2002).
11) <i>Gloeothece rupestris</i> f. maxima	ED (Videla et al 2002). ST: sobre rocas húmedas (Komarek & Anagnostidis 2005).
12) <i>Scytonema schmidtii</i>	ED y ST: rocas sedimentarias y mármol (Macedo et al. 2009).

Cuadro 13 (continuación)

Hongos encontrados	
<i>Cladosporium herbarum</i>	ED (Parrado et al. 2008; Caneva 2003; Guiamet et al., 2005., Villalva et al. 2004.; Crispim et al., 2005; Videla 2002). ST: sobre materia orgánica a veces sobre rocas sedimentarias. (Gorbushina et al. 2004; Saiz-Jiménez 1995; Rivas 2005).
<i>Cladosporium cladosporioides</i>	ED (Parrado et al. 2008; Caneva G. 2003; Guiamet et al. 2005., Villalva et al. 2004; Crispim et al. 2005; Videla 2002). ST: rocas sedimentarias, a veces sobre plantas o materia orgánica muerta (Gorbushina et al. 2004; Saiz-Jiménez 1995).
Organismos encontrados sobre el estuco en la estación dos de muestreo	
Cianobacterias	Observaciones
1) <i>Aphanothece pallid</i>	ED y ST: andesita (Hyvert 1973).
2) <i>Scytonema schmidtii</i>	ED y ST: roca sedimentaria y mármol (Macedo et al 2009).
3) <i>Chroococcus minutus</i>	ED y ST: mármol, roca sedimentaria y dolomita (Macedo et al. 2009).
4) <i>Gloeocapsa aeruginosa</i>	ED (Macedo et al. 2009; Videla et al. 2002).
5) <i>Gloeocapsa biformis</i>	ED y ST: mármol o travertino (Macedo et al. 2009; Videla et al. 2002).
6) <i>Gloeothece</i> sp.	ED (Videla et al. 2002).
7) <i>Gloeothece palea</i>	ED (Videla et al. 2002).
8) <i>Gloeothece rupestris</i>	ED (Videla et al. 2002).
9) <i>Phormidium</i> sp.	ED y ST: de manera endolítica sobre mármol o roca sedimentaria (Macedo et al. 2009; Peraza Zurita 2004; Saiz-Jiménez 1995).
<i>Aspergillus niger</i>	ED y ST: sobre contaminantes derivados del petróleo (Saiz-Jiménez 1995) y sobre fibras de origen vegetal y papel causando pigmentación y erosión del sustrato (Parrado et al. 2008, Caneva G. 2003; Guiamet et al., 2005, Villalva et al. 2004, Crispim et al. 2005, Videla 2002).

Cuadro 13 (continuación)

<i>Cladosporium herbarum</i>	ED y ST: rocas sedimentarias. (Parrado et al. 2008, Caneva 2003, Guiamet et al. 2005, Villalva et al. 2004, Crispim et al., 2005, Videla 2002; Gorbushina et al. 2004, Saiz-Jiménez 1995).
<i>Fusarium poae</i>	ED y ST: sobre plantas o materia orgánica muerta (Caneva 2003; Parrado et al. 2008, Guiamet et al., 2005, Villalva et al. 2004, Videla 2002).
<i>Nigrospora</i> sp.	ED y ST: sobre papel y madera causando pigmentación y erosión del sustrato (Saiz-Jiménez 1995, Caneva 2003, Parrado et al. 2008, Guiamet et al. 2005, Villalva et al. 2004, Crispim et al. 2005, Videla 2002).
<i>Trichoderma</i> sp.	ED y ST: sobre papel y madera causando pigmentación y erosión del sustrato (Saiz-Jiménez 1995, Caneva 2003, Parrado et al. 2008, Guiamet et al. 2005, Villalva et al. 2004, Crispim et al. 2005, Videla 2002).
Organismos encontrados sobre el MRC de la construcción	
Cianobacteria	Observaciones
<i>Aphanocapsa fonticola</i>	ED y ST: mármol o roca sedimentaria (Macedo et al. 2009).
<i>Aphanothece castagnei</i>	ED y ST: andesita (Hyvert 1973, Macedo et al. 2009, Videla et al. 2002).
<i>Gleocapsa aeruginosa</i>	ED (Macedo et al. 2009; Videla et al. 2002).
<i>Gloeothece pallea</i>	ED (Macedo et al. 2009; Videla et al. 2002).
<i>Gleocapsa deusta</i>	ED (Macedo et al. 2009; Videla et al. 2002).
<i>Phormidium</i> sp.	ED y ST: de manera endolítica sobre mármol o roca sedimentaria (Macedo et al. 2009, Peraza Zurita 2004, Saiz-Jiménez 1995).
<i>Xenotholos</i> sp.	ST: sobre rocas húmedas (Komarek 2005).

Cuadro 13 (continuación)

Hongos	Observaciones
<i>Acremoniella</i> sp.	ED y ST: sobre materia orgánica muerta especialmente atacando madera (Domsch et al. 1993).
<i>Aspergillus niger</i>	ED y ST: sobre contaminantes derivados del petróleo (Saiz-Jiménez 1995) y sobre fibras de origen vegetal y papel causando pigmentación y erosión del sustrato (Parrado et al. 2008, Caneva 2003, Guiamet et al. 2005, Villalva et al. 2004, Crispim et al. 2005, Videla 2002).
<i>Botrytis</i> sp.	ED: patógeno de muchas especies vegetales (Domsch 1993).
<i>Cladosporium</i> sp.	ED y ST: sobre rocas, plantas o materia orgánica depositada en rocas sedimentarias. (Parrado et al. 2008, Caneva 2003, Guiamet et al. 2005, Villalva et al. 2004, Crispim et al. 2005, Videla 2000, Gorbushina et al. 2004, Saiz-Jiménez 1995).
<i>Fusarium</i> sp.	ED y ST: papel y madera, causando pigmentación y erosión del sustrato, materia orgánica depositada en las rocas sedimentarias y sobre contaminantes derivados del petróleo (Parrado et al. 2008, Caneva 2003, Guiamet et al. 2005, Villalva et al. 2004, Crispim et al. 2005, Videla 2002, Saiz-Jiménez 1995, Gorbushina et al. 2004, Ribas 2005).
<i>Trichoderma</i> sp.	ED y ST: papel y madera causando pigmentación y erosión del sustrato (Parrado et al. 2008, Caneva 2003, Guiamet et al. 2005, Villalva et al. 2004, Crispim et al. 2005, Videla 2002, Saiz-Jiménez 1995, Caneva 2003).
<i>Tricothecium</i> sp.	ED y ST: papel causando pigmentación y erosión del sustrato (Caneva 2003, Saiz-Jiménez 1995).

Cuadro 13 (continuación)

Organismos encontrados en la estación tres sobre el MRC	
Cianobacterias	Observaciones
<i>Aphanothece</i> sp.	ED y ST: roca sedimentaria (Macedo et al. 2009).
<i>Aphanothece castagnei</i>	ED y ST: roca sedimentaria (Macedo et al. 2009).
<i>Aphanothece pallid</i>	ED y ST: roca sedimentaria (Macedo et al. 2009).
<i>Asterocapsa</i> sp.	
<i>Gloeocapsa aeruginosa</i>	
<i>Gloeocapsa biformis</i>	Especie considerada deteriorante, crece sobre mármol o travertino (Macedo et al. 2009, Videla et al. 2002).
<i>Gloeocapsa deusta</i>	ED (Macedo et al. 2009; Videla et al. 2002).
<i>Gloeothece linearis</i>	ED (Videla et al. 2002).
<i>Scytonema javanicum</i>	ED y ST: roca sedimentaria y mármol (Macedo et al. 2009, Caneva et al. 2003).
<i>Phormidium</i> sp.	ED y ST: mármol o roca sedimentaria, a veces presenta crecimiento endolítico (Macedo et al. 2009, Peraza Zurita 2004, Saiz-Jiménez 1995).
<i>Scytonema javanicum</i>	ED y ST: roca sedimentaria y mármol (Macedo et al. 2009).
Hongos	
<i>Alternaria alternata</i>	ED y ST: fibras de origen vegetal, papel y madera, causando pigmentación y erosión del sustrato (Parrado et al. 2008, Caneva 2003, Guimet et al. 2005, Villalva et al. 2004, Crispim et al. 2005, Videla 2002).

Cuadro 13 (continuación)

<i>Aspergillus glaucus</i>	ED y ST: papel y madera causando pigmentación y erosión del sustrato, y sobre contaminantes derivados del petróleo (Saiz-Jiménez 1995, Caneva 2003).
<i>Aspergillus niger</i>	ED y ST: contaminantes derivados del petróleo (Saiz-Jiménez 1995), fibras de origen vegetal y papel causando pigmentación y erosión del sustrato (Parrado et al. 2008, Caneva 2003, Guiamet et al., 2005, Villalva et al 2004, Crispim et al. 2005, Videla 2002).
<i>Penicillium</i> sp.	ED (Parrado et al. 2008, Caneva 2003, Guiamet et al. 2005, Villalva et al. 2004, Crispim et al. 2005, Videla 2002). ST: rocas sedimentarias y contaminantes derivados del petróleo (Gorbushina et al. 2004, Saiz-Jiménez 1995, Ribas 2005); también sobre papel, madera y fibras vegetales, causando pigmentación y erosión del sustrato (Caneva 2003).
<i>Trichoderma</i> sp.	ED (Parrado et al. 2008, Caneva 2003, Guiamet et al. 2005, Villalva et al. 2004, Crispim et al. 2005, Videla 2002) ST: papel y madera causando pigmentación y erosión del sustrato (Saiz-Jiménez 1995, Caneva 2003).
<i>Rhizopus</i> sp.	ED y ST: papel y fibras vegetales causando pigmentación y erosión del sustrato (Caneva 2003).
<i>Cladosporium cladosporioides</i>	ED (Parrado et al. 2008, Caneva 2003, Guiamet et al. 2005, Villalva et al. 2004, Crispim et al., 2005; Videla 2002). ST: rocas sedimentarias (Gorbushina et al. 2004, Saiz-Jimenez 1995).
<i>Mycelia Sterilia</i>	

Cuadro 13 (continuación)

Organismos encontrados en la estación cuatro sobre el MRC	
Cianobacterias	Observaciones
<i>Asterocapsa sp.</i>	
<i>Aphanocapsa muscicola</i>	ED y ST: mármol o roca sedimentaria (Macedo et al. 2009).
<i>Aphanocapsa parietina</i>	ED y ST: mármol o roca sedimentaria (Macedo et al. 2009).
<i>Gloeocapsa biformis</i>	ED y ST: mármol o travertino (Macedo et al. 2009, Videla et al. 2002).
<i>Gloeotheca palea</i>	ED debido a su producción de pigmentos ST: mármol, roca sedimentaria o travertino (Caneva et al. 2003).
<i>Gloeotheca rupestris f. maxima</i>	ED (Videla et al. 2002).
<i>Gloeotheca tepidariorum</i>	ED (Videla et al. 2002) ST: rocas y paredes húmedas (Komarek 2005).
<i>Nostoc calcicola</i>	ED debido a la producción de pigmentos (Hyvert 1973). ST: andesita mármol, roca sedimentaria o travertino (Caneva et al. 2003).
<i>Scytonema schmidtii</i>	ED y ST: roca sedimentaria y mármol (Macedo et al. 2009).
Hongos	
<i>Aspergillus niger</i>	ED y ST: contaminantes derivados del petróleo (Saiz-Jiménez 1995) y sobre fibras de origen vegetal y papel causando pigmentación y erosión del sustrato (Parrado et al. 2008, Caneva 2003, Guamet et al. 2005, Villalva et al. 2004, Crispim et al. 2005, Videla 2002).
<i>Cladosporium sp.</i>	ED (Parrado et al. 2008, Caneva 2003, Guamet et al. 2005, Villalva et al. 2004, Crispim et al. 2005, Videla 2002) ST: materia orgánica depositada en rocas sedimentarias (Gorbushina et al. 2004, Saiz-Jiménez 1995).
<i>Mammaria sp.</i>	

Cuadro 13 (Continuación)

<i>Paecilomyces</i> sp.	ED y ST: suelos y materia orgánica en descomposición (Domsch 1993).
<i>Rizopus estolonifer</i>	ED y ST: suelo y materia orgánica en descomposición (Domsch 1993).
Organismos encontrados en la estación cinco dentro del estuco del túnel	
<i>Aphanocapsa muscicola</i>	ED y ST: mármol o roca sedimentaria (Macedo et al. 2009).
<i>Gloeocapsa biformis</i>	ED producción de pigmentos (Caneva et al. 2003).
<i>Chroococcus membraninus</i>	ED y ST: producción de pigmentos (Caneva et al. 2003).
Hongos	
<i>Alternaria alternata</i>	ED y ST: fibras de origen vegetal como papel y madera, causando pigmentación y erosión del sustrato (Parrado et al. 2008, Caneva 2003, Guiamet et al. 2005, Villalva et al. 2004, Crispim et al. 2005, Videla 2002).
<i>Cladosporium</i> sp.	ED y ST: materia orgánica a veces depositada sobre rocas sedimentarias. (Parrado et al. 2008, Caneva 2003, Guiamet et al. 2005, Villalva et al. 2004, Crispim et al. 2005, Videla 2002, Gorbushina et al. 2004, Saiz-Jiménez 1995).
<i>Menmoniella</i> sp.	ST: suelo y materia orgánica en descomposición (Domsch 1993).
Organismos encontrados en la estación seis del interior de la fortaleza	
<i>Chroococcus helveticus</i> Nägeli 1849	ED y ST: mármol, roca sedimentaria y dolomita (Macedo et al. 2009).
Hongos	
<i>Monilia</i> sp.	ED (Parrado et al. 2008).
<i>Penicillium</i> sp.	ED y ST: rocas sedimentarias y contaminantes derivados del petróleo; también sobre papel, madera y fibras vegetales, causando pigmentación y erosión del sustrato (Parrado et al. 2008, Caneva 2003, Guiamet et al. 2005, Villalva et al. 2004, Crispim et al. 2005, Videla 2002, Gorbushina et al. 2004, Saiz-Jiménez 1995, Rivas 2005).

Las cianobacterias identificadas se clasificaron como muy frecuentes en el caso de ser el principal constituyente de la película microbiana, organismos comunes en el caso de

aparecer regularmente en las muestras observadas y como organismos esporádicos en el caso de aparecer una o dos veces como máximo dentro de las muestras observadas. Esta clasificación, la ubicación y fecha de aparición de cada organismo puede encontrarse en los cuadros siguientes.

Al respecto es importante notar que *Scytonema schmidtii* fue el organismo predominante, variando el resto de los organismos en diferentes fechas como se observa en los cuadros 14 y 15.

