INFORME DEL MUESTREO AEROBIOLÓGICO EN EL EDIFICIO DE CONAMED

CONAMED/Conv. Entredepend./10/2013

Dra. Irma Rosas Pérez
Coordinadora

M. en C. María Eva Salinas Cortés
M. en C. Leticia Martínez Romero
Grupo Técnico

Dra. María del Carmen Calderón Ezquerro
Asesora en la identificación de hongos

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos a la **Q.F.B. Rosa Isabel Amieva Fernández**, Laboratorio Programa Inmunología Molecular Microbiana, Departamento de Microbiología y Parasitología, Facultad de Medicina UNAM, y al **Técnico Luis Antonio Luis Alamilla**, Laboratorio de Salud Pública, Facultad de Medicina UNAM, por su colaboración en la identificación de los aislados bacterianos por el método automatizado Vitek II.

A los **Ingenieros Alfredo Rodríguez Manjarrez, Wilfrido Gutiérrez López** y **Manuel García Espinosa**, Área de instrumentación del Centro de Ciencias de la Atmosfera UNAM, por el mantenimiento de los muestreadores Allergenco y Mini-Vol usados en este estudio.

A los tesistas **Adelfo Galindo Becerra y Diego Hernández**, por su participación en la toma de muestras aerobiológicas.

INTRODUCCION

La contaminación del aire, tanto de intramuros como de extramuros, causa diversos efectos adversos que se han convertido en un problema creciente de salud pública a nivel mundial. De este modo, a medida que se reconoce la importancia de los ambientes intramuros saludables, cómodos y productivos, la demanda de una buena calidad en el aire del interior va en aumento, sobre todo y de manera importante, en los edificios no industriales, como oficinas, escuelas y hospitales, entre otros.

En las oficinas existen diversas fuentes de contaminación del aire de intramuros, como son el mobiliario, las actividades de los ocupantes, los servicios de fotocopiado, la acumulación de papelería, el recubrimiento de pisos con alfombras, plantas, las prácticas de limpieza, la aplicación de plaguicidas, así como el diseño, operación y mantenimiento del sistema de ventilación. Esto propicia la liberación al ambiente de diversos alérgenos, agentes infecciosos, irritantes y toxinas, que pueden reducir la calidad de vida y causar enfermedades. La concentración de los contaminantes en intramuros puede producir el llamado síndrome del edificio enfermo (Crook y Burton, 2010).

Diversos síntoma no-específicos como irritación de las mucosas en los ojos, nariz, tracto respiratorio superior, tos, sequedad en la piel, dolor de cabeza, mareos, fatiga, letargo y falta de concentración, han sido asociados con la calidad del aire de ambientes intramuros no industriales (Allermann *et al.*, 2003). Tanto el tipo como la severidad de los síntomas pueden variar de persona a persona incluso dentro del mismo edificio. Los síntomas relacionados con los edificios son de origen multifactorial, tanto físicos, químicos, como biológicos, por lo tanto es difícil determinar cuál factor tiene mayor importancia en la generación de estos síntomas.

La inflamación es un mecanismo común de nuestro organismo en respuesta a la exposición al polvo orgánico, el cual está constituido por una mezcla de partículas secas procedentes de las plantas, animales, hongos, bacterias y ácaros, que son lo suficientemente finas como para ser transportadas por el viento. Los hongos y bacterias pueden producir esporas que permanecen durante meses o años en el polvo depositado, sobre todo en las alfombras. La inhalación de endotoxinas, el mayor componente de la membrana externa de las bacterias Gram negativas, genera efectos negativos en la salud humana. Las endotoxinas inician una cascada de eventos bioquímicos y celulares que provocan una disfunción múltiple asociada al síndrome del edificio enfermo o enfermedad pulmonar crónica, que involucra inflamación de la mucosa nasal y faríngea, resequedad de la piel y ojos, dolor de cabeza y asma (Bouillard *et al.*, 2005).

En respuesta a los síntomas presentados por algunos empleados, como rinitis alérgica y tos, la Comisión Nacional de Arbitraje Médico (CONAMED) solicitó a la UNAM realizar un estudio de la calidad microbiológica del aire y del polvo, en seis pisos del edificio ubicado en la calle de Mitla 250, Colonia Vertiz-Narvarte, México, D.F.

MÉTODOS

Una semana antes de los muestreos, se realizó un recorrido al edificio de la CONAMED, donde se seleccionaron los pisos 1, 2, 3, 6, 8 y 9, con asistencia del Lic. Juan López Martínez, Director de Recursos Humanos, Materiales y Servicios Generales. Del 2 al 13 de diciembre del 2013 se realizaron los muestreo, en dos zonas representativas de cada piso, designadas como zona Norte (colindancia con el Eje 5 Sur Eugenia) y zona Sur (en el extremo opuesto del edificio).

En cada piso se tomaron muestras de partículas suspendidas (viables y no viables) y depositadas (polvo de alfombras). En los pisos 1 y 2 se tomaron también muestras del piso de cerámica en el pasillo principal.

1. Muestreo de aeropartículas viables: bacterias y propágulos fúngicos

El muestreo de aeropartículas viables se realizó con el impactador de cascada Andersen de dos etapas (Graseby Andersen, Atlanta, Ga.).

Este equipo consta de dos placas de aluminio, cada una con 200 orificios, a través de los cuales pasa el aire muestreado de manera secuencial. Debajo de cada placa se coloca una caja con medio de cultivo sólido donde las partículas suspendidas en el aire se impactan en la primera o segunda etapa, de acuerdo a su diámetro aerodinámico.

En la etapa 1 (E1) se impactan las partículas con un diámetro de corte de 8 μm y se le conoce como fracción no respirable; en la etapa 2 (E2) se impactan las partículas <5 μm que corresponden a la fracción respirable (Figura 1).

