

Caracterización del riesgo por la presencia de bioaerosoles en el área de urgencias de una clínica privada de cuarto (IV) nivel en Bogotá

Lesly Natalia Moreno Rodriguez

Paula Alejandra Villamil Jimenez

Universidad Santo Tomás
Facultad de Ciencias Ambientales, Ingeniería ambiental.
Bogotá D.C., Colombia
2025

Caracterización del riesgo por la presencia de bioaerosoles en el área de urgencias de una clínica privada de cuarto (IV) nivel en Bogotá

Lesly Natalia Moreno Rodriguez

Paula Alejandra Villamil Jimenez

Trabajo de grado para optar el título de **Ingeniera Ambiental**

Director (a):
Johan Alexander Álvarez Berrio
Magister en Toxicología

Codirectora
Diana Gisset Vela Aparicio
PhD. Biotecnología

Universidad Santo Tomás
Facultad de Ciencias Ambientales, Ingeniería ambiental.
Bogotá D.C., Colombia
2025

Agradecimientos

A nuestras familias, por habernos brindado la oportunidad de formarnos como profesionales, por su apoyo incondicional, comprensión y amor durante todo este proceso.

A nuestro asesor y amigo Johan Álvarez, por orientarnos con paciencia y sabiduría a lo largo de la investigación. Su experiencia y guía fueron fundamentales para la realización de este trabajo.

A la profesora Diana Vela, por su paciencia, acompañamiento y orientación en la resolución de las dudas e inquietudes que surgieron durante el proceso. Su apoyo fue esencial para llevar a cabo esta investigación.

A Paula, por haber sido un pilar fundamental en mi proceso como estudiante; por compartir conmigo cada uno de los logros y dificultades que se presentaron en el camino. Gracias por las conversaciones, las risas y por la forma en que, juntas, supimos salir adelante. Hoy llegamos hasta aquí, y me alegra poder cerrar esta etapa como la comenzamos: juntas.

A Lesly, por haber estado a mi lado desde el primer día de esta aventura. Gracias por acompañarme en cada idea, en cada risa compartida y en cada momento de duda y búsqueda de soluciones. Tu apoyo constante me ayudó a crecer no solo como estudiante y profesional, sino también como persona. Gracias por tu paciencia, por recordarme siempre que todo se puede lograr con una sonrisa y por enseñarme que la verdadera amistad hace que cualquier camino sea más ligero. Me siento profundamente agradecida y feliz de haber culminado este proceso contigo a mi lado.

Resumen

Esta investigación presenta los resultados de un estudio sobre la calidad microbiana del aire realizado en el área de urgencias de una clínica privada de cuarto (IV) nivel en Bogotá, durante el periodo comprendido entre junio y septiembre de 2025. El objetivo principal fue caracterizar el riesgo asociado con la adquisición de infecciones nosocomiales derivadas de la presencia de bioaerosoles. Para ello, se estableció el riesgo microbiológico a partir de las concentraciones de los diferentes microorganismos en los puntos de muestreo, su implicación clínica y las variables ambientales de temperatura, humedad relativa y material particulado ($PM_{2.5}$ y PM_{10}), analizando la relación entre estas variables y las concentraciones obtenidas.

Las muestras de bacterias y hongos presentes en el aire se recolectaron mediante el método de impactación de Andersen, utilizando el equipo MAS 100-ECO. Las placas obtenidas evidenciaron una microbiota ambiental diversa, compuesta principalmente por bacterias y hongos de morfología variable. Los resultados mostraron que el punto con mayor concentración de estos microorganismos fue el pasillo de consultorios de urgencias de la EPS, donde se registró el mayor flujo de personas y pacientes dentro de toda el área de urgencias.

Palabras clave: bioaerosol, infecciones nosocomiales, material particulado, variables ambientales.

Abstract

This research presents the results of a study conducted at a private fourth-level clinic in Bogotá on the microbial quality of the air in the emergency department between June and September 2025. The main objective was to characterize the risk associated with the acquisition of nosocomial infections due to the presence of bioaerosols, establishing the risk posed by microorganisms based on their concentrations at different sampling points and their clinical implications, in addition to environmental variables such as temperature, relative humidity, and particulate matter 2.5 and 10, highlighting the relationship between the variables and the concentrations obtained. Airborne bacteria and fungi samples were collected using the Andersen impaction method, using MAS 100-ECO equipment. Plates from air sampling in the emergency department showed the presence of a diverse environmental microbiota, composed mainly of bacteria and fungi of variable morphology. The results showed that the sampling point with the highest concentrations of fungi and bacteria was the EPS emergency room corridor, where the highest flow of people and patients in the entire emergency room area was observed.

Keywords: bioaerosol, nosocomial infections, particulate matter, environmental variables.