Cuadro 14. Relación de organismos encontrados sobre el estuco (estación uno). Crecimiento de color negro verdoso, aterciopelado, totalmente expuesto al sol. La biopelícula se desprende en forma de polvo para su colecta.

Fechas	9 mayo 2009	15 septiembre 2009	16 mayo 2010
Cianobacterias muy frecuentes (constituyen la mayor parte de la película microbiana)	<i>Scytonema schmidtii</i> Gomont C	<i>Scytonema schmidtii</i> Gomont C	<i>Scytonema schmidtii</i> Gomont C
Cianobacterias comunes	<i>Gleocapsa aeruginosa</i>	<i>Gloeothece palea</i> <i>Aphanocapsa fusco lutea</i>	<i>Chroococcus minutus</i> <i>Aphanothece saxicola</i>
Cianobacterias esporádicas	<i>Chroococcus minutus</i> <i>Chroococciopsis thermalis</i> <i>Gloeothece rupestris</i>	<i>Chroococcus membraninus</i> <i>Chroococciopsis thermalis</i> <i>Gleocapsa biformis</i>	<i>Gloeothece palea</i> <i>Gleocapsa gelatinosa</i> <i>Gloeothece confluens</i>
Hongos	<i>Cladosporium herbarum</i>	<i>Cladosporium herbarum</i> <i>Micelia Sterylia</i>	<i>Cladosporium cladosporioides</i>

Cuadro 15. Organismos encontrados sobre el estuco en la estación dos. El crecimiento es de color negro verdoso se desprende en forma de hojuelas aterciopeladas desarrollándose sobre el estuco.

Fechas	9 mayo 2009	15 septiembre 2009	16 mayo 2010
Cianobacterias muy frecuentes (constituyen la mayor parte de la película microbiana)	<i>Scytonema schmidtii</i>	<i>Scytonema schmidtii</i>	<i>Scytonema schmidtii</i>
Cianobacterias Comunes	<i>Gleothoece rupestris</i> <i>Chroococcus minutus</i>	<i>Gleothoece palea</i>	<i>Gleothoece palea</i> <i>Chroococcus minutus</i> <i>Gleocapsa aeruginosa</i> <i>Aphanothece pallida</i>
Cianobacterias esporádicas	<i>Gleocapsa biformis</i>	<i>Phormidium</i> sp. <i>Chroococcus minutus</i>	<i>Phormidium</i> sp.
Hongos	<i>Fusarium poae</i> <i>Trichoderma</i> sp. <i>Cladosporium herbarum</i>	<i>Aspergillus niger</i> <i>Trichoderma</i> sp.	<i>Nigrospora</i> sp. <i>Cladosporium herbarum</i>

Sobre las estaciones 2^a, 3 y 4, ubicadas en el MRC, se detectaron una mayor variedad de hongos y cianobacterias como se aprecia en los cuadros 16, 17, 18.

Cuadro 16. Crecimiento costroso de color negro verdoso, encontrado en la estación 2^a (MRC).

Fechas	9 mayo 2009	15 septiembre 2009	16 mayo 2010
Cianobacterias muy frecuentes (constituyen la mayor parte de la película microbiana)	<i>Aphanothece castagnei</i> <i>Scytonema javanicum</i>	<i>Aphanotece castagnei</i>	<i>Scytonema javanicum</i>
Cianobacterias comunes	<i>Gloeothece pallea</i>	<i>Aphanocapsa fonticola</i> <i>Gleocapsa deusta</i> <i>Gloeothece pallea</i> <i>Gleocapsa aeruginosa</i>	<i>Aphanothece castagnei</i> <i>Gleocapsa aeruginosa</i>
Cianobacterias esporádicas	<i>Xenotholos</i> sp.	<i>Phormidium</i> sp.	<i>Gloeothece pallea</i>
Hongos	<i>Fusarium</i> sp. <i>Trichotecium</i> sp. <i>Botrytis</i> sp. <i>Acremoniella</i> sp.	<i>Cladosporium</i> sp. <i>Aspergillus niger</i> <i>Trichoderma</i> sp.	<i>Aspergillus niger</i> ,

Cuadro 17. Organismos encontrados en la estación 3 (MRC). La película microbiana tiene una textura costrosa color verde desarrollándose sobre coral. en crecimientos de 1 a 1.5 cm de diámetro.

Fechas	9 mayo 2009	15 septiembre 2009	16 Mayo 2010 (estación 2b)
Cianobacterias muy frecuentes (constituyen la mayor parte de la película microbiana)	<i>Gleocapsa deusta</i> <i>Aphanothece pallida</i>	<i>Gleocapsa biformis</i> <i>Glothece linearis</i>	<i>Gleocapsa aeruginosa</i>
Cianobacterias Comunes	<i>Phormidium</i> sp.	<i>Phormidium</i> sp. <i>Aphanothece castagnei</i>	<i>Phormidium</i> sp <i>Gloeothece linearis</i>
Cianobacterias esporádicas	<i>Scytonema javanicum</i>	<i>Asterocapsa</i> sp.	<i>Scytonema javanicum</i>
Hongos	<i>Aspergillus glaucus</i> <i>Alternaria alternata</i>	<i>Aspergillus niger</i> <i>Penicillium</i> sp. <i>Aspergillus glaucus</i> <i>Trichoderma</i> sp. <i>Rhizopus</i> sp.	<i>Aspergillus niger</i> <i>Cladosporium cladosporioides</i> <i>Aspergillus niger</i> <i>Mycelia Sterilia</i>

Cuadro 18. Organismos encontrados en la estación 4 (MRC). Película microbiana de textura costrosa desarrollándose sobre el MRC, el crecimiento se extiende a lo largo del muro y esta cubierto por musgos.

Fechas	9 mayo 2009	15 septiembre 2009	16 mayo 2010
Cianobacterias muy frecuentes (constituyen la mayor parte de la película microbiana)	<i>Scytonema schmidtii</i>	<i>Gloeocapsa bififormis</i> <i>Gloeotheca rupestris</i>	<i>Gloeotheca palea</i> <i>Scytonema schmidtii</i>
Cianobacterias comunes	<i>Aphanocapsa parietina</i> <i>Gloeotheca tepidariorum</i>		<i>Aphanocapsa parietina</i>
Cianobacterias esporádicas	<i>Nostoc calcicola</i>	<i>Asterocapsa</i> sp.	
Hongos	<i>Paecilomyces</i> , <i>Rhizopus estolonifer</i>	<i>Aspergillus niger</i> <i>Mammaria</i> sp.	<i>Cladosporium</i> sp.

La variedad de organismos se reduce de manera importante en el túnel hasta volverse mínima en interiores de la fortaleza, como muestran los cuadros 19 y 20.

Cuadro 19. Organismos encontrados en la estación 5 (túnel).

Fechas	9 mayo 2009	15 septiembre 2009	16 mayo 2010
Cianobacterias muy frecuentes (constituyen la mayor parte de la película microbiana)	<i>Gloeocapsa bififormis</i>	<i>Chroococcus membraninus</i> <i>Gloeocapsa bififormis</i>	<i>Gloeocapsa bififormis</i>
Cianobacterias Comunes	<i>Aphanocapsa muscicola</i>		
Hongos	<i>Memnoniella</i> sp.	<i>Cladosporium</i> sp.	<i>Cladosporium</i> sp. <i>Alternaria alternata</i>

Cuadro 20. Organismos encontrados en la estación 6 (interior del monumento).

Fechas	9 mayo 09	15 septiembre 2009	16 Mayo 2010
Cianobacterias muy frecuentes (constituyen la mayor parte de la película microbiana)	<i>Chroococcus helveticus</i>	<i>Chroococcus helveticus</i>	<i>Chroococcus helveticus</i>
Hongos	<i>Penicillium sp.</i> <i>Mycelia Sterilia</i>	<i>Penicillium sp.</i>	<i>Monilia sp.</i> <i>Penicillium sp.</i>

Respecto la variedad de los hongos y las cianobacterias, se encontró que esta aumenta en el MRC y disminuye en interiores (Cuadro 21)

Cuadro 21. Diversidad de organismos encontrados de acuerdo al sustrato y ubicación.

	Cianobacterias	hongos
Organismos en el estuco	14 cianobacterias	7 hongos
Organismos en el MRC	18 cianobacterias	17 hongos
Organismos encontrados en la estación 5 (túnel).	3 cianobacterias	3 hongos
Organismos encontrados en la estación 6 (interior del monumento).	1 cianobacteria	3 hongos

En los sitios de muestreo 1, 2b, 3 y 4 muestreadas en el exterior, se observó que sobre la película microbiana de cianobacterias, además de la presencia de hongos, se encontraron musgos (estación 4 sobre MRC) y plantas vasculares (sitios de muestreo 1 y 2 sobre estuco y estaciones 2b y 3 sobre MRC) (Cuadro 22).

Cuadro 22. Organismos encontrados sobre la película microbiana

Estación	Organismos encontrado	Daño observado
No 1 estuco		
No 2 Estuco	Arbusto de 40 cm creciendo sobre la película microbiana de la esquina	Las raíces penetraron en la esquina de la estructura
No 2 ^a MRC	Plantas vasculares creciendo en la costra microbiana	Las raíces penetran en el MRC desprendiendo fragmentos del mismo al colectarlo
No 3 MRC	Plantas vasculares creciendo en la costra microbiana	Las raíces penetran en el MRC desprendiendo fragmentos del mismo al colectarlo
No 4 MRC	Musgos	Los rizoides penetran en el MRC desprendiendo fragmentos del mismo al colectarlo

Entre los organismos asociados a la película microbiana, los hongos encontrados pueden tener un papel importante como organismos deteriorantes desde el punto de vista funcional, ya que pueden ser responsables de una amplia gama de enfermedades para los visitantes del monumento (Cuadro 23).

Cuadro 23. Relación de hongos patógenos encontrados dentro de la fortaleza de San Juan de Ulúa, basado en Pontón et al. (2002).

Hongo encontrado	Estación de muestreo (temporadas de secas)	Estación de muestreo (temporada de lluvia)	Efecto
<i>Alternaria alternata</i>	3, 5		El género es causante de asma, rinitis alérgica y lesiones cutáneas y subcutáneas.
<i>Aspergillus glaucus</i>	3	3	Asma, infección pulmonar, otitis, aspergilosis, rinitis.
<i>Aspergillus niger</i>	2 ^a , 3	2, 2 ^a , 3, 4	Asma, infección pulmonar, otitis, aspergilosis, rinitis.
<i>Cladosporium</i> sp.	2b, 4, 5	5	Infección oportunista sistémica, cromomicosis, lesión subcutánea.
<i>Cladosporium herbarum</i>	1, 2	1	Alergia respiratoria, asma, infección oportunista sistémica, cromo micosis, lesiones subcutáneas.
<i>Cladosporium cladosporioides</i>	1, 3		Cromo micosis, lesiones subcutáneas.
<i>Fusarium</i> sp.	1		Alergia respiratoria, asma, rinitis, infección oportunista sistémica.
<i>Fusarium poae</i>	2		Alergia respiratoria, asma, rinitis, infección oportunista sistémica.
<i>Penicillium</i> sp.	6	3, 6	Asma, alergia respiratoria, infección oportunista sistémica, esofagitis, neumonía.
<i>Rhizopus estolonifer</i>	4	3	Asma, alveolitis y micosis rinocerebrales.

5.4 Resultados de las pruebas de pH en medios de cultivo y hongos

Considerando a la lluvia ácida como un factor relevante capaz de afectar el comportamiento de cianobacterias y hongos, se evaluó experimentalmente su influencia en el pH del medio ADP donde crecen este tipo de organismos.

Los resultados del trabajo experimental mostraron que el medio estéril de ADP tiene un pH ligeramente ácido entre 5.7 y 6.4 con un valor promedio de pH 5.94. Este medio de cultivo mostró un descenso ligero en el pH de entre 5.3 y 5.8, con un valor promedio de pH 5.61, al agregársele lluvia ácida (Figuras 62 y 63).

El análisis de varianza, que comparó los valores de pH obtenidos en ambos tratamientos, mostró que existen diferencias significativas entre estos ($F=48.91$, $P=0.0001$) y la prueba de Tukey ($p < 0.05$) permitió establecer que el agar con lluvia ácida presentó un pH menor, es decir más ácido, que el pH de agar solo (Figura 62 y 63). Estos resultados permitieron proponer que cualquier variación fuera de este rango sería causada por efecto de los organismos.

El medio de cultivo elevó su pH de manera importante con la presencia del hongo *Cladosporium herbarum*, en intervalos que oscilan de 8.00 a 8.66, con un valor promedio de pH 8.42. El pH se elevó aun más al crecer el hongo en medio con lluvia ácida, en intervalos que fueron de 8.6 a 8.9, con un valor promedio de pH 8.81 (figura 62).

El análisis de varianza que comparó los valores de pH obtenidos en ambos tratamientos con el hongo *C. herbarum*, mostró que existen diferencias significativas entre estos ($F=87.69$, $P=0.0001$) y la prueba de Tukey ($p < 0.05$) permitió establecer que el pH de *C. herbarum* con lluvia ácida fue mayor, es decir más básico que el pH de *C. herbarum* solo.

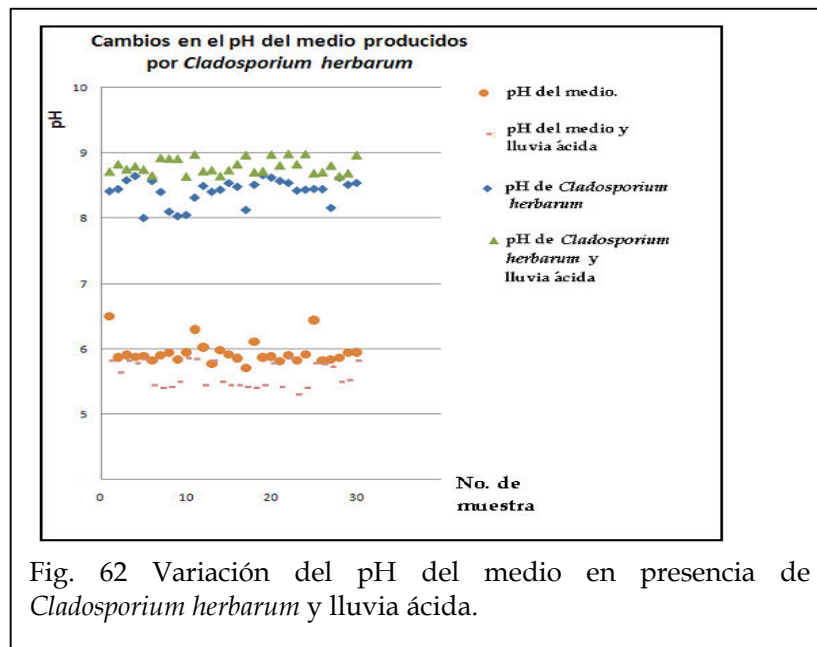


Fig. 62 Variación del pH del medio en presencia de *Cladosporium herbarum* y lluvia ácida.