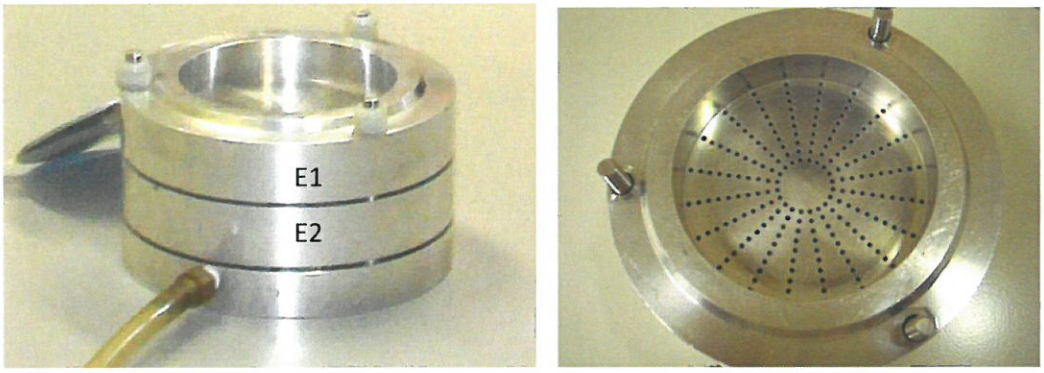


Figura 1. Muestreador de partículas viables Andersen de dos etapas.

El flujo de aire se mantuvo constante a 28.3 L/min (1 pie^3/min) mediante una bomba de vacío conectada directamente al muestreador. El tiempo de muestreo fue de 15 min en cada zona de estudio.

Figura 2. Toma de muestras de aeropartículas viables.

Los medios de cultivo empleados (Oxoid, Basingstoke, Hampshire, England) y las condiciones de incubación se presentan en la Tabla 1. Después del tiempo de incubación, las colonias desarrolladas se cuantificaron y se expresaron en número de unidades formadoras de colonias (UFC) por metro cúbico de aire muestreado (Andersen Sampler Inc., 1984; Niemela *et al.*, 1985).

Tabla 1. Medios de cultivo y condiciones de incubación de los microorganismos aislados

Microorganismos	Medio de Cultivo	Temperatura de incubación	Tiempo de incubación
Hongos y levaduras	Agar de extracto de malta (EMA)	25 ºC	72 h.
Bacterias mesofílicas aerobias	Agar de soya y tripticaseína (TSA)	37 ºC	24-48 h.
Bacterias Gram negativas	Agar MacConkey	37 ºC	24-48 h.

Las colonias de hongos desarrollados fueron identificadas de acuerdo a las características macroscópicas de las mismas, así como la presencia de esporas, utilizando para este fin un microscopio estereoscópico y diversas claves taxonómicas.

Para la identificación de las colonias de bacterias, se aplicó como primer paso la tinción de Gram y posteriormente se identificaron con el equipo automatizado Vitek II (bioMerieux, Francia), utilizando las tarjetas ID-GN para las Gram-negativas y ID-GP para las Gram-positivas. En algunos de los aislados fue necesario aplicar pruebas bioquímicas adicionales para discernir entre dos especies.

2. Muestreo de partículas biológicas no cultivables: granos de polen y esporas fúngicas

Las distribución de las partículas no viables suspendidas en la atmósfera a lo largo de las 24 h del día, se registró con una trampa de esporas para ambientes intramuros Allergenco MK-2 (Indiana, USA). Este muestreador está provisto de una bomba que succiona 15 L/min de aire, el cual pasa a través de una ranura de 14.5 mm de longitud, por 1.1 mm de grosor, impactándose directamente sobre un portaobjetos cubierto con una mezcla de vaselina-hexano (1:5). La placa sobre la que se coloca el portaobjetos se desplaza 2 mm cada dos horas, durante el tiempo de estudio (Figura 3).

El ciclo programado fue de 10 min de muestreo por 1h 50 min de descanso, durante 24 h. Una vez concluido el muestreo, se retiró el portaobjetos y se leyó en un densitómetro de alta velocidad (Biomed Instruments, Inc., Fullerton CA, USA; Mod. SLR-1D/2D) para la evaluación de partículas totales. Posteriormente las laminillas se montaron permanentemente con una solución de gelvatol, para realizar el la cuantificación de esporas fúngicas y granos de polen en un microscopio de campo claro.

Figura 3. Muestreador de partículas biológicas Allergenco.

3. Muestreo de partículas suspendidas PM_{10}.

Las partículas suspendidas <10 μm (PM_{10}), se colectaron con el equipo Mini-Vol (Airmetrics, Springfield Oregon, USA). Este muestreador está constituido por un cabezal donde se separan las partículas y se impactan las PM_{10} sobre una membrana. El flujo de aire se mantuvo constante a 4L/min mediante un controlador de flujo.

Para la colecta de las partículas, se usaron filtros de teflón de 46.2 mm de diámetro, con un poro de 1.0 μm, para $PM_{2.5}$ (Teflo™, Pall Corporation, Ann Arbor, Michigan). Los filtros se estabilizaron antes y después de los muestreos a una temperatura de 24 °C ± 2 °C y 30% ± 2% de humedad relativa, y se pesaron en una balanza analítica con una sensibilidad de 0.01 mg (Sartorius MC1-RC 210 S).

Figura 4. Muestreador de partículas Mini-Vol para PM_{10} y balanza analítica usada en el pesado de los filtros de teflón.

4. Muestreo de polvo de alfombras

Las muestras de polvo depositado se tomaron del piso alfombrado en cada una de las zonas de estudio, con una aspiradora VK-121 (Vorwerk, Madrid, España) sobre papel filtro estéril. El área muestreada fue de 2 m^2 aproximadamente.

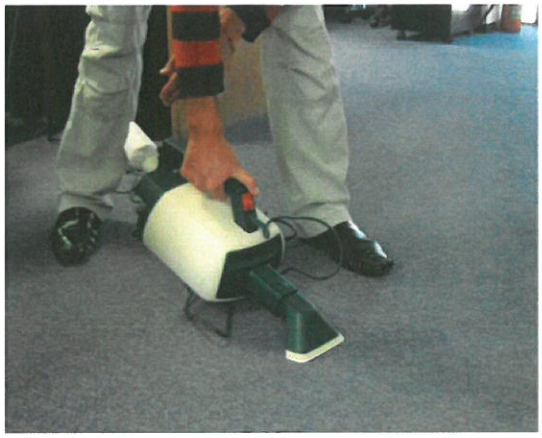


Figura 5. Muestreo de polvo de alfombras.

5. Muestreo de piso de cerámica y plafón

La toma de muestra del peso de cerámica se llevó a cabo por la técnica del hisopo. Se extendió sobre un área de aproximadamente 30 cm^2 un hisopo humedecido con medio de transporte (SRK Solution, Copan Italia) que arrastró y recogió los microorganismos que pudieran estar depositados en esa área; se resuspendió en el medio (10 ml), para posteriormente determinar en el laboratorio la concentración de mesofílicos aerobios, bacterias Gram negativas y propágulos fúngicos presentes en la muestra.