Contenido

Resumen.....	4
Abstract	5
Lista de tablas	10
Lista de ilustraciones	11
Lista de ecuaciones	13
Introducción.....	14
1. Objetivos	16
1.1. Objetivos Generales	16
1.2. Objetivos específicos.....	16
2. Antecedentes	17
3. Marco teórico	19
3.1. Bioaerosoles	19
3.2. Infecciones nosocomiales.....	19
3.3. Método de impactación Andersen	19
3.4. Unidades Formadoras de Colonias (UFC)	20
3.5. Concentración microbiana aérea.....	20
3.6. Monitoreo microbiológico	20
3.7. Material particulado.....	21
3.8. Riesgo ambiental	21
3.9. Riesgo biológico	22
4. Referentes normativos y técnicos	24
4.1. NORMA ISO 14644-1:2015.....	24
4.2. GUÍA Guidance on Indoor Environmental Quality in Health Care Facilities (Orientación sobre la calidad ambiental interior en centros de atención sanitaria)- PAHO.....	24
4.3. NTP 299: MÉTODO PARA EL RECUENETO DE BACTERIAS Y HONGOS EN EL AIRE.....	25
4.4. RESOLUCIÓN 073 DE 2008.....	25
5. Metodología	26

5.1. Características del lugar de estudio	26
5.2. Tipo de estudio	26
5.3. Diseño experimental del muestreo.....	26
5.4. Selección de áreas	27
5.5. Cálculo de puntos de muestreo	27
5.6. Materiales y equipos	29
5.6.1. Medios de cultivo	29
5.7. Monitoreo microbiológico	33
5.8. Cuantificación de colonias	33
5.9. Registro de variables ambientales	33
5.10. Caracterización e identificación	34
5.10.1 Bacterias.....	34
5.10.2 Hongos y levaduras.....	34
5.11. Análisis de datos	34
5.12. Evaluación de riesgo.....	35
6. Resultados.....	37
6.1. Características del lugar de estudio	37
6.1.3. Estimación de la población expuesta	37
6.2. Selección de puntos de muestreo	38
6.3. Identificación de microorganismos	38
6.3.1. Bacterias	40
6.3.2. Levaduras	46
6.4. Cálculo de UFC/m ³	52
6.5. Análisis de correlación de componentes principales.....	56
6.6. Comportamiento de las concentraciones de bacterias y hongos (UFC/m ³) en la clínica	58
6.7. Promedios de UFC/m ³ para los días de muestreo	60
6.8. Comportamiento de la temperatura y humedad relativa frente a las concentraciones obtenidas	61
6.9. Mapas de Riesgo por concentración de bioaerosoles según límites de la PAHO	70
7. Cálculo de riesgo	74

8. Discusión.....	76
9. Impacto social y humanístico del proyecto.....	78
10. Conclusiones	79
11. Recomendaciones	80

Lista de Gráficas

Gráfico 1. Correlación de componentes principales	58
Gráfico 2. Promedio de bacterias y hongos – Humedad relativa	62
Gráfico 3. Promedio de bacterias y hongos – Temperatura.....	63
Gráfico 4. Promedio de bacterias y hongos – PM 2.5	64
Gráfico 5. Promedio de bacterias y hongos – PM 10.	65
Gráfico 6. Promedio de bacterias y hongos – Humedad relativa.	66
Gráfico 7. Promedio de bacterias y hongos – Temperatura.....	67
Gráfico 8. Promedio de bacterias y hongos – PM 2.5.....	68
Gráfico 9. Promedio de bacterias y hongos – PM 10.	69

Lista de tablas

Tabla 1. Ubicaciones de muestreo relacionadas con el área de sala limpia	27
Tabla 2. Número de puntos de muestreo.	28
Tabla 3. Ajuste de número de puntos de muestreo.	29
Tabla 4. Clasificación del riesgo.....	35
Tabla 5. Resultado de conteo de colonias y cálculo de UFC de bacterias por m3 el miércoles.	52
Tabla 6. Resultado de conteo de colonias y cálculo de UFC de bacterias el día jueves por m3.....	53
Tabla 7.Resultado de conteo de colonias y cálculo de UFC de hongos el miércoles por m3.....	54
Tabla 8. Resultado de conteo de colonias y cálculo de UFC de hongos el jueves por m3.....	55
Tabla 9. Comportamiento de las concentraciones UFC/m3 de bacterias y hongos.	59
Tabla 10. Promedios de UFC/m3 para los días de muestreo	60
Tabla 11. Promedios de UFC/m3 para los días de muestreo	61
Tabla 12. Cálculo de riesgo.....	74

Lista de ilustraciones

Ilustración 1. Mapa de distribución puntos de muestreo en el área de urgencias.	¡Error!
Marcador no definido.	
Ilustración 2. Mapa de Concentración bacteriana día de alto flujo área de urgencias.....	70
Ilustración 3. Mapa de Concentración bacteriana día de bajo flujo área de urgencias.....	71
Ilustración 4. Mapa de Concentración fúngica día de alto flujo área de urgencias.....	72
Ilustración 5. Mapa de Concentración fúngica día de bajo flujo área de urgencias.....	73

Lista de imágenes

Imagen 1. Fotografía de la colonia	40
Imagen 2. Observación microscópica aumento 1000x	40
Imagen 3. Fotografía de colonia	41
Imagen 4 Observación microscópica aumento 1000x	41
Imagen 5. Fotografía de colonia analizada.....	42
Imagen 6. Observación microscópica aumento 1000x	43
Imagen 7. Fotografía de colonia analizada.....	44
Imagen 8. Observación microscópica aumento 1000x	44
Imagen 9. Fotografía de colonia analizada.....	45
Imagen 10. Observación microscópica aumento 1000x	45
Imagen 11. Fotografía de la colonia	46
Imagen 12. Observación microscópica aumento 1000x	46
Imagen 13. Fotografía de la colonia	48
Imagen 14. Fotografía de