Por otro lado la acidez del medio descendió drásticamente ante la presencia del hongo *Aspergillus niger*, en intervalos de pH que van de 3.11 a 4.43, con un valor promedio de pH 3.65. Estos valores bajaron aún más, cuando el hongo se desarrolló en medio con lluvia ácida, con valores que oscilaron entre 2.81 a 4.19 de pH, con un valor promedio de pH 3.50 (figura 63). El análisis de varianza que comparó los valores de pH obtenidos en ambos tratamientos mostró que no existen diferencias significativas entre estos ($F=2.06$, $P=0.1569$). En consecuencia, solo se podría señalar que existe una tendencia a reducir la acidez del medio de cultivo, en presencia de *Aspergillus niger* con lluvia ácida.

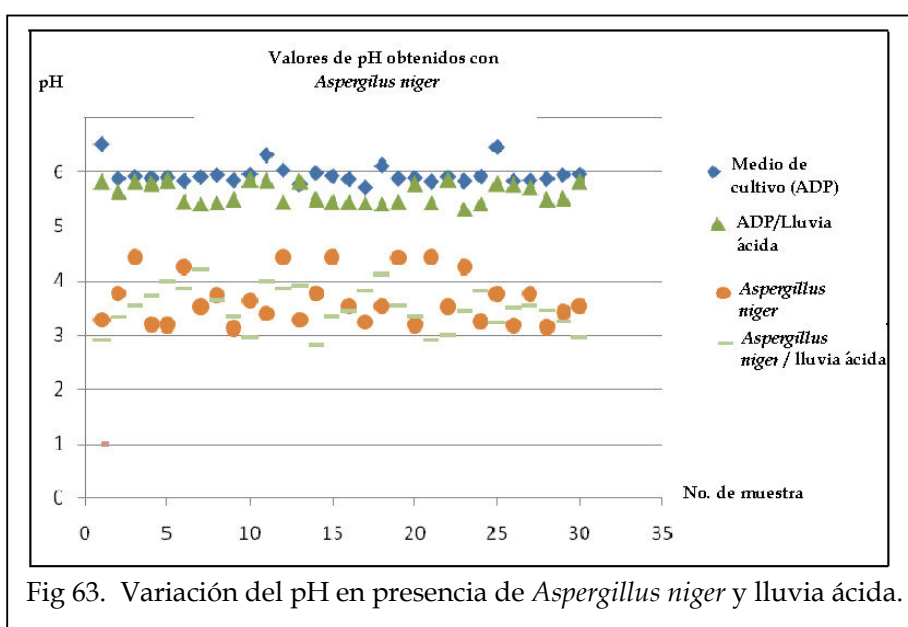
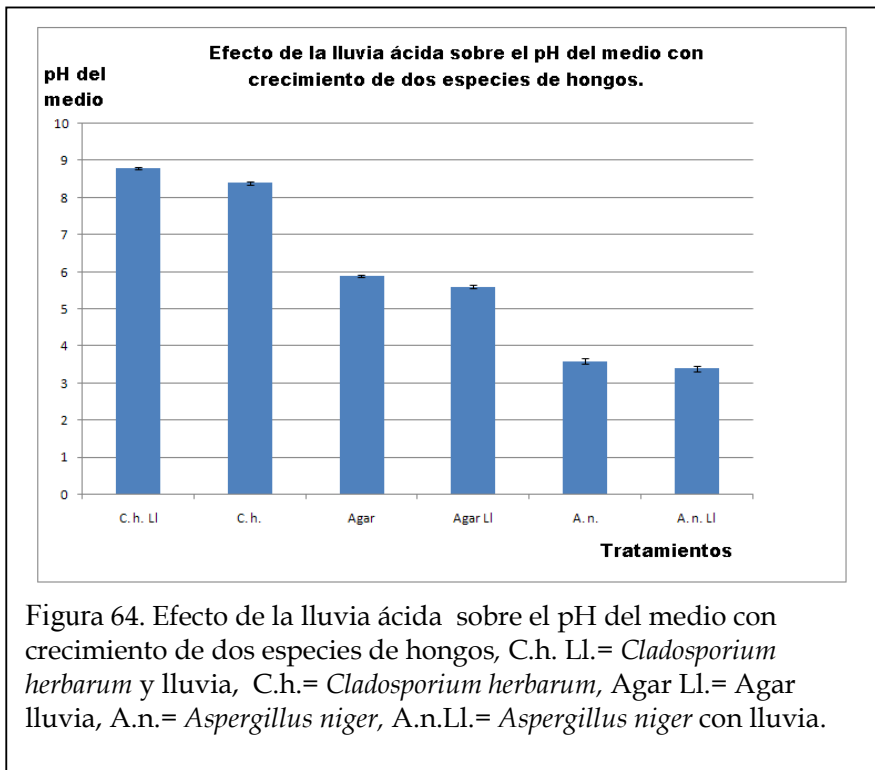


Fig 63. Variación del pH en presencia de *Aspergillus niger* y lluvia ácida.



5.4.3 Crecimiento de los hongos y lluvia ácida

El crecimiento se documentó fotográficamente, sin embargo, al medir las colonias se encontró que los medios con lluvia ácida adquirirían un aspecto turbio que no permitió medir ningún crecimiento y después de tres días liberaban esporas cubriendo en su totalidad la caja de Petri, como se aprecia en la figura 65.

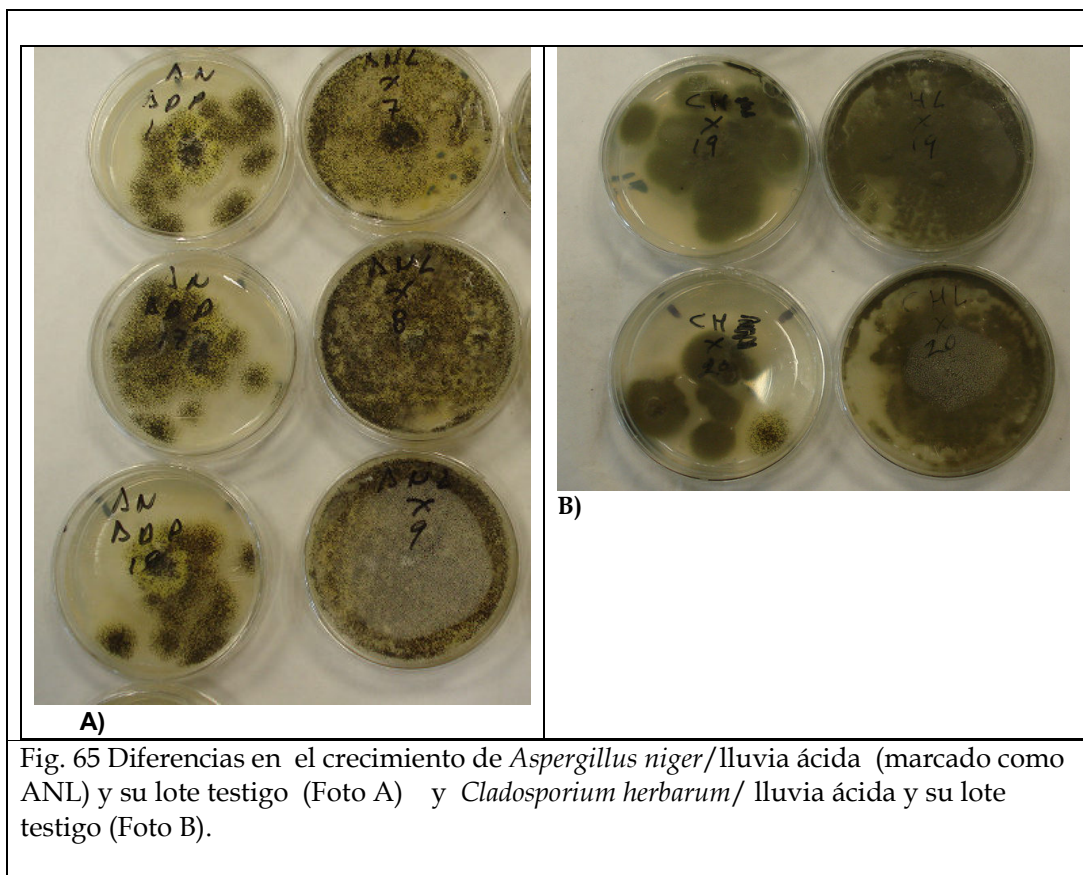


Fig. 65 Diferencias en el crecimiento de *Aspergillus niger*/lluvia ácida (marcado como ANL) y su lote testigo (Foto A) y *Cladosporium herbarum*/ lluvia ácida y su lote testigo (Foto B).

6. Discusión

6.1 Exteriores

La zona de estudio presentó una elevada tasa de humedad relativa con un 85% que fue favorecida por las altas temperaturas, la temporada de lluvias y por el aerosol marino llevado por los vientos dominantes como lo muestran las rosas de los vientos, de hecho aunque los crecimientos encontrados coinciden con los vientos dominantes, como lo muestra la rosa de los vientos que se elaboró (anexo 10.2). Esto demuestra que la disponibilidad de agua no es una limitante para el desarrollo de la película microbiana y por lo tanto es posible señalar a la luz como el factor principal que determina el establecimiento y desarrollo de las cianobacterias que son organismos pioneros, ya que se encontró una mayor diversidad de especies de cianobacterias y hongos en las estaciones localizadas en exteriores. Esta diversidad se reduce de manera importante en interiores donde, a pesar de haber un aporte constante de humedad, la iluminación se reduce, esto confirma que la distribución de las cianobacterias esta determinada principalmente por los gradientes de luz (Ramírez 2006).

La lluvia ácida en la zona durante el período de estudio alcanzó un pH 4 y mostró una elevada presencia de Cl^- , K^+ y SO_4 . Este último es emitido en grandes cantidades por los complejos petroquímicos de Veracruz, siendo uno de los principales precursores de la lluvia ácida (Bravo et al. 2005).

El sustrato es también un factor importante para el desarrollo de estos organismos, ya que la porosidad y la capacidad de retención de agua del MRC ofrecen un medio favorable que protege a la película microbiana de la desecación, promoviendo un aumento de la diversidad de organismos en este sustrato con respecto al estuco (estaciones uno y dos) a pesar de que se encuentran ubicadas a unos metros de diferencia (cuadro 21).

En el interior del monumento, donde la luz se reduce drásticamente, la diversidad de cianobacterias es de sólo una especie aunque la diversidad de hongos se mantiene.

Las cianobacterias, que se distribuyen según el gradiente de luz y humedad, han demostrado ser particularmente importantes para el desarrollo de los hongos, musgos y plantas vasculares que se encontraron con frecuencia a lo largo de los crecimientos (Cuadro 22). Estas últimas son conocidas por el poderoso efecto destructivo que ejercen sobre las construcciones a través de sus estructuras de fijación como raíces y rizomas (Canevá et al. 2003). Todo este conjunto de materia orgánica favorece el desarrollo de los hongos que con frecuencia actúan como saprobios o parásitos de las plantas y la película microbiana en general. En especial, los hongos aislados en este trabajo han sido reportados como organismos altamente agresivos, responsables de daños importantes en materiales duros (Gorbushina 2004) y su presencia está fuertemente asociada al desarrollo de las cianobacterias, como demostró Gaylarde y Gaylarde (2000) cuando inhibió el crecimiento de los hongos al suprimir el crecimiento de las cianobacterias.

Esta relación es importante, ya que aunque varias afirmaciones sobre el daño causado por cianobacterias ha sido plenamente comprobadas, es un hecho que la microbiota

asociada tiene efectos deteriorantes e incluso de importancia médica (Cuadro 23, Ponton et al. 2002) y podría tener un importante efecto de deterioro funcional sobre el edificio en caso de que la humedad relativa bajara permitiendo la dispersión de las esporas en el ambiente.

6.1.1 Estuco

En temporada de secas, el estuco se aprecia cubierto en su mayor parte por una delgada película microbiana de color negro, formada principalmente por grandes masas de *Scytonema schmidtii*, una cianobacteria filamentosa que se distribuye de manera uniforme a lo largo del muro hasta llegar a la estación dos donde la película microbiana se hace más gruesa. Esta película microbiana modifica el aspecto de la fortaleza y puede ser considerada en primera instancia como una forma de deterioro estético que a la larga puede generar un daño mayor en el muro, ya que de acuerdo a Crispim & Gaylarde (2005) la película microbiana captura con mayor eficiencia contaminantes potencialmente dañinos para las rocas.

El estuco se encontró totalmente expuesto al sol y los datos registrados mostraron que durante las temporadas secas la película microbiana ahí ubicada es susceptible de perder mas agua que el mismo muro en el que esta establecida, lo cual produce un aumento en la temperatura de entre 0.1 y 1.1 °C . Esto puede deberse al color oscuro de la costra microbiana producido por un pigmento propio del género *Scytonema* conocido como scytonemina (Stal 2000), que protege a los microorganismos de los rayos ultravioleta, pero eleva la temperatura de la película microbiana y reduce los niveles de humedad conforme aumenta la temperatura (Figura 11 y 12). Esta tendencia cambia durante la temporada de lluvias en donde la película microbiana presenta una humedad mayor que el mismo muro y un descenso ligero en la temperatura en contraste con la del muro (cuadro 4 y 5). Estos datos muestran la gran capacidad de la película microbiana para absorber y liberar agua generando cambios en su propio volumen, como puede apreciarse en las esquinas de la fortaleza.

En algunos trabajos sobre biodeterioro, los géneros *Gloeocapsa*, *Phormidium*, *Chroococcus* y *Scytonema* (identificadas sobre el estuco de la fortaleza), han mostrado tener sabanas mucilaginosas que actúan como reservorios de agua, permitiendo colonizar las rocas aun cuando las condiciones secas prevalecen (Ortega- Calvo et al., 1991; Peraza et al., 2005). Esta película adherida sufre cambios importantes en sus dimensiones con cada ciclo de hidratación y secado, desprendiendo con ello el material al cual está adherido (Peraza et al., 2005; Crispim & Gaylardé 2005). Este fenómeno fue observado en la película microbiana ubicada sobre el estuco de SJU, (figura 13).