Figura 6. Muestreo de piso de cerámica.

Adicionalmente, se trasladó una placa del plafón al laboratorio, donde con la misma técnica del hisopo se tomó una muestra sobre una superficie de 10 cm^2, tanto de la cara anterior como posterior del plafón, para la detección de bacterias mesofílicas, Gram negativas y propágulos fúngicos.

Figura 7. Toma de muestra del plafón.

6. Análisis de bacterias mesofílicas y propágulos fúngicos en polvo

Se pesaron 500 mg de polvo en una balanza analítica y se resuspendieron en 10 ml de solución fisiológica salina (SFS) estéril al 0.85%, con la que se realizaron 4 diluciones seriadas 1:10. Por el método de espatulado, se inocularon 100 μl de cada dilución sobre placas de TSA, MacConkey y EMA, para evaluar la concentración de bacterias mesofílicas aerobias, Gram negativas, propágulos fúngicos y levaduras, respectivamente. La temperatura y tiempo de incubación se presentaron en la Tabla 1.

Después del tiempo de incubación, se realizó la cuantificación de las colonias desarrolladas. Los géneros de hongos se identificaron por sus características fenotípicas y las bacterias por medio del equipo Vitek II, con las tarjetas ID-GN para las Gram-negativas y ID-GP para las Gram-positivas, así como algunas pruebas bioquímicas adicionales.

Figura 8. Tarjetas ID-GP para Vitek II.

7. Detección de bacterias coliformes en polvo

Para evaluar la presencia de bacterias coliformes fecales en el polvo proveniente de las alfombras, se utilizó la técnica del número más probable (NMP) con tubos múltiples de fermentación (American Public Health Association, 1985).

Se realizaron 4 diluciones seriadas 1:10 en SFS al 0.85%. Cada dilución se sembró por triplicado en caldo lactosado y se incubó durante 24-48 h a 37 ºC (prueba presuntiva). Los tubos con reacción positiva (desarrollo bacteriano y producción de gas) se resembraron en caldo verde brillante bilis y se incubaron de 24-48 h a 37 ºC (prueba confirmativa para coliformes totales) y en caldo Eijkman (EC) a 44.5 ºC durante 24-48 h (prueba para coliformes fecales). De los tubos con reacción positiva en el caldo EC se tomó una azada y se sembró en agar MacConkey; se aislaron 3 colonias de cada placa y se les aplicó la prueba bioquímica de indol para confirmar la presencia de *Escherichia coli* en las muestras de polvo.

El número más probable de bacterias coliformes totales y fecales se obtuvo con base en las tablas publicadas por la American Public Health Association (1985).

8. Análisis de endotoxinas en aire y polvo

Las muestras de polvo depositado y los filtros de PM_{10}, se mantuvieron en refrigeración (4°C) hasta su análisis. Las muestras de polvo se resuspendieron en buffer TRIS 50 mM (Lonza, Walkersville, MD USA) a razón de 1 mg de partículas por ml de buffer y para los filtros se usaron 4 ml de buffer. Se sonificaron durante una hora a 22°C, con intervalos de agitación en vortex por un minuto, cada 15 min.

Se hicieron tres diluciones seriadas 1:4 con el buffer, utilizando material de vidrio horneado a 250°C durante 4 horas y puntas para micropipeta desechables libres de endotoxinas. Se corrió el ensayo con el método cuantitativo cinético cromogénico de *Limulus* Amebocyte Lysate (LAL) Kinetic-QCL (Lonza, Walkersville, MD USA), según las especificaciones del proveedor.

Para la curva de referencia se usó un estándar de endotoxina de *Escherichia coli* O55:B5 con una potencia de 8 unidades de endotoxina (UE) por ng. El límite de detección fue de 0.05 UE/ml.

Las muestras se colocaron por duplicado en microplacas de 96 pozos estériles, libres de endotoxinas (100 µl por pozo) y se leyeron con el equipo Kinetic-QCL Reader conectado a una computadora cargada con el Software Kinetic-QCL. Este equipo mantiene las muestras a 37°C y monitorea la absorbancia de la microplaca a 405 nm cada 150 seg.

Figura 9. Análisis de endotoxinas.

9. Análisis estadístico

El análisis estadístico se realizó con el software Statistica Versión 6. Por contar con una muestra pequeña (< 20 datos) y no presentar distribución normal, se usó estadística no paramétrica. Para la comparación entre dos muestras independientes se aplicó la prueba de Mann-Whitney U test, con un nivel de confianza del 95%.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

1 Aeropartículas viables

1.1 Aerobacterias

La concentración de bacterias mesofílicas cultivables y Gram negativas registrada en el aire de los pisos muestreados se presenta en la Tabla 2. La concentración mínima detectable con el muestreador Andersen de dos etapas fue de 2 unidades formadoras de colonias por metro cúbico de aire muestreado (UFC/m^3).

En la zona norte, la concentración más alta de bacterias mesofílicas se obtuvo en el piso 2, con 253 UFC/m^3 y la mínima en el piso 9 con 49 UFC/m^3, con una media aritmética de 118 UFC/m^3, en esta área. En la zona sur, la concentración máxima fue de 417 UFC/m^3 en el piso 6 y la mínima de 54 UFC/m^3, en el piso 9, con una media de 184 UFC/m^3. Estadísticamente no se encontró diferencia significativa ($p>0.05$) entre las concentraciones de bacterias mesofílicas aisladas en las alas norte y sur del edificio; sin embargo, el promedio de la concentración de bacterias fue mayor en la zona sur.

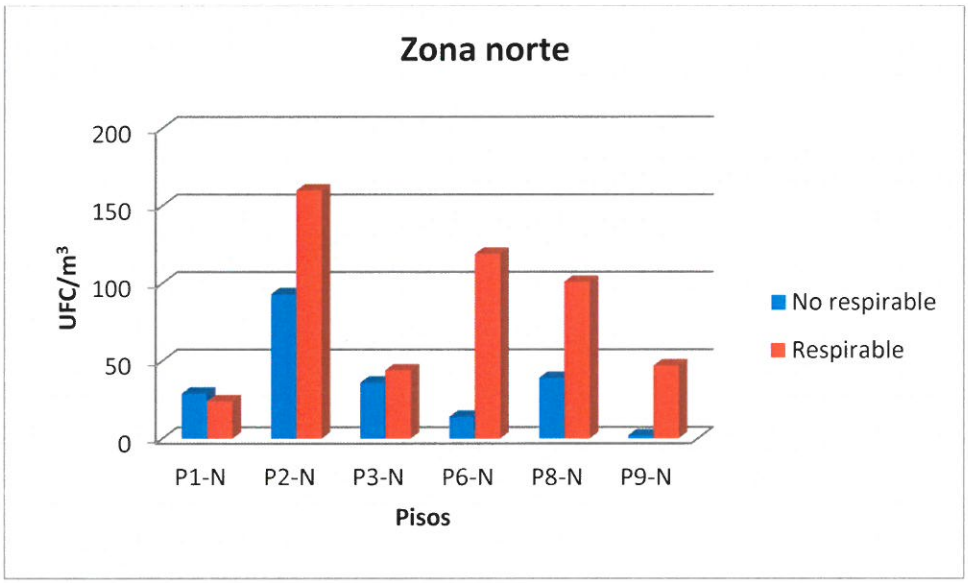
En relación a las aerobacterias Gram negativas, se logró su aislamiento en los pisos, 1, 2, 3, y 6, aunque en concentraciones bajas, de 5-22 UFC/m^3 en la zona norte, y de 2-51 UFC/m^3 en la zona sur. En los pisos 8 y 9 no se detectó su presencia en el aire.

Tabla 2. Concentración de aerobacterias mesofílicas cultivables y Gram negativas

Piso	Bacterias mesofílicas (UFC/m^3)		Bacterias Gram negativas (UFC/m^3)	
	Norte	Sur	Norte	Sur
1	53	143	22	51
2	253	158	12	19
3	80	122	9	2
6	133	417	5	16
8	140	209	ND	ND
9	49	54	ND	ND

UFC/m^3: Unidades formadoras de colonias por metro cúbico de aire
ND: No detectable (< 2 UFC/ m^3)

El porcentaje de la distribución por tamaño de las aerobacterias mesofílicas cultivables se presenta en la Figura 10. Se puede observar claramente que la mayor concentración de bacterias se colectó en la etapa 2 del muestreador Andersen (92% de las muestras), que corresponde a la fracción respirable, es decir, partículas con un diámetro aerodinámico <5 µm.



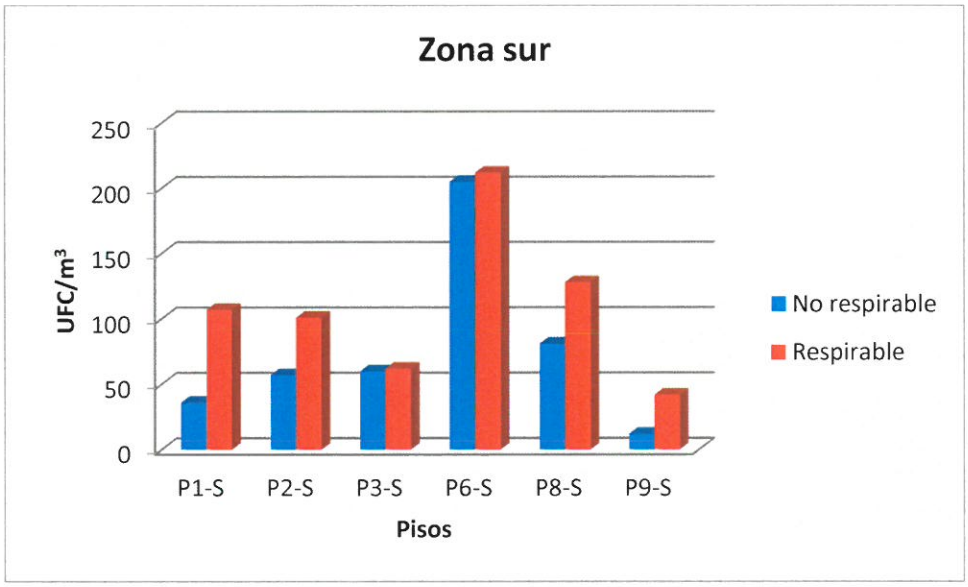


Figura 10. Distribución por tamaños de las aerobacterias mesofílicas cultivables en el muestreador Andersen de dos etapas.

En el caso de las aerobacterias Gram negativas, el 62.5 % se colectaron en la fracción respirable (etapa 2 del equipo Andersen), y el 37.5 % en la fracción no respirable (etapa 1), con un diámetro aerodinámico > 5µm (gráfica no presentada).

Estos resultados indican que la mayoría de las partículas generadas son finas, por lo que pueden permanecer suspendidas en el aire por un tiempo mayor. Además, las partículas <5µm al ser inhaladas pueden llegar a la región alveolar y causar inflamación o infecciones.

En la Figura 11 se presentan dos cajas de Petri con desarrollo de bacterias mesofílicas (medio TSA) colectadas en la zona sur del piso 6.