Los desprendimientos de material de los muros de SJU fueron verificados primero en campo y posteriormente en laboratorio, al revisar el material colectado en un microscopio estereoscópico. La película microbiana presentó adheridos fragmentos de estuco, desprendidos durante los períodos de contracción. Estos periodos de expansión-contracción suceden cuando las condiciones climáticas cambian por lo que se esperaría que en climas con condiciones constantes el efecto destructivo fuera menor o incluso nulo.

En lo que concierne a los hongos, se encontraron cinco especies, de las cuales tres son consideradas deteriorantes (Parrado et al. 2008, Caneva 2003, Guiamet et al. 2005,

Villalva et al. 2004, Crispim et al. 2005, Videla 2002). y todas son reportadas creciendo sobre materia orgánica depositada en mármol o rocas sedimentarias con un pH alcalino. La excepción es *Aspergillus niger*, que es una especie que se desarrolla en medios ácidos y que apareció en el estuco durante la temporada de lluvias en que el pH de la lluvia descendió a cuatro.

Sobre los hongos del estuco, *Cladosporium herbarum* apareció durante todos los muestreos y es una especie asociada con frecuencia a la presencia de hidrocarburos contaminantes (Nyns et al. 1968; Saiz-Jiménez. 1993). Este organismo se ha reportado desarrollándose en intervalos de pH de 4.4 a 10 y se alimenta de plantas vivas y materia orgánica muerta (Domsch et al. 1993), por lo que le es imposible colonizar los muros sin la presencia de otros organismos. Su presencia lo hace capaz de lixiviar minerales como Ca, K, Si, Mg, Fe y Al (Eckhardt 1979), componentes importantes del material rocoso calcáreo de la fortaleza (Ramírez 2005). Este organismo al elevar el pH del medio de cultivo y al incrementarlo aún más en presencia de lluvia ácida, mostró que no sólo se desarrolla mejor sobre medios alcalinos, sino que en realidad los produce. Ambas estaciones ubicadas sobre el estuco, la película microbiana estuvo constituida casi en su mayoría por grandes masas de *Scytonema schmidtii*, que ha sido reportado desarrollándose en ambientes alcalinos (Stall, 2000). El estuco de la fortaleza mostró tener un pH de 9.86, que junto a *Scytonema schmidtii*, y el resto de los organismos encontrados, convergen hacia un ambiente alcalino. Todo esto aunado al pH elevado producido por *Cladosporium herbarum*, sugiere que el conjunto película microbiana-estuco es resistente a la lluvia ácida, ya que ejerce una acción amortiguadora contra la misma. Basados en los datos obtenidos, se puede afirmar que la película microbiana ubicada sobre el estuco, aunque neutraliza la lluvia ácida, produce un daño mecánico directo sobre el sustrato, en donde la lluvia ácida tiene un efecto deteriorante.

6.1.2 Crecimientos en Material Rocoso Calcáreo

El material rocoso calcáreo (MRC) tiene un papel fundamental en la fortaleza, ya que constituye la mayor parte de los muros y otras piezas de la estructura. A pesar de eso, el material se observa desgastado a lo largo de toda su superficie, probablemente como consecuencia de huracanes y otros fenómenos meteorológicos que proyectan partículas contra él. Este material también ha mostrado ser sensible al efecto de la lluvia ácida (Ramírez, 2005) y su porosidad lo hace susceptible de ser colonizado por diversos microorganismos. A pesar de esto, a primera vista es difícil definir si las grietas del muro han sido causadas por los organismos ahí establecidos, o si los organismos se establecieron en las grietas ya existentes. En una primera instancia, de entre las cianobacterias encontradas, catorce de ellas se reportan como deteriorantes por la bibliografía consultada (Macedo et al, 2009; Peraza Zurita 2004; Videla et al. 2002), sin embargo es justo mencionar que la gran mayoría de trabajos sobre biodeterioro identifican a los organismos sólo a nivel de género y señalan que su presencia sobre los muros es suficiente para considerarlos deteriorantes. A pesar de esto, algunos estos organismos han sido citados en otros trabajos (Saiz, 1995) creciendo sobre contaminantes o adoptando diversas estrategias de sobrevivencia en detrimento de la roca, tal es el caso de *Gloeothece* sp. que aprovecha los residuos de azufre para su crecimiento y *Phormidium* sp. (una cianobacteria filamentosa) que ha sido reportada creciendo de manera endolítica, contribuyendo así a la destrucción de la roca (Saiz, 1995; Ortega et al. 1994).

Otro factor importante es el papel de colonizador primario de las cianobacterias que ofrece una capa protectora y un sustrato rico en nutrientes para otros organismos (Jaag, 1945; Darlington, 1981). Este es un factor importante para el desarrollo de diversas especies, especialmente de hongos, de los cuales 17 diferentes tipos se encontraron sobre la película microbiana del MRC, y diez fueron considerados deteriorantes (Parrado et al. 2008, Caneva 2003, Guiamet et al. 2005, Villalva et al. 2004, Crispim et al. 2005, Videla 2002, Gorbushina et al. 2004, Saiz-Jiménez 1995).

De entre estos organismos, destaca por su frecuencia *Aspergillus niger*, que es bien conocido como destructor activo de pinturas y fachadas en distintos monumentos 103(Giacobini y Lacerna 1965), además de desarrollarse bien sobre hidrocarburos aromáticos y ser un secretor activo de ácidos como oxálico, cítrico y glucónico (Sais - Jimenez, 1995; Domsch, et al., 1993). Esta secreción puede atacar químicamente la dolomita, calcita y lixiviar una amplísima variedad de minerales entre los que se incluyen Ca, Al, Cu, Zn (Eckhardt, 1979), componentes fundamentales del MRC del monumento. Este organismo incrementó su aparición en diversas estaciones, durante la temporada de lluvias en que el pH de la lluvia desciende, incluso apareció en el estuco que en temporada seca albergaba sólo *Cladosporium herbarum*.

Por otro lado la acidez del medio descendió drásticamente ante la presencia del hongo *Aspergillus niger*, en intervalos de pH que van de 3.11 a 4.43, Estos valores bajaron aún más, cuando el hongo se desarrolló en medio con lluvia ácida, con valores que oscilaron entre 2.81 a 4.19 de pH, con un valor promedio de pH 3.50 (figura 63).

En el laboratorio este organismo mostró una gran capacidad de hacer descender el pH del medio en intervalos que oscilaban de 3.11 a 4.43 con una media de pH 3.65. Al adicionar lluvia ácida el pH descendió aún más, de 2.81 a 4.19 en la escala de pH con un valor promedio de pH 3.50. Es importante mencionar que aunque en este caso las diferencias estadísticas no fueron significativas, existe una tendencia de *Aspergillus niger* a generar pH extremadamente bajos, bajo el efecto de la lluvia ácida, imposibles de encontrar bajo condiciones normales, por lo que se considera que una muestra mas grande podría mostraría diferencias estadísticas importantes.

También hay que considerar que el crecimiento acelerado de las cepas de *Aspergillus niger* en laboratorio demuestran que la lluvia ácida puede acelerar el desarrollo de estos organismos, incrementando su efecto destructivo sobre el MRC que ha mostrado ser sensible al pH ácido. El crecimiento acelerado de las cepas de hongos tiene poca relación con el pH del agua de lluvia, ya que los hongos han mostrado ser tolerantes a un amplio rango de acidez (Domsch 1993). Este crecimiento acelerado puede estar más relacionado con la presencia de algunos contaminantes, como Na⁺, NH₄⁺, K⁺, Mg²⁺, Ca²⁺, NO₃⁻ y SO₄²⁻ detectados en la lluvia ácida de este estudio y que forman parte del metabolismo de los hongos, interviniendo en procesos importantes de nutrición respiración y crecimiento (Jennings 1995). Esto es particularmente importante para el nitrógeno y el azufre presentes en el NO₃⁻ y SO₄²⁻ los cuales son precursores de la lluvia ácida y benefician el desarrollo de los microorganismos.

De acuerdo a lo anterior, si la película microbiana es capaz de generar pH tan ácido, entonces será capaz incrementar el tamaño de las grietas donde se ubica; este efecto se potencializa en presencia de la lluvia ácida.

6.2 Crecimiento en interiores

Los datos colectados mostraron que la humedad y temperatura se hacen más estables conforme se avanza a los interiores. Esto se debe a que la humedad de los muros no depende de la lluvia ácida, ni del ambiente, sino del agua de mar que penetra al interior de la fortaleza debido a la porosidad del material de construcción. Esto permite que la humedad escurra al interior de la fortaleza durante todas las temporadas, dejando rastros de sales sobre los muros y formando estalactitas que se aprecian en prácticamente todas las cámaras interiores.

6.2.1 Tunel de ingreso

Fue posible apreciar que la humedad relativa y la humedad superficial de las rocas en interiores son elevadas y resultaron ser muy similares durante la temporada de lluvias y la temporada de secas (Cuadros 9 y 10).

Sin embargo, a pesar de la humedad constante, el número de cianobacterias encontradas se redujo a tres dentro del túnel de acceso, lo cual nuevamente sugiere la importancia de la luz para el establecimiento de estos organismos. Además, hay que mencionar que la película microbiana muestra un mayor contenido de humedad relativa que el mismo sustrato sobre el que están establecidos, haciendo descender la temperatura más que la del sustrato donde se encontró ubicada (Cuadro 9).

La colecta de estos organismos se realizó fácilmente, ya que la costra microbiana se desprende sin esfuerzo. La posterior observación de la película microbiana al microscopio permitió observar a los organismos sin ningún rastro de sustrato, lo que permite suponer que los organismos se fijan al muro sin penetrarlo y sin causar ningún tipo de deterioro estructural, aunque habría que considerar el deterioro estético y funcional, ya que en este túnel se detectó la presencia de los géneros *Cladosporium* y *Alternaria*, conocidos por su importancia médica (Ponton et al. 2002).

6.2.2 Cámaras interiores

La estación seis de muestreo mostró condiciones de humedad y temperatura aún más constantes durante los muestreos (Cuadro 10), por lo que el fenómeno de cambios del volumen en la película microbiana fue inexistente. Los muestreos revelaron que entre menor sea la presencia de luz, la diversidad de cianobacterias y de hongos se redujo enormemente (*Chroococcus* y *Penicillium* sp.). La observación de estos organismos bajo el microscopio fotónico permitió confirmar (al igual que en la estación anterior) la ausencia de sustrato, lo que permite inferir que la película microbiana no causa deterioro estructural aunque afecta la estética del lugar y lo hace poco recomendable para la presencia de turistas, ya que algunas especies del género *Penicillium* son consideradas organismos patógenos que podrían dispersar sus esporas en caso de aumentar su concentración y secarse el sustrato sobre el cual se desarrollan. Los crecimientos observados se distribuyen de manera independiente a las zonas deterioradas, de hecho el muro se desmorona al tacto con o sin crecimientos, por lo que es posible considerar que el daño estructural causado en interiores no está relacionado con los crecimientos microbianos sino con el aporte de sales provenientes del mar y por la disolución de minerales por el flujo constante de agua.

6.3 Control del deterioro

El daño causado por organismos visibles como las plantas puede ser controlado con un mantenimiento adecuado del edificio, sin embargo los microorganismos crecen formando una masa homogénea con efectos importantes sobre el sustrato.

La limpieza y tratamiento de los edificios afectados por el biodeterioro es difícil de estimar en términos económicos, pero puede ser elevado debido a que con frecuencia incluye procesos de reparación del daño estructural (Fonseca et al 2010). Por esta razón en el pasado se incrementó el uso de biocidas que gradualmente han sido descartados, ya que no promueven la protección a largo plazo, debido a los mecanismos de resistencia de los microorganismos y al lavado del mismo por el agua de lluvia, que obliga a su aplicación constante elevando los costos. Además estos productos son tóxicos y pueden generar problemas ambientales y de salud pública (Tiano 1998). Los antibióticos y los fungicidas han mostrado ser igualmente ineficaces contra la película microbiana, ya que la matriz extra celular produce una penetración lenta e incompleta de estas sustancias, haciendo que se degraden antes de llegar a la pared celular, impidiendo su acción. También los antibióticos pueden ser alterados debido al cambio de pH dentro de la película microbiana que reducen su efectividad (Márquez et al., 2008). Todo esto hace que la biopelícula sea difícil de erradicar cuando ya está formada y que la prevención del biodeterioro sea la clave para la conservación de cualquier edificio.

El proceso de colonización de la película microbiana puede tardar meses, incluso años, dependiendo de la capacidad del sustrato para proporcionar un nicho protector donde los organismos puedan desarrollarse (Macedo et al 2009). Por esta razón la selección de los materiales y la posición del edificio son los primeros factores que deben ser tomados en cuenta si se quiere prevenir o reducir el biodeterioro. Materiales porosos expuestos a fuentes de luz, humedad y temperaturas elevadas, son propicios para desarrollar invasiones microbianas, especialmente en climas tropicales, incrementando dramáticamente los costos de mantenimiento y acortando la duración de las construcciones.

Los mantenimientos preventivos requieren forzosamente la identificación previa de los organismos que colonizan los materiales de construcción, ya que permite incluir tratamientos con fungicidas o antibióticos que han probado ser eficaces como preventivos (Marquez et al., 2008); además, el uso de nuevas tecnologías de materiales han permitido incluir cementos de baja porosidad (Crispim et al., 2003) y productos fotocatalíticos, capaces de mineralizar la materia orgánica sin efectos nocivos para la salud o el ambiente. Finalmente los esfuerzos por reducir el biodeterioro pueden perder eficacia, si hay fuentes de contaminación que estimulan el desarrollo de los microorganismos. Ante esta situación hay que recalcar que el biodeterioro y sus efectos son una razón más para controlar la contaminación ambiental en sus fuentes emisoras.

Referente al deterioro en interiores, diversos autores señalan que el crecimiento del biofilm se reduce notablemente cuando el aire que lo rodea esta en movimiento y la humedad relativa es baja (Nieves y García 1999); al respecto, Erhardt y Mecklenburg

(1994) recomiendan una humedad relativa en interiores de entre 25 y 50 %, óptima para la conservación del papel y el uso de sistemas de ventilación adecuados. Esto está acorde con Medina et al. (1999), que afirman que la humedad relativa para el desarrollo óptimo de hongos fue de entre 48.2 a 63.1%.

7. CONCLUSIONES

- ❖ La película microbiana ubicada sobre deteriora el MRC y este deterioro se incrementa en presencia de lluvia ácida.
- ❖ De las 26 cianobacterias detectadas en la fortaleza 18 son consideradas deteriorantes, y de los 24 hongos detectados en la fortaleza 13 son considerados como deteriorantes.
- ❖ La lluvia detectada durante el período del estudio presentó un pH de 4, por lo cual es considerada lluvia ácida.
- ❖ El la película microbiana induce a la sucesión vegetal que genera efectos deteriorantes.
- ❖ La lluvia ácida induce al crecimiento de las colonias de *Aspergillus niger* y *Cladosporium herbarum*, modificando el pH del medio donde se ubican.
- ❖ La llegada de la lluvia ácida incrementa el poder deteriorante de *Aspergillus niger* presente en la película microbiana, al acelerar la velocidad de su crecimiento.
- ❖ La película microbiana que se desarrolla sobre el estuco, causa un daño directo al contraerse en temporada secas y desprender fragmentos del muro.
- ❖ La película microbiana ubicada sobre el estuco, puede neutralizar la lluvia ácida, pero produce un daño mecánico directo sobre el sustrato, donde la lluvia ácida tiene un efecto deteriorante.

8. RECOMENDACIONES

- Repetir el experimento de medición de pH aumentando el número de muestras, ya que puede aportar resultados más concluyentes referente al efecto de *Aspergillus niger* sobre el pH del medio.
- También se recomienda variar la composición de la lluvia ácida con el fin de verificar el efecto de diferentes iones sobre el desarrollo de los hongos encontrados a diferentes valores de pH.
- El método empleado en el presente estudio puede aplicarse en diversos monumentos históricos.
- Finalmente se recomienda paralelo al estudio de biodeterioro, aplicar un estudio de aerobiología con el fin de evaluar la presencia de organismos patógenos en el aire circundante al monumento.

9. REFERENCIAS

Alexopoulos C. J. y Mims C. W. (1985). *Introducción a la Micología*. Barcelona: Ediciones Omega.

Appolonia L., Ranalli G., Sabbioni C. y Sorlini C. (2003). "Chemical Parameters and Development of Biodeteriogens". En "P. Mandrioli (Ed.), *Cultural Heritage and Aerobiology, Methods and Measurement Techniques for Biodeterioration Monitoring*", Kluwer Academic Publishers, London.

Avilés F. A, Álvarez R. (1983) "*Veracruz Monografía Estatal Complementos regionales*" México D.F.: SEP Libris Editores.

Baedecker P.A y M.J. Pavich (1990) *Effects of acid deposition on carbonate stone: NAPAP National Acid Precipitation Assesment Program. Vol. III terrestrial materials, health and visibility effects Acid deposition: State of science and technology* New York

Brandl H. (2001) "*Heterotrophic leaching*". En G. M. Gadd (Ed.) "*Fungi in Bioremediation*" Cambridge: British Mycological Society, University Press

Bravo A. H., Sosa EP., Sánchez PA., Soto RA., Alarcon ALJ. (2005) *Precipitación Ácida en la costa del Golfo de México. Contaminación e Impacto Ambiental: Diagnostico y Tendencia*. 2da Edición 535-552.

Bravo A.H., M.I. Saavedra R., P. Sánchez A., R. Sosa E., R. Torres J. (1991) "*Impact of the Acidic Deposition in the Decay of Mexican Mayan Monuments*" Vancouver Air and Waste Management Association B.C.

Caneva G. , O. Maggi, M.P. Nugari, A.M. Pietrini, R. Piervittori, S. Ricci and A. Roccardi (2003) "*The Biological Aerosol as a Factor of Biodeterioration*" Paolo Mandrioli (Ed.), *Cultural Heritage and Aerobiology, Methods and Measurement Techniques for Biodeterioration Monitoring*" Kluwer Academic Publishers, London.

Chertov O., A. Gorbushina, A. Deventer, B. (2004). *A model for microcolonial fungi growth on rock surfaces* Ecological modelling 177:415-426.

Crispim C.A., Gaylarde P., Gaylarde C., and Neilan B. (2003) "*Algal and Cyanobacterial Biofilms on Calcareous Historic buildings*" *Current Microbiology* Vol.46, pp 79-82.

Crispim, C. A. & Gaylarde, C. C. (2005). *Cyanobacteria and biodeterioration of cultural heritage: a review*. *Microbial Ecology* 49: 1-9.

- Crispim C.A., Gaylarde P., Gaylarde C., and Neilan B., (2005) "*Deteriogenic Cyanobacteria On historic buildings detected by culture and molecular techniques*". International Biodeterioration & Biodegradation. 57 (4): 239-243.
- Danin, A. (1983). "*Weathering of limestone in Jerusalem by cyanobacteria*". Geomorphol.27, 413-421. en Saiz-Jimenez C., (1995) "A deposition of anthropogenic compounds on monuments and their effect on airborne microorganisms". Aerobiologia 11: 161-175.
- Darlington, A. (1981) "*Ecology of the walls*", Heinemann, London. en Crispim, C. A. & Gaylarde, C. C. (2005). *Cyanobacteria and biodeterioration of cultural heritage: a review*. Microbial Ecology 49, 1-9.
- De la Torre, M.A. G. Gómez Alarcón, P. Melgarejo & C. Saiz-Jiménez. (1991). "*Fungi in weathered sandstone from Salamanca cathedral, Spain*". Sci Total Environ. 107:159-168.
- Dean, S., Hernandez, G., Delgadillo, D., Bushman, J. (2000). "*Marine corrosión in tropical environments*". ASTM Stock Number: STP1399. U.S.A.
- Delvert, J. 1962 Recherches sur l' erosion des gres des monuments a' Angkor. Ph.D. thesis, Paris. Citado por Crispim & Gaylarde (2005).
- Demergasso C., Chong G., Galleguillos P., Escudero L., Martínez Alonso M. y Esteve I. (2003) "*Tapetes microbianos del Salar de Llamará, norte de Chile*" Revista Chilena de Historia Natural 76: 485-499
- Domsch, K. H., W. Gams, T. Anderson (1993). "*Compendium of Soil Fungi*": IHW-Verlag, Eching, vol. 1.
- Dornieden, T.H., Gorbushina, A.A., Krumbein, W.E. (2000) "*Patina: physical and chemical interactions of sub aerial biofilms with objects of art*". En: Ciferri, O., Tiano, P., Mastromei, G. (Eds.), *Microbes and art*. Kluwer Academic Publishers, New York, pp.105-11
- Dornieden T., Gorbushina A.A. and W.E. Krumbein, (2000) "*Biodecay of Cultural Heritage as a Space/Time-Related Ecological Situation-An Evaluation of a Series of Studies*," Int. Biodeterioration Biodegradation, 46: 261-70.
- Eckhardt (1979) en Brandl H. (2001) "*Heterotrophic leaching*". En G. M. Gadd (Ed.) "*Fungi in Bioremediation*" Cambridge: British Mycological Society, University Press
- EPA. U.S. Environmental Protection Agency (1994) Quality Assurance Handbook for Air Pollution Measurement Systems Vol V Precipitation Measurement System EPA-600, R-94, 0380 Triangle Park N.C.
- Erhardt, D., Mecklenburg, M (1994).: Relative humidity reexamined. ICOM. Committee for Conservation 10th triennial Meeting, Washington.: 32-38
- Fonseca A. J., Pina F., Macedo M. F., Leal N., Romanowska-Deskins A., Laiz L., Gómez-Bolea A., Saiz-Jimenez C. (2010) "*Anatase as an alternative application for*

preventing biodeterioration of mortars: Evaluation and comparison with other biocides". International biodeterioration & biodegradation 64: 388-396

Foster J. W. (1949) "*Chemical activities of Fungi*". New York: Academic Press.

Garbisu C., Blanco A., Alkorta I., Llama M. J., Sierra J. L. (1999) "*Biotechnología con cianobacterias*" Investigación y Ciencia 272:64-71.

Giacobini C. y Lacerna R. (1965), "*Problemi di microbiologia nel settore degli affreschi*", in: Bollettino dell'Istituto Centrale del restauro, pag. 83-108, Roma

Gorbushina, AA, Heyrman, J, Dornieden, Th, Gonzalez-Delvalle, M, Krumbein, WE, Laiz, L, Petersen, K, Saiz-Jimenez, C, Swings, J (2004) "*Bacterial and fungal diversity and biodeterioration problems in mural painting environments of St. Martins church on the rocks*". (Greene-Kreienzen, Germany). International Biodeterioration and Biodegradation 53: 13-24. (31)

Guiamet P.S., Gomez de Sarabia S.G. y Nuñez G. (2005) "*Biodeterioration of buildings Stone by cyanobacteria, Bacteria and fungi*" Latin American Biodeterioration and Biodegradation 5th symposium (LABS5). 55:299-317, 1ª ed., Campeche

Harvey J. P. y Christopher F. T. (2001) "*The biochemistry of ligninolytic fungi*" pp. 27-51 G. M. Gadd (Ed.) "*Fungi in Bioremediation*" Cambridge: British Mycological Society, University Press

Hernández T.J. (2004) "*Proyecto Integral San Juan de Ulúa*" Centro INHA Veracruz, en Ramírez Blancarte Valeria (2005) "*Evaluación del efecto de la lluvia ácida en el material de construcción de la fortaleza de Sanjuán de Ulúa, Veracruz*", México. Tesis para obtener el título de Ingeniera Química Universidad Nacional Autónoma de México, México D.F.

Herrera T. y Ulloa M. (1990) "*El reino de los hongos, Micología básica y aplicada*" Universidad Nacional Autónoma de México, Fondo de Cultura Económica, México Distrito Federal

Herrera Tolama Ch. A. (2005) "*Evaluación de la deposición húmeda en la costa del golfo de México para el periodo 2003-2005*", México. Tesis para obtener el título de Ingeniera Química Universidad Nacional Autónoma de México, México D.F.

Hoek, van den C., Mann, D. G. & Jahns, H. M. (1995). "*Algae. An introduction to Phycology*". Cambridge: Univ. Press.

Hoffman, L. (1989) *Algae of terrestrial habitats*. The Botanic Reviews. 55: 77-105. en Ortega Morales Benjamín Otto. (2006). "*Biopelículas microbianas asociadas a monumentos mayas en México y su papel en el deterioro pétreo*". Revista latinoamericana de microbiología 48 (2):188-195.

Hyvert G. (1973) "*Borobudur le bas-reliefs materiaux, facteurs responsables des dégradations*", programme de conservation. Stud. Conservation. Stud. Conserve.18:131-155 en Saiz-Jimenez C., (1995) "*A deposition of anthropogenic compounds on monuments and their effect on airborne microorganisms*". Aerobiologia 11: 161-175.

Jaag, O., (1945) Untersuchungen über die vegetation und biologie der algen des nackten Gesteins in den Alpen, I, Jura und im schweizerischen mittelland. Beitrage zur Kryptogamenflora der Schweiz 9,Heft 3. en Warscheid T. & Braams, J. (2000). Biodeterioration of stone a review. International Biodeterioration & Biodegradation, 46(4): 343-368

Jaramillo D. F. (2002) *"Introducción a la ciencia del suelo"* Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ciencias Medellín Colombia.

Jennings D. H. (1995). The physiology of fungal nutrition. Cambridge Univ. Press. Cambridge, England.

Komárek, J. & K. Anagnostidis. (2005). Cyanoprokaryota, II. Teil/2nd. Part: Oscillatoriales, en B. Büdel, L. Krienitz, G. Gärtner & H. Schagerl (eds.), Süßwasserflora von Mitteleuropa 19/2. Heidelberg: Elsevier Gmb H, Spektrum Akad.

Krumbein W.E., (1996) "Geophysiology and parahistology of the interaction of organisms with the environment" 1 Marine Ecology 17 (1-3):1-21.

Kumar R., Anuradha V. K. (1999) *"Biodeterioration of Stone in Tropical Enviroments An Overview"* The Getty Conservation Institute Los Angeles, CA

Lozano Lucero (1995) *"Directorio de Puertos Mexicanos"* México : Dirección General de Marina Mercante, Editorial Porrúa.

Macedo M. F., Miller A. Z., Dionísio A., and Saiz-Jimenez C. (2009) *Biodiversity of cyanobacteria and green algae on monuments in the Mediterranean Basin: an overview* Microbiology 155:3476-349

Márquez López J. L., Nevárez Moorillón G. V., Dávila Sánchez A., Rivera Chavira B. E. y Gonzales Rangel O. (2008) *"Efecto de la formación de biopelículas en la resistencia de bacterias aisladas de especímenes clínicos"*. Synthesis 48 Universidad Autónoma de Chihuahua Octubre-Diciembre (48): 1-4

Medina L., Tuozzo A., Herrera J., Perozo Y., Gonzalez L. (1999) *"Estudio de Hongos en Bibliotecas de la Universidad de Carabobo- Valencia"* Revista de la Universidad de Carabobo 3 (1) pp 17-12

Morales Vallejo P. (2012) *"Introducción al Análisis de Varianza"*. Universidad Pontificia Comillas, Facultad de Ciencias Humanas y Sociales Madrid España

Nieves V. y Rafael G. (1999) *"El biodeterioro de materiales orgánicos"* Madrid: Ed. Arbor.

Nyns, E.J. Auquiere ., J.P. and Wiaux,A.L. (1968) "Taxonomic value of the property of fungi to assimilate hydrocarbons". Anton. Leeuw 34, 441-457.

Ortega-Calvo, J. J., Hernandez-Marine, M. & Saiz-Jimenez, C. (1991). *"Biodeterioration of building materials by cyanobacteria and algae"*. Int Biodeter 28, 165-185 en H.A Videla, P.S Guiamet, S.Gomez de Saravia (2002) *"Biodeterioration of Mayan archaeological sites in the*

Yucatan Peninsula", México, international Biodeterioration and biodegradation 46, 335-341.

Ortega-Calvo, J. J. , Sanchez-Castillo, P.M., Hernandez-Marine, M. and Saiz-Jimenez, C. (1993). "Isolation and characterization of epilithic chlorophytes and cyanobacteria from two Spanish cathedrals (Salamanca and Toledo)". Nova Hedwigia 57:239-253 en Saiz-Jimenez C., (1995) "A deposition of anthropogenic compounds on monuments and their effect on airborne microorganisms". Aerobiologia 11: 161-175.

Ortega-Calvo J. J., Ariño X., Stal L. and Saiz-Jimenez C. (1994). "Cyanobacterial sulfate accumulation from black crust of a historic building". Geomicrobiol. J.12,15-22

Ortega Morales B. O. (2006). "Biopelículas microbianas asociadas a monumentos mayas en México y su papel en el deterioro pétreo". Revista latinoamericana de microbiología 48 (2):188-195.

Parrado María F.; Hladki Adriana I. Biasuso B. Amalia y Mirande Virginia (2008) "Identificación de los agentes causantes de biodeterioro en un monumento histórico" M. F. Lilloa 86 45 (1-2)

Peraza Zurita Y., Sanchez Castillo P. M., Cultrone G., Bolivar Galiano F., Sebastian Pardo E. M. (2005) "Microalgae Associated With Deteriorated StoneWork of The Fountain of Bibatauin in Granada, Spain". International Biodeterioration & Biodegradation. 55: 54-67

Peraza Zurita Y. (2004) "Biodeterioro por Micro algas en fuentes de mármol" Tesis Doctoral Universidad de Granada, España.