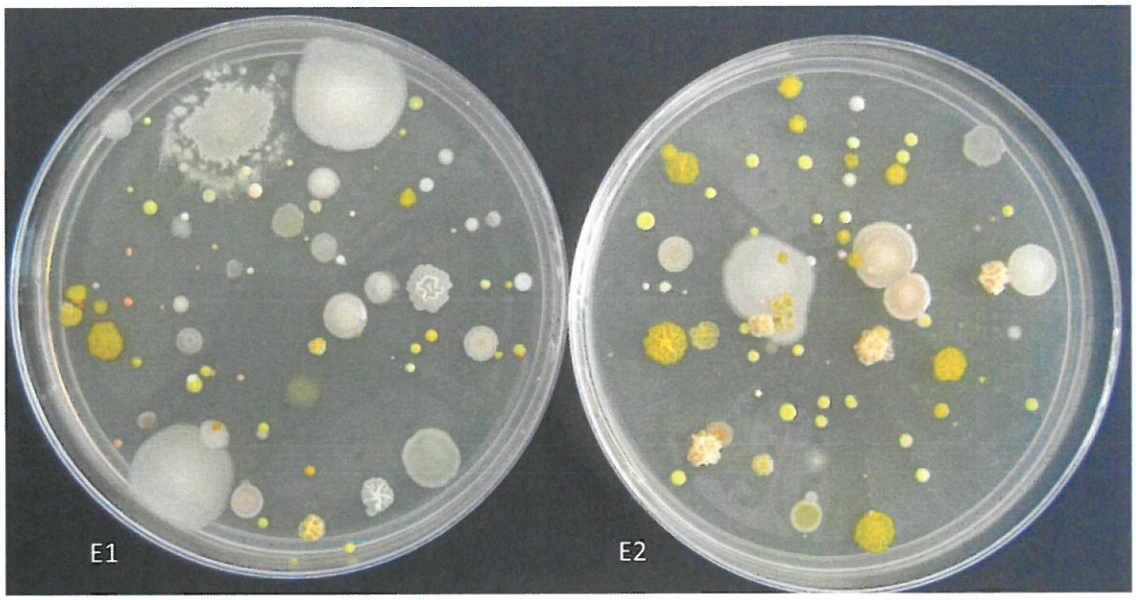


Figura 11. Bacterias mesofílicas aisladas del aire (etapas 1 y 2 del muestreador Andersen).

La mayor parte de las bacterias aisladas del aire fueron Gram positivas, siendo los géneros más abundantes *Micrococcus*, *Bacillus*, *Staphylococcus* y *Kocuria* (Figura 12). Entre las bacterias Gram negativas predominó *Pantoea* spp. y *Sphingomonas* (Tabla 3). Algunas de las bacterias aisladas no pudieron ser identificadas con el sistema Vitek II.

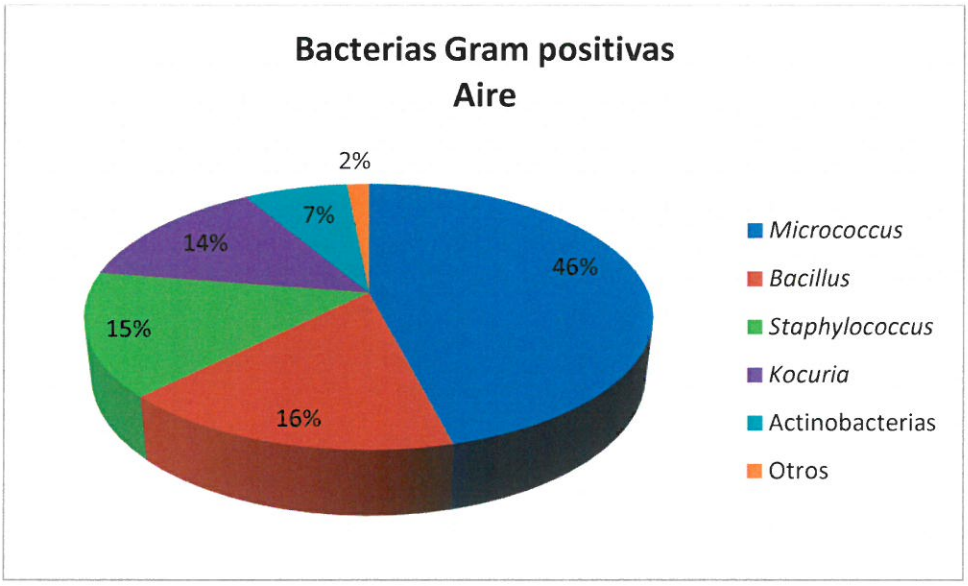


Figura 12. Géneros de bacterias Gram positivas aisladas del aire.

Tabla 3. Bacterias identificadas del aire

Bacterias Gram positivas
Bacillus spp. *Globicatella sanguinis* *Kocuria kristinae* *Kocuria rosea* *Kocuria varians* *Micrococcus luteus* *Staphylococcus cohnii* *Staphylococcus epidermidis* *Staphylococcus haemolyticus* Actinobacterias
Bacterias Gram negativas
Pantoea spp. *Sphingomonas paucimobilis*

Staphylococcus y *Micrococcus* pertenecen a la Familia *Micrococcaceae*, que comprende cocos Gram positivos, no exigentes, catalasa positivos, agrupados en racimos, aerobios o anaerobios facultativos. Los *Staphylococcus* están presentes en la mucosa y piel de los humanos, otros mamíferos y aves. Algunas especies, como *S. aureus*, se asocian con enfermedades en humanos. Los miembros del género *Micrococcus* se han aislado de la piel de humanos y animales, del agua y del suelo. Aunque no forman esporas, pueden crecer en ambientes con poco agua, sobreviviendo por largos períodos de tiempo. *Micrococcus* es generalmente un organismo comensal o saprofítico, aunque podría ser un patógeno oportunista en pacientes con inmunodeficiencia.

Bacillus es un género de bacterias que forman endosporas centrales, resistentes a las altas temperaturas y a los desinfectantes químicos comunes. Son organismos saprófitos, viven en el suelo y agua; pueden ser contaminantes de alimentos. Algunas especies son patógenas en animales y el hombre.

Pantoea spp. es un bacilo Gram negativo, aerobio facultativo, perteneciente a la Familia *Enterobacteriaceae*. Es un organismo ubicuo, se ha encontrado en plantas, suelo, agua y heces de animales y humanos. Es patógeno de plantas y puede causar infecciones en pacientes inmunocomprometidos (Cruz, *et al.*, 2007).

El género *Sphingomonas* incluye 13 especies de bacilos gramnegativos no fermentadores, aerobios estrictos, pertenecen a la familia *Sphingomonadaceae*, siendo *Sphingomonas paucimobilis* la única especie descrita en infecciones humanas. Es una bacteria ubicua en medios acuosos, suelo y puede ser aislada del ambiente hospitalario. *Sphyngomonas* spp. tiene una baja virulencia y las infecciones se caracterizan por su baja mortalidad (Martínez y Ovalle, 2013).

Para hacer una evaluación correcta de los resultados obtenidos en este estudio, es necesario considerar que los microorganismos son un componente normal y esencial en todos los ambientes por su capacidad de descomponer moléculas complejas encontradas en la materia orgánica, por lo tanto es común encontrar bacterias, hongos, sus estructuras reproductivas o componentes celulares de los mismos, en el suelo o suspendidos en la atmósfera. En un ambiente intramuros las bacterias pueden ser acarreadas del exterior por las corrientes de aire a través de puertas y ventanas. Bajo condiciones normales, la concentración de bacterias encontrada en la atmósfera de intramuros debe ser significativamente menor a la de extramuros; sin embargo, ciertos factores como son la humedad, la temperatura, la luz, la presencia de alfombras, mascotas, plantas, sistemas de aire acondicionado sin mantenimiento, número de habitantes, programas de limpieza, etc., pueden crear un desbalance ambiental e incrementar las concentraciones de bacterias en el interior (Burge, 1990).