Pietrini, A.M., and Ricci, S. (1993), "Occurrence of a calcareous blue-green alga, *Scytonema julianum* (Kütz) Meneghini, on the frescoes of a church carved from the rock in Matera, Italy". Criptogam. Bot 3,290-295 en Saiz-Jimenez C., (1995) "A deposition of anthropogenic compounds on monuments and their effect on airborne microorganisms". Aerobiologia 11: 161-175.

Pontón J, Moragues M^a., Gené J., Guarro J., Quindós G. (2002) "Hongos y Actinomicetos Alergícos" Revista Iberoamericana de Micología Edición: 1^a 51: 84-607

Price C.A. (1996) "Stone Conservation". An Overview of Current Research" C. A. Getty Conservation Institute 88 pages, The Getty Conservation Institute Toronto Canada.

Quintana, J., Martínez, M., Romero, J., Miguel A., Díaz Felipe, Cruz J. (2002) Modelo predictivo para la determinación de contaminación salina en aisladores eléctricos. Universidad de Las Palmas de Gran Canaria. IEEE Transitions and power delivery, Vol, 13 No 4

Rabinovitch N. L. 2011 "Sistema de purificación de agua para la industria farmacéutica, IMPORTANCIA DE LA VALIDACIÓN MICROBIOLÓGICA" Folleto informativo de GMPhar Empresa Consultora para la Industria de Medicamentos, Tecnología Médica Cosmética y Alimentos. Dirección: Gualeguaychu 1718/20 (C1407ALL) Ciudad Autónoma de Buenos Aires - Argentina. Tel.:+54(11)4566-4968/4504-5641 página web <http://www.gmphar.com.ar/index.php>

Ramírez Blancarte V. (2005) *"Evaluación del efecto de la lluvia ácida en el material de construcción de la fortaleza de Sanjuán de Ulúa, Veracruz"*, México. Tesis para obtener el título de Ingeniera Química Universidad Nacional Autónoma de México, México D.F.

Ramírez P., Martínez E., Martínez M. D. y Eslava C. (2004) *"CIANOBACTERIAS, MICROORGANISMOS DEL FITOPLANCTON Y SU RELACION CON LA SALUD HUMANA"*. (Eds.) Rosas I., Cravioto A. y Ezcurra E. (2004) *"Microbiología Ambiental"* Secretaria del Medio Ambiente y Recursos Naturales, Instituto Nacional de Ecología. Universidad Nacional Autónoma de México, Programa Universitario del Medio Ambiente. Distrito Federal

Ramírez Vázquez M. (2006). *"Caracterización de los Crecimientos Algas Causantes del Biodeterioro en la Zona Arqueológica de Palenque (Chiapas México)"* Tesis de Maestría en Ciencias Biológicas, Posgrado en Ciencias Biológicas. Universidad Nacional Autónoma de México.

Rendón, L. E., Li, Lara M.E, Rendón M. y Rendon S.K. (2009) *"Biodeterioration of Mineral Materials in Cultural Heritage, Archaeology and Historical Collections"*. 2 Latin America Symposium on Physical and chemical methods in archeology, art and cultural heritage conservation & archaeological and arts Issues in material Science IMRC 2009 :: XVIII International Materials Research Congress 2012 , Sociedad Mexicana de Materiales

Ribas S.M. (2005) *"Microbial Impact on Concret Microstructure"* Labs 5 Biodeterioration and Biodegradation in Latin America 5to symposium (LABS5). 55:299-317, 1ª ed., Campeche

Rosas I., Cravioto A., y Ezcurra E. (Eds) 2004 *"Microbiología Ambiental"* Secretaria del Medio Ambiente y Recursos Naturales, Instituto Nacional de Ecología. Universidad Nacional Autónoma de México, Programa Universitario del Medio Ambiente. Distrito Federal

Sabbioni C., Ghedini N., Bonazza A., (2003) *"Organic anions in damage layers on monuments and buildings Atmospheric Environmental"* Environmental Chemistry Letters June 2012, Volume 10, Issue 2, pp 131-143

Saiz-Jiménez C. (1984) *"Weathering and colonization . of limestones in an urban environment"*. In: J.Szegi (Ed.), *Soil biology and conservation of the biosphere*, Vol. 2. Budapest, Akademiai Kiado, pp 757-767

Saiz- Jiménez, C. (1993) *"Deposition of airborne organic pollutants on historic buildings"*. *Atmospheric Environment* 27 (B): 77 - 85.

Saiz- Jiménez, C. (1994) *"Biodeterioration of stone in historic buildings and monuments"*. In: Leewellyn, C., Dashek, W. V., O'Rear, C. E. (ed): *Biodeterioration Research* 4, pp. 587-604 Plenum Press, New York

Saiz-Jiménez C. (1995) *"A deposition of anthropogenic compounds on monuments and their effect on airborne microorganisms"*. *Aerobiologia* 11: 161-175.

Schlichting, H.E. (1975) Some subaereal algae from ireland. *Br Phycol. J* 10: 257-261.

- Soto Ayala R. (1999) *"Efecto de la lluvia acida sobre el material constituyente de los monumentos mayas mexicanos"*. Tesis para obtener el grado de Doctor en Ingeniería Ambiental, Universidad Nacional Autónoma de México.
- Stal, L. J. 2000. Cyanobacterial mats and stromatolites, p. 61-120. In B. A. Whitton, and M. Potts (ed.), *The ecology of cyanobacteria*. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, The Netherlands.
- Sterflinger, K. and Krumbein, W. E., (1997), *"Biogenic decay of the monuments in the sanctuary of Delos (Cyclades, Greece)"* 4th International Symposium on the Conservation of Monuments in the Mediterranean, p.337-346, edited by Moropoulou, A, Zezza, F., Kollias, E. und Papachristodoulou, I., Volume 1, National Technical University of Athens, Athens.
- Tiano, P., Acolla, P. y Tomaselli, L. (1995). *Phototrophic biodeteriogens on lithoid surfaces: an ecological study*. *Microb Ecol* 29, 299-309.
- Toledo V., Florentino A. (2009) *"Las Costras Microbióticas del Suelo"* *Revista de Investigación* 33, 68 . 199-216
- Tomaselli, L., Lamenti, G., Bosco, M. & Tieno, P. (2000) *"Biodiversity of photosynthetic microorganisms dwelling on stone monuments"*. *Int. Biodegradation* 46, 251-258.
- Tordecilla Petro G. & Segura Guevara F. (2000) *"Las Cianobacterias y su Impacto en el Ambiente"* Netherlands: Kluwer Academic Publishers, Dordrecht,
- Vela Martinez R. (2008). *"Daños ambientales en Veracruz provocados por PEMEX"* Mexico D.F.: cuadernos Colver editado por El Colegio de Veracruz Xalapa, Ver.
- Videla H.A., Guiamet P.S., Gomez de Saravia S. (2002) *"Biodeterioration of Mayan archaeological sites in the Yucatan Peninsula"*, México, *international Biodeterioration and biodegradation* 46: 335-341.
- Villalba L. S., Mikan J. F. y Sanchez M. J. (2004) *"Actividades hidrolíticas y caracterización iso enzimática de poblaciones microbianas aisladas del patrimonio documental del archivo general de Colombia"*. NOVA- Publicación Científica. 2, Enero- Dic.: 1-108
- Villaseñor Montalvo F. L. (2008) *"Uso de Técnicas Pasivas Para el Muestreo de Contaminantes Atmosféricos en el Estado de Campeche"* Tesis para obtener el título de Ingeniero Bioquímico Ambiental, Facultad de Ciencias Químico Biológicas, Universidad Autónoma de Campeche, San Francisco de Campeche, Campeche.
- Wakefield, R.D. & Jones M.S. (1998) *"An itroduction to stone colonizing micro organisms and biodeterioration of building stone"*. *Q J Eng Geol* 31, 301-313.
- Warscheid, T., Oelting M., y Krumbein W. E. (1991) *"Phsyco - Chemical aspects of biodeterioration processes on rocks with special regard to organic pollutants"* *International biodeterioration*, 28 (1-4): 37-48

Warscheid T. & Braams, J. (2000). Biodeterioration of stone a review. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 46(4): 343-368

Warscheid T.M. (2000) "Integrated concepts for the protection of cultural artifacts against biodeterioration In: Ciferri,O,Tiano,P,Mastromei, G (eds) *Of Microbes and Art: The role of Microbial communities in the degradation and protección of cultural heritage*, Kluwer Academic, Dordrech, pp185-202

Waterbury, JB (1989) "Cyanobacteria. Subsection II. Order Pleurocapsales" In: *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology*, vol 3, Williams & Wilkins, Baltimore, pp 1746-1770

Young P. (1996) "*Mouldering monuments, Maryland*". *New scientist* 2054-02 (Nov): 36

Zaid Nuñez L. K. (2004) "*Estudio del biodeterioro en madera de Eucaliptus globulus por método gravimétrico*". Tesis profesional. Escuela de Ciencias Forestales Universidad de Chile.

Páginas de internet consultadas

w.w.w.epa.gov

Guiry, M.D. & Guiry, G.M. 2012. AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. <http://www.algaebase.org>; searched on 10 May 2012.

National Acidic Deposition Program (NADP). National Trends network (2013)
[www. Nadp.sws.uiuc.edu](http://www.Nadp.sws.uiuc.edu)

10. ANEXOS

10.2 Variables meteorológicas de la zona

Temperaturas máximas de marzo a septiembre 2009*

<i>Día</i>	<i>MAR</i>	<i>ABR</i>	<i>MAY</i>	<i>JUN</i>	<i>JUL</i>	<i>AGO</i>	<i>SEP</i>
1	24.7	29.5	32.0	31.9	32.7	33.2	30.4
2	24.4	37.5	33.0	34.4	29.8	32.0	30.2
3	25.5	31.0	35.5	32.0	30.8	32.2	31.0
4	26.0	36.0	33.8	32.5	32.7	32.5	33.3
5	27.5	35.2	36.2	32.3	33.3	31.0	32.8
6	27.3	26.6	35.7	32.2	33.6	31.9	33.4
7	28.0	24.5	34.7	33.6	33.5	32.6	32.0
8	28.0	28.0	34.5	32.7	33.6	32.4	33.0
9	28.8	29.1	35.5	33.8	32.8	32.2	33.4
10	31.0	35.2	33.4	33.5	29.0	32.0	32.7
11	29.2	31.3	32.6	33.5	31.5	32.4	31.6
12	29.0	34.3	33.4	34.5	31.4	32.8	32.5
13	28.8	31.6	35.5	33.8	31.0	32.4	33.6
14	29.5	30.5	33.8	34.0	32.0	32.5	33.3
15	25.6	30.6	33.5	32.5	32.5	32.7	31.6
16	28.3	33.2	33.0	32.5	32.7	33.0	33.0
17	28.8	32.0	29.5	33.1	32.7	32.9	32.7
18	28.8	32.8	29.6	29.1	32.8	29.4	31.7
19	28.8	32.7	30.3	31.5	33.2	31.0	31.4
20	28.5	29.5	31.5	31.7	32.5	32.7	32.3
21	28.0	30.3	30.6	31.6	33.2	32.4	31.3
22	29.4	28.8	30.8	31.4	33.7	32.2	31.2
23	29.7	32.5	31.0	31.7	33.8	32.5	31.2
24	32.0	31.3	32.1	32.6	32.6	32.0	31.7
25	32.0	32.0	32.8	33.2	32.3	32.0	28.8
26	36.5	31.4	35.9	32.0	31.9	32.2	31.0
27	38.5	32.0	35.4	32.5	30.2	32.7	31.3
28	27.7	31.5	35.0	32.7	31.5	31.9	32.8
29	25.6	31.5	33.5	32.0	33.2	32.5	32.2
30	30.0	35.3	31.5	32.6	34.0	32.8	32.5
31	35.6		31.5		32.8	33.5	

*Fuente: Servicio Meteorológico Nacional

Temperaturas máximas de enero a junio del 2010*

<i>DIA</i>	<i>ENE</i>	<i>FEB</i>	<i>MAR</i>	<i>ABR</i>	<i>MAY</i>	<i>JUN</i>
1	24.5	22.8	26.3	27.7	39.4	35.7
2	22.9	25.5	23.2	31.0	32.5	34.8
3	23.0	26.2	22.4	28.0	29.5	34.5
4	22.8	23.2	22.6	32.0	29.4	36.0
5	20.6	28.0	25.5	29.9	30.5	36.0
6	21.2	25.7	25.5	30.2	34.0	35.8
7	24.8	25.7	24.2	30.5	33.4	35.6
8	21.0	27.2	26.6	29.0	32.4	34.0
9	14.5	27.8	29.2	27.8	32.8	34.6
10	17.5	21.8	33.0	28.2	32.4	35.0
11	19.0	23.6	33.2	29.4	32.4	35.0
12	22.0	21.8	26.2	29.2	33.4	33.3
13	21.2	23.5	26.0	30.0	32.7	32.9
14	24.5	24.5	26.6	28.3	32.2	33.5
15	25.6	22.0	27.5	28.3	33.0	30.5
16	21.0	23.0	25.5	27.8	32.5	32.6
17	23.5	20.7	24.7	28.6	33.6	30.2
18	27.0	19.2	25.8	28.7	32.6	32.5
19	25.6	24.4	27.3	28.9	32.5	32.7
20	26.9	26.7	27.2	28.6	32.4	32.5
21	33.0	26.5	19.6	28.7	33.0	31.6
22	24.7	26.7	24.4	29.7	32.8	32.5
23	32.0	23.5	27.0	37.2	34.2	33.0
24	26.7	22.4	27.6	37.3	32.7	32.7
25	26.7	21.4	28.9	29.5	33.3	32.0
26	26.1	24.0	26.0	29.8	33.6	32.5
27	27.7	24.5	27.7	30.0	31.9	32.6
28	27.0	24.0	28.0	28.3	31.8	33.5
29	27.5		29.6	31.7	32.9	31.5
30	22.7		27.5	39.7	33.2	33.5
31	21.1		27.0		34.0	

*Fuente: Servicio Meteorológico Nacional

Temperaturas mínimas de abril a septiembre 2009*

<i>DIA</i>	<i>ABR</i>	<i>MAY</i>	<i>JUN</i>	<i>JUL</i>	<i>AGO</i>	<i>SEP</i>
1	22.0	25.0	23.4	24.9	24.2	23.5
2	21.5	25.8	23.0	23.5	24.5	24.2
3	22.5	25.2	24.5	24.8	22.5	23.5
4	21.1	25.2	25.4	23.0	24.5	24.0
5	21.2	23.2	24.8	25.0	24.2	25.0
6	22.2	25.2	23.5	25.0	23.0	24.0
7	21.5	24.0	25.3	26.6	22.9	24.0
8	19.0	26.0	25.5	27.0	23.6	24.8
9	18.1	25.1	27.5	27.3	23.5	24.6
10	21.5	27.0	27.5	23.8	23.6	23.4
11	24.0	26.0	27.5	22.6	24.0	24.2
12	22.6	26.0	27.7	22.8	24.5	23.5
13	24.4	26.3	27.5	21.5	23.5	25.3
14	25.2	26.8	27.6	24.5	25.0	24.5
15	23.0	24.2	23.0	25.5	25.7	25.7
16	25.1	25.8	26.6	24.6	25.9	24.5
17	23.6	23.6	27.0	25.0	25.1	25.8
18	24.4	23.6	24.8	22.7	23.4	24.0
19	25.0	24.4	24.5	22.0	23.3	24.3
20	23.2	24.8	23.4	24.0	24.3	23.5
21	22.2	23.2	23.3	25.0	25.4	25.2
22	19.5	21.0	25.4	26.8	24.3	24.4
23	20.1	24.4	24.4	24.4	24.8	24.0
24	22.2	23.8	25.5	22.0	24.0	24.5
25	24.6	26.0	25.5	24.0	23.2	25.2
26	24.3	24.9	23.0	23.2	23.2	24.5
27	24.8	26.5	25.2	24.0	23.6	24.3
28	25.2	26.0	23.5	24.5	23.8	24.0
29	24.0	26.5	22.4	25.0	25.0	23.5
30	25.0	21.8	25.3	25.5	23.8	24.4
31		24.4		27.0	22.5	

*Fuente: Servicio Meteorológico Nacional

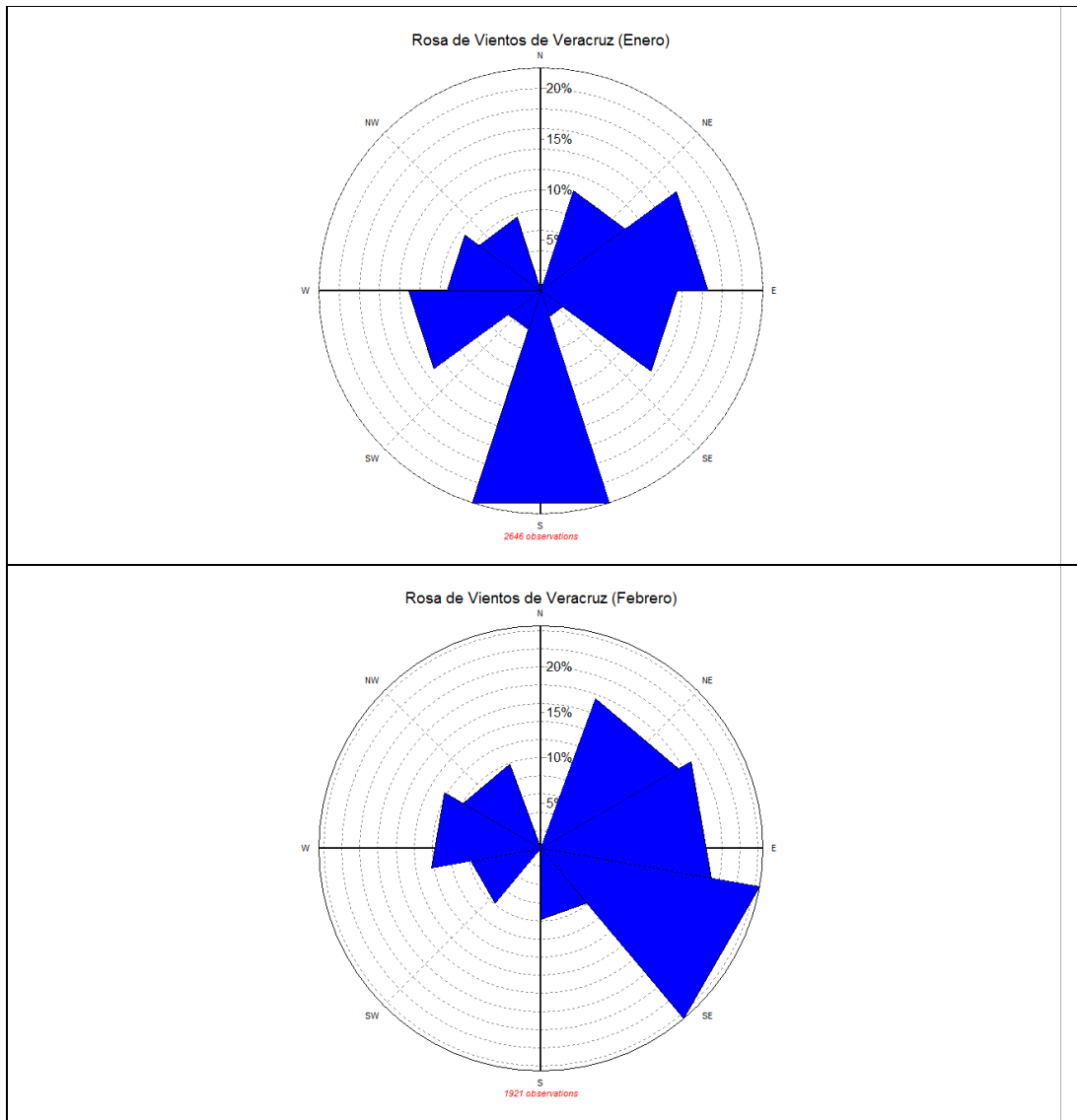
Temperaturas mínimas de enero a mayo del 2010*

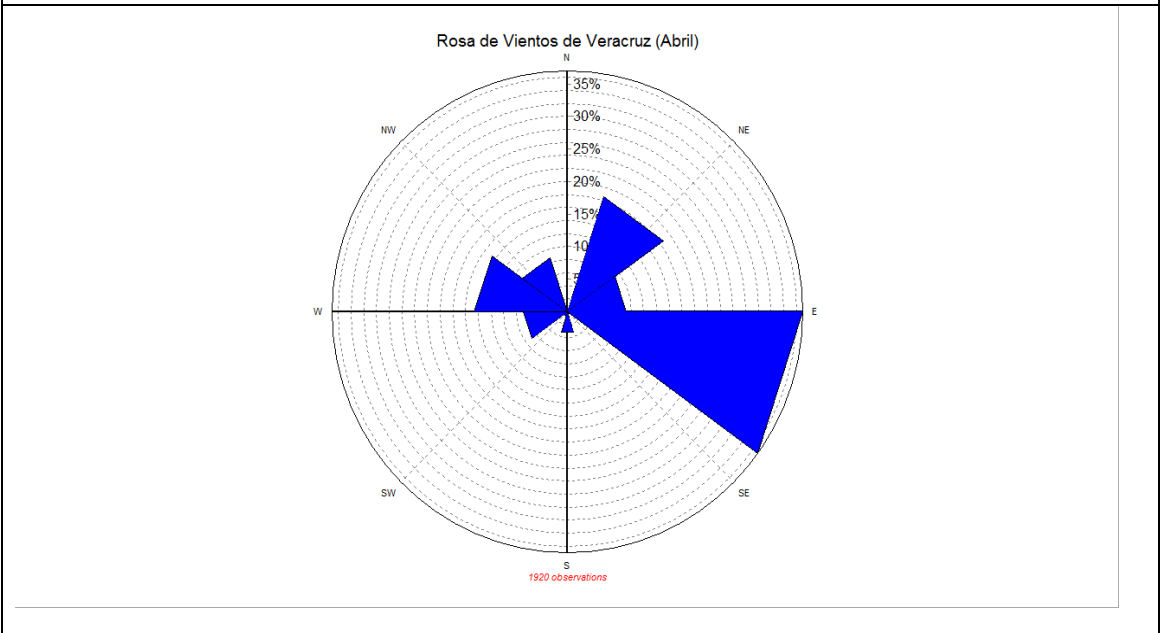
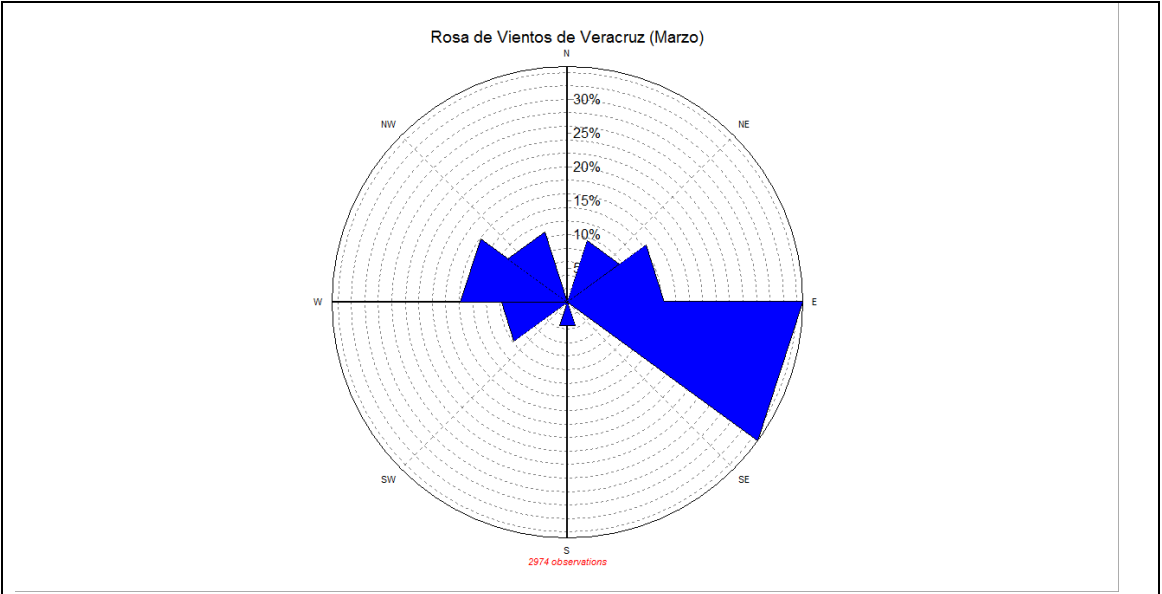
<i>DIA</i>	<i>ENE</i>	<i>FEB</i>	<i>MAR</i>	<i>ABR</i>	<i>MAY</i>
1	18.6	18.0	16.4	20.4	22.6
2	18.5	17.1	17.5	22.8	23.8
3	17.0	19.6	16.0	23.2	22.2
4	19.4	19.0	18.4	23.1	24.4
5	17.9	18.2	17.8	24.2	22.4
6	17.0	20.5	20.0	23.8	23.5
7	16.6	20.5	21.0	24.0	25.7
8	14.0	20.5	19.0	22.2	26.0
9	10.5	20.0	21.5	21.6	25.5
10	10.7	18.0	20.4	22.0	25.0
11	15.0	17.5	22.6	22.9	24.8
12	15.2	19.6	21.8	23.4	25.8
13	14.4	17.9	16.6	22.5	27.0
14	15.0	17.8	15.5	21.7	27.2
15	16.2	17.1	17.8	22.5	26.1
16	16.2	15.5	20.8	21.0	26.1
17	16.2	15.5	20.6	20.6	26.0
18	18.5	16.2	18.0	23.0	26.0
19	15.8	16.0	18.3	23.6	25.0
20	17.8	19.5	21.9	22.7	26.3
21	18.6	18.5	16.2	24.0	27.5
22	18.8	20.3	14.7	24.8	27.4
23	18.2	19.5	16.0	23.2	27.6
24	19.7	14.3	19.5	23.6	27.6
25	19.8	14.1	22.0	23.0	27.0
26	20.0	12.0	21.4	24.3	27.8
27	19.9	16.0	17.4	23.4	24.5
28	20.1	14.2	23.0	24.4	26.7
29	20.2		21.2	22.0	25.3
30	17.4		18.3	22.6	26.6
31	17.4		18.5		27.4

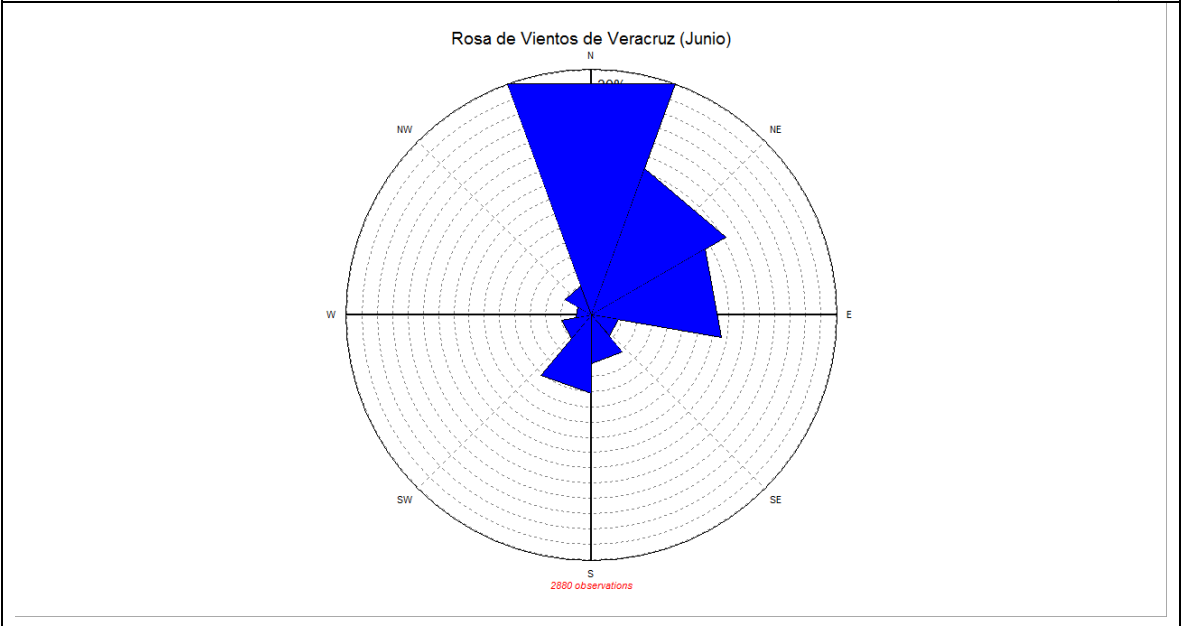
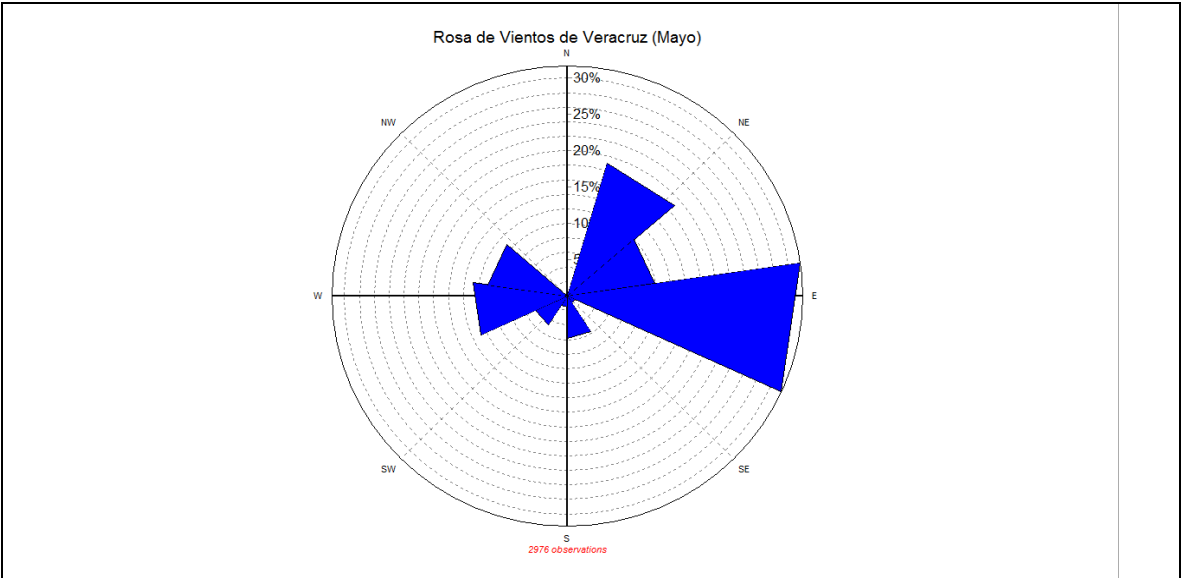
*Fuente: Servicio Meteorológico Nacional