En este estudio se obtuvieron concentraciones bajas de aerobacterias. Si bien no existen a la fecha normas que regulen la contaminación microbiológica en el interior de las construcciones, se han propuesto diferentes niveles, dependiendo del uso ocupacional de los edificios. Para un ambiente no industrial, como puede ser el domiciliario, de oficinas o escuelas, se proponen ≤1000 UFC/m^3 de aire, de

especies combinadas de microorganismos (OSHA, 2008). A pesar de que este nivel no puede ser usado para predecir algún efecto adverso hacia la salud, ya que no toma en cuenta el tipo de microorganismo, ayuda a visualizar el problema potencial de la edificación.

La concentración más alta de bacterias cultivables en el presente trabajo fue de 417 UFC/m^3, encontrándose por debajo del nivel propuesto de bioaerosoles (≤1000 UFC/m^3). El número de aerobacterias Gram negativas fue aún menor, con un valor máximo de 51 UFC/m^3, por lo que podemos concluir que no se encuentra una fuente puntual de contaminación de estas bacterias dentro de las oficinas. Sin embargo la presencia de *Pantoea* y *Sphingomonas* en el aire, nos indica que muy probablemente estas bacterias provengan de las plantas que se encuentran en las macetas repartidas por los diferentes pisos del edificio.

Comparando estos resultados con reportes de estudios realizados en oficinas, donde se han encontrado concentraciones promedio de aerobacterias mesofílicas totales de 280 UFC/m^3 (Tsai *et al.*, 2002); en oficinas con pisos alfombrados entre 44 - 450 UFC/m^3, con una media de 177 UFC/m^3 (Bouillard *et al.*, 2005); y en oficinas con el síndrome del edificio enfermo de hasta 2304 UFC/m^3 (Wong *et al.*, 2008); se puede observar que el número máximo de aerobacterias registradas en nuestra investigación se encuentra por debajo de las reportadas en otros estudios, concluyendo, de manera general, que hasta el momento en el edificio de CONAMED se encuentra un ambiente intramuros sin problemas de contaminación aerobiológica por bacterias.

1.2 Propágulos fúngicos del aire

En la Tabla 4 se presentan las concentraciones de propágulos fúngicos obtenidos durante el período de muestreo. En el ala norte del edificio, la concentración máxima detectable fue la registrada en el piso 3, con un valor de 181 UFC/m^3, y la mínima se obtuvo en el piso 2, con una concentración de 43 UFC/m^3 la media aritmética fue de 101 UFC/m^3. Mientras que en el ala sur, la concentración máxima detectable fue la registrada en el piso 2, con un valor de 224 UFC/m^3, y la mínima se obtuvo en el piso 9, con una concentración de 31 UFC/m^3 y una media aritmética de 104 UFC/m^3. Como se puede observar no se encontró diferencia estadística entre las concentraciones de propágulos fúngicos aislados en las alas norte y sur del edificio.

También cabe mencionar que en ninguno de los casos se superó la concentración de 1000 UFC/m^3 que es la concentración límite permisible propuesto para propágulos fúngicos en ambientes ocupacionales, específicamente oficinas con sistemas de aire acondicionado (Wu *et al.*, 2005). Sin embargo, no podemos dejar de considerar que una exposición crónica también es motivo de riesgo aunque las concentraciones sean bajas.

Tabla 4. Concentración de propágulos fúngicos cultivables suspendidos en el aire

Piso	Propágulos fúngicos suspendidos (UFC/m^3)	
	Norte	Sur
1	114	65
2	90	224
3	181	51
6	90	190
8	43	62
9	88	31

UFC/m^3: Unidades formadoras de colonias por metro cúbico de aire
ND: No detectable (< 2 UFC/ m^3)

El porcentaje de la distribución por tamaño de los propágulos fúngicos cultivables se observa en la Figura 13. En esta gráfica se muestra claramente que la mayor concentración de propágulos fúngicos se colectó en la etapa 2 del muestreador Andersen (71% para el ala norte, y 91% para el ala sur), que corresponde a la fracción respirable.

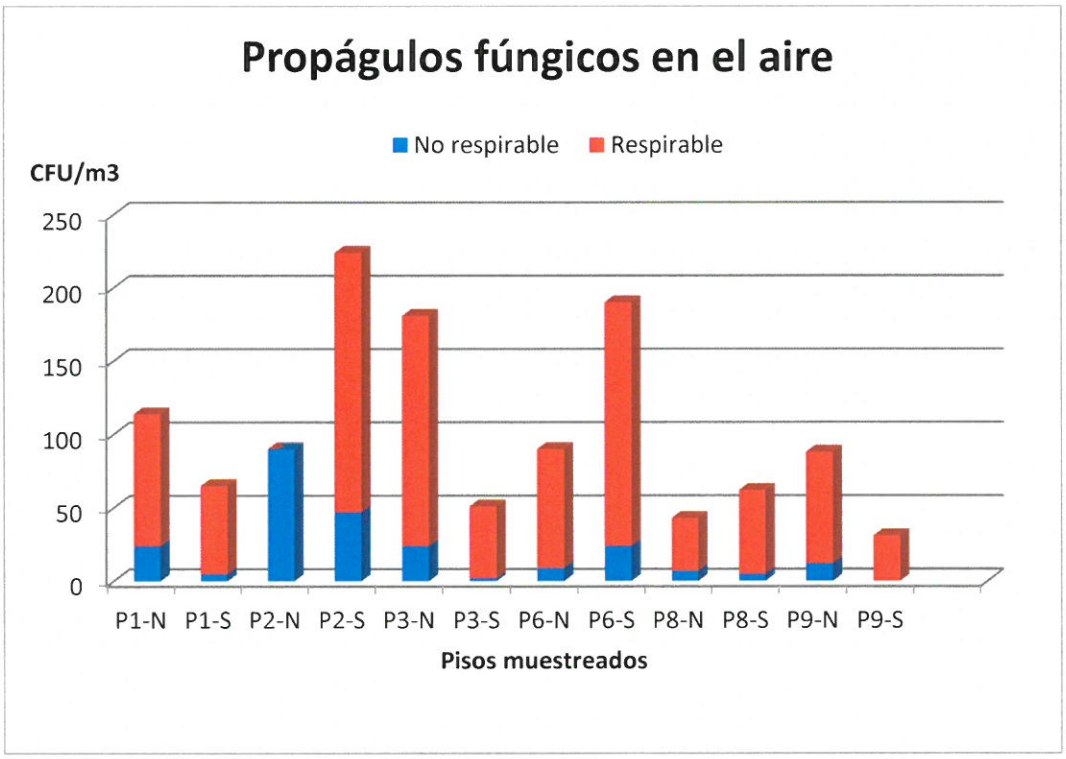


Figura 13. Distribución por tamaños de los propágulos fúngicos en el muestreador Andersen de dos etapas.