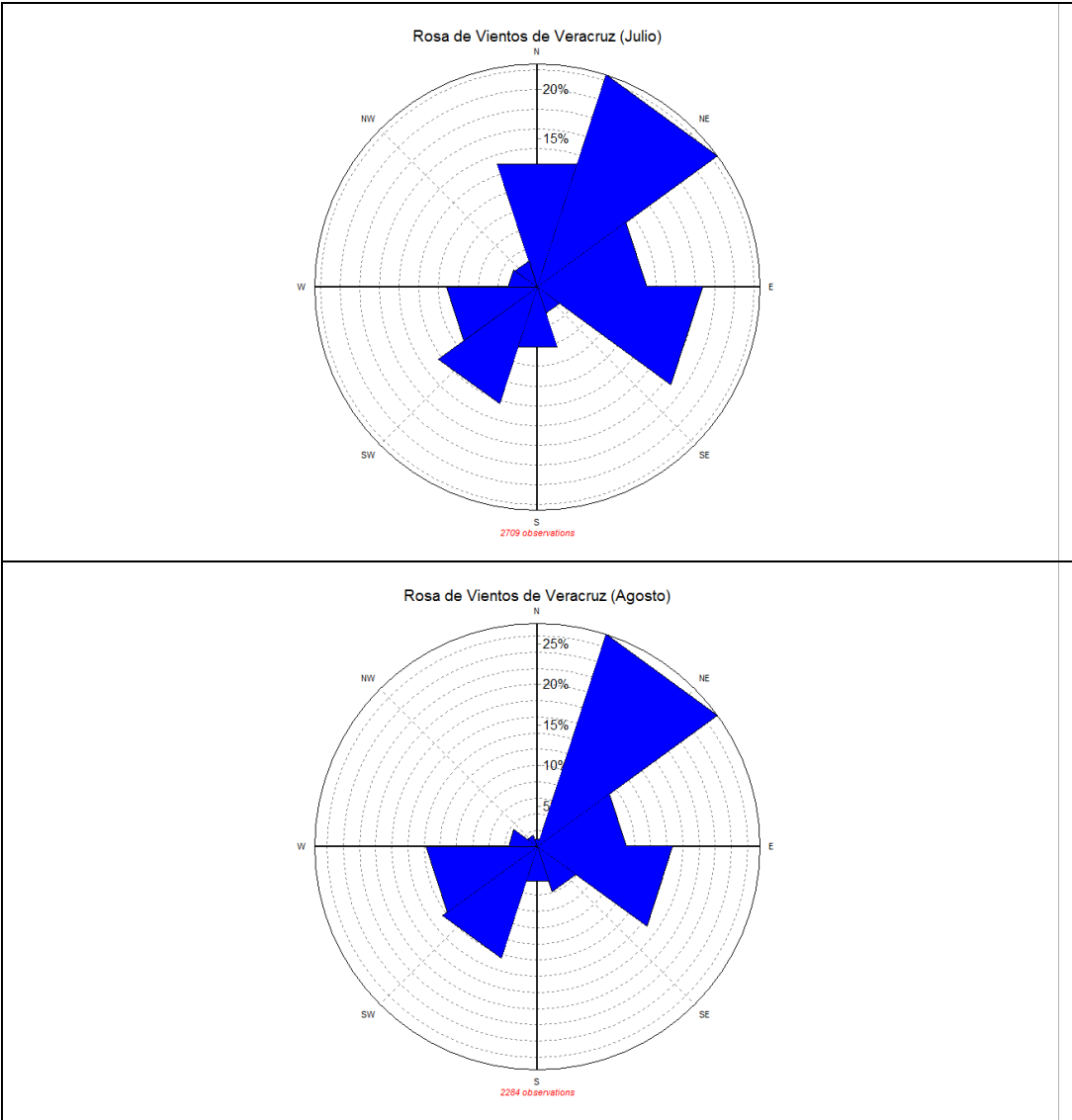
10.2 Rosa de los vientos

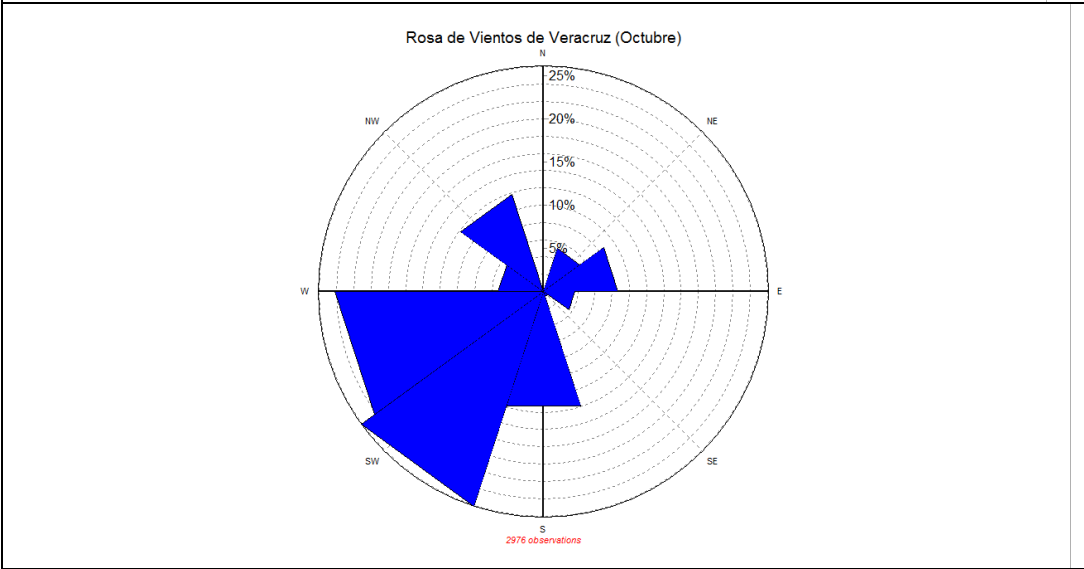
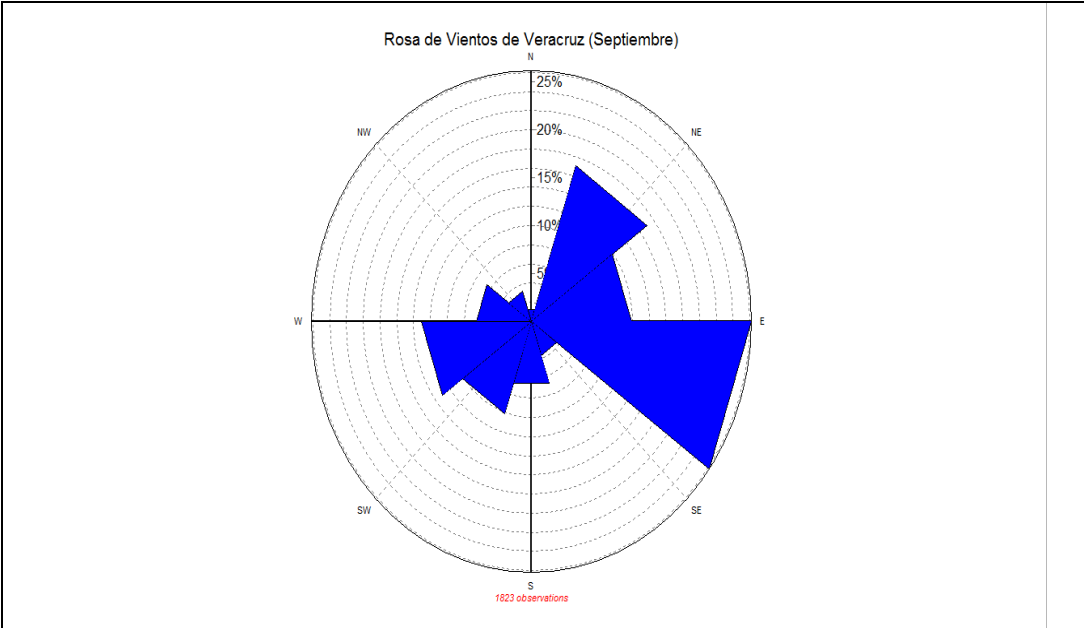
Datos del 2003 al 2006 de la estación de la SCA, ubicada en el Instituto de Ingeniería de la Universidad de Veracruz.











10.3 Valor promedio y desviación estándar de los seis tratamientos

Tratamiento	Valor promedio	Desviación estándar	Suma de valores
<i>Cladosporium herbarum</i> /lluvia ácida	8.80303	0.114138	8.917168
<i>Cladosporium herbarum</i>	8.40629	0.202844	8.609134
Agar	5.93987	0.175967	6.1158
Agar /lluvia ácida	5.6063	0.187133	5.793433
<i>Aspergillus niger</i>	3.64852	0.450607	4.099127
<i>Aspergillus niger</i> /lluvia ácida	3.49219	0.376344	3.868534

Este cuadro muestra el valor promedio de cada tratamiento y la desviación estándar calculada. Cuando la suma de valores es mayor al valor promedio del renglón inferior inmediato, entonces se considera que los tratamientos son diferentes, estadísticamente hablando. Basados en este criterio se establece que todos los tratamientos fueron estadísticamente diferentes excepto el de *Aspergillus niger* con *Aspergillus niger*/lluvia ácida.

10.4 Claves usadas para determinar a los organismos colectados

Barnett H.L. and Hunter Barry B (1999) *Illustrated Genera of Imperfect Fungi*, Minnesota Burgess Publishing Company.

Domsch, K. H.; W. Gams; T. Anderson (1993) *Compendium of Soil Fungi*, IHW-Verlag, Eching, vol. 1

Desikachary, T. V. (1959). *Cyanophyta*. New Delhi: Indian Council Agric. Res.

Komárek, J. & K. Anagnostidis. (1998). *Cyanoprokaryota I. Teil: Chroococcales*, en H. Ettl, G. Gärtner, H. Heynig & D. Molenhauer (eds.), *Süßwasserflora von Mitteleuropa 19/1*. Jena-Stuttgart: Gustav Fisher.

Komárek, J. & K. Anagnostidis. (2005). *Cyanoprokaryota, II. Teil/2nd. Part: Oscillatoriales*, en B. Büdel, L. Krienitz, G. Gärtner & H. Schagerl (eds.), *Süßwasserflora von Mitteleuropa 19/2*. Heidelberg: Elsevier Gmb H, Spektrum Akad.

Frémy, P. (1930) *Arch Bot. (Paris) Memoires No 2*, 508 pp.

10.5 Resultados de los valores de pH medidos en laboratorio

Agar	Agar-lluvia	Aspergillus . Niger	Aspergillus Niger Lluvia ácida
6.498	5.823	3.272	2.913
5.868	5.643	3.761	3.33
5.908	5.824	4.435	3.538
5.875	5.782	3.195	3.713
5.887	5.839	3.186	4.01
5.826	5.449	4.256	3.847
5.901	5.4	3.513	4.197
5.938	5.42	3.727	3.631
5.837	5.501	3.118	3.348
5.948	5.859	3.619	2.975
6.298	5.843	3.386	4.007
6.026	5.448	4.436	3.847
5.768	5.824	3.272	3.913
5.975	5.501	3.761	2.813
5.918	5.447	4.435	3.335
5.857	5.443	3.524	3.438
5.708	5.42	3.231	3.811
6.108	5.4	3.522	4.113
5.87	5.447	4.421	3.531
5.88	5.78	3.186	3.348
5.814	5.422	4.435	2.913
5.9	5.8543	3.513	3.011
5.823	5.301	4.256	3.438
5.912	5.4	3.242	3.813
6.443	5.782	3.747	3.231
5.825	5.77	3.175	3.501
5.836	5.724	3.751	3.531
5.864	5.5	3.138	3.447
5.938	5.52	3.419	3.248
5.948	5.823	3.524	2.975

Cladosporium Herbarum	Cladosporium Herbarum - Lluvia ácida
8.416	8.719
8.448	8.83
8.584	8.755
8.648	8.8
8.004	8.75
8.573	8.66
8.404	8.928
8.101	8.917
8.033	8.914
8.051	8.643
8.317	8.977
8.496	8.725
8.406	8.74
8.439	8.65
8.54	8.74
8.484	8.83
8.128	8.968
8.515	8.709
8.662	8.725
8.624	8.977
8.573	8.813
8.542	8.984
8.425	8.83
8.439	8.984
8.451	8.693
8.448	8.709
8.16	8.81
8.623	8.65
8.515	8.693
8.542	8.968