Este fenómeno se debe a que las esporas de los géneros de hongos más abundantes reportados son menores a <5 µm, como es el caso de *Cladosporium, Penicillium* y *Aspergillus*, cuyas esporas miden aproximadamente de 1- 4.5 µm. Esta característica confiere la posibilidad de que estas esporas ingresen a sitios profundos del sistema respiratorio, dificultando su salida por exhalación, representando un riesgo para la salud por su potencial alérgeno, ya que son capaces de desarrollar padecimientos como asma y alveolitis. Es común encontrar propágulos fúngicos en el aire de intramuros, ya que estos tienen la capacidad de colonizar diferentes materiales como papel, madera, tela, vidrio, pintura, etc., principalmente cuando existe humedad en estas superficies (Tabla 5).

Otro factor que favorece el desarrollo de hongos en estos ambientes, es la presencia de plantas colocadas en macetas o en agua, ya que la tierra de las mismas constituye uno de los mejores sustratos para su desarrollo (Flannigan, 1993), al igual que la presencia de alfombras que constituyen un reservorio y fuente de dispersión para los microorganismos.

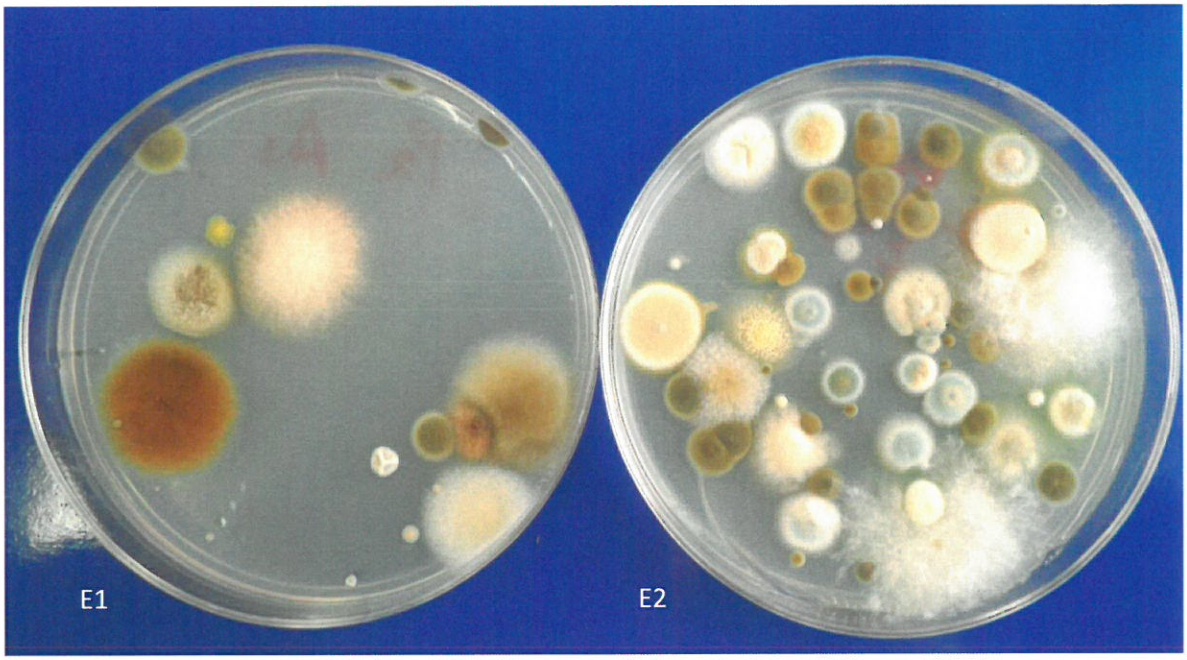


Figura 14. Propágulos fúngicos aislados del aire del piso 2 ala sur (etapas 1 y 2 del muestreador Andersen).

Dentro de los géneros de hongos aislados del aire se encuentran con mayor abundancia y frecuencia a *Cladosporium, Penicillium* y *Aspergillus,* además de otros géneros menos abundantes como *Alternaria, Fusarium, Aureobasidium, Geotrichum, Paecilomyces, Stemphylium, Rhizopus, Mucor,* levaduras y micelio

estéril. Cabe resaltar que se realizó la búsqueda intencionada de *Stachybotrys* no encontrándose indicios de su presencia.

Los géneros aislados son los comúnmente reportados como cosmopolitas, sin embargo *Penicillium* y *Aspergillus* debido al tamaño de sus esporas (1-4 μm) representan un riesgo mayor (Wu *et al.*, 2005).

Tabla 5. Características de los géneros de hongos más abundantes

Género	Características
Cladosporium	Especies de *Cladosporium* son muy comunes en los humedales, bosques y jardines, crecen en materia orgánica en descomposición, es un hongo común en el suelo y la basura; es un invasor secundario de material vegetal. Se encuentra a menudo creciendo dentro de una variedad de materiales, incluyendo la construcción. Puede causar infecciones oportunistas en pacientes inmunocomprometidos
Penicillium	*Penicillium* es un género encontrado en todas partes, siendo comúnmente el género de hongos más abundante en suelos. La fácil proliferación de *Penicillium* en los alimentos es un problema. Algunas especies producen toxinas y pueden hacer el alimento no comestible o riesgoso para la salud.
Aspergillus	*Aspergillus* es un hongo filamentoso. Su hábitat natural es el heno y el compostaje. Es un hongo oportunista y puede afectar a personas inmunocomprometidas.
Alternaria	Género que engloba unas 50 especies de distribución cosmopolita. Sus conidios pueden aparecer solitarios o en cadenas cortas, con una forma típica de pera, con septos tanto transversales como longitudinales. Se encuentran en el aire, suelo, en residuos húmedos de materia orgánica. También puede encontrarse en el interior de las casas sobre fibras textiles, creciendo a expensas de keroseno, lana, alimentos y zonas húmedas de la pared. Es capaz de deteriorar diversos sustratos, grano almacenado, madera y material celulósico en general.

2. Partículas biológicas no cultivables: granos de polen y esporas fúngicas del aire

En la Figura 15 se observan las laminillas de impactación con partículas del aire muestreados con el Allergenco en cada uno de los pisos, en algunas de ellas es clara la presencia de altas concentraciones representadas como bandas negras, (por ejemplo, piso 6), sin embargo en el resto de las laminillas no muestran este patrón de bandeo.

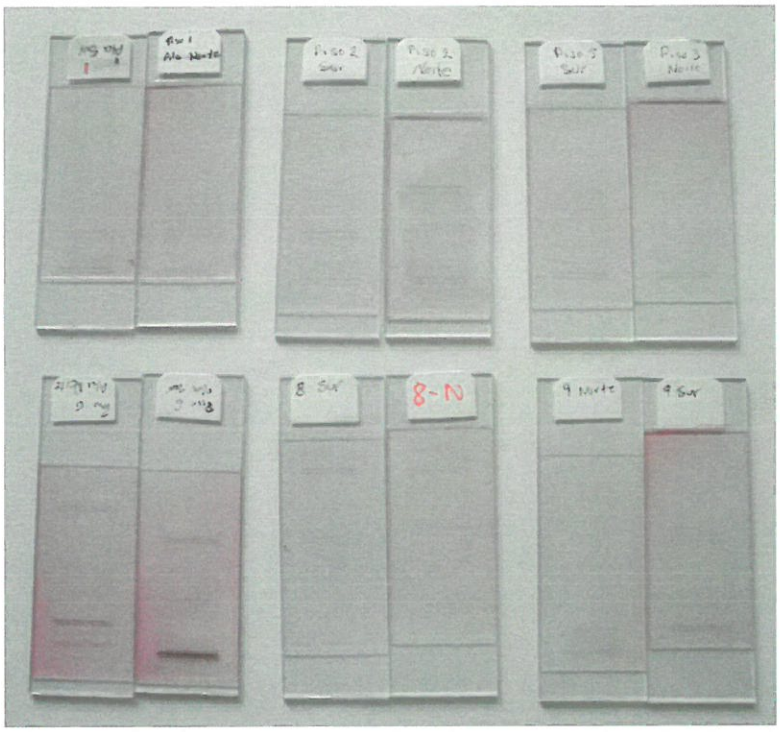
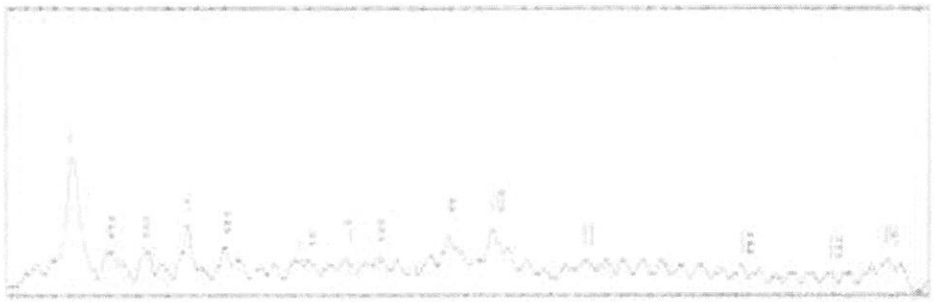


Figura 15. Laminilllas de impactación de partículas colectadas del aire con el muestreador allergenco.

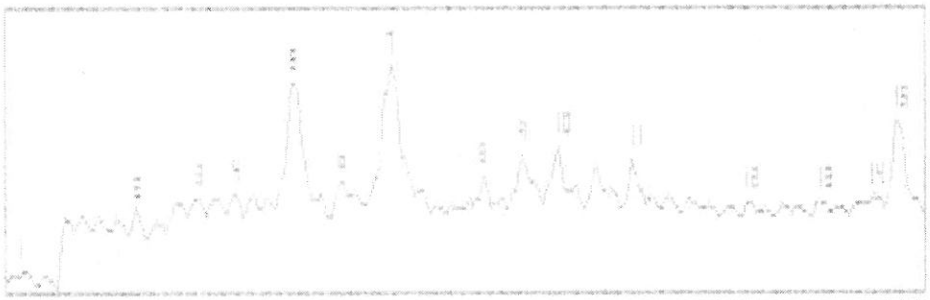
El análisis densitométrico nos muestra la variación horaria de partículas impactadas en cada uno de los pisos muestreados. Las lecturas revelan un patrón semejante de distribución, donde las concentraciones de partículas son bajas y muy semejantes entre las diferentes alas del edificio. (Figura 16).

Sólo en el caso del piso 6 en donde se observa un mayor número de picos correspondientes a los horarios de actividad del personal (16:00 y 18:00 h), aunado a que es el piso donde existe mayor número de trabajadores, posteriormente se observa una disminución de partículas por la noche para incrementarse nuevamente por la mañana, aproximadamente a las 8:00 a.m. (Figura 17).



#	Peak Position	AREA	HT	#	Peak Position	AREA	HT
1	0.360	817	123	8	2.040	325	32
2	0.580	225	38	9	2.420	514	52
3	0.760	240	39	10	2.640	643	59
4	0.980	281	59	11	3.140	1030	29
5	1.280	276	42	12	3.900	158	45
6	1.660	377	38	13	4.480	216	19
7	1.860	196	32	14	4.780	307	30

Figura 16. Lectura en el densitómetro de las partículas del aire impactadas en las placas de colecta del Allergenco, ala sur del piso 9.



#	Peak Position	AREA	HT	#	Peak Position	AREA	HT
1	0.100	127	16	8	2.600	1316	103
2	0.720	1572	74	9	2.820	795	122
3	1.060	934	85	10	3.020	987	130
4	1.260	860	87	11	3.420	3004	119
5	1.580	2153	189	12	4.040	1165	81
6	1.840	633	100	13	4.440	1183	82
7	2.100	2544	206	14	4.720	543	84

Figura 17. Distribución horaria de partículas colectadas en el ala norte del aire del piso 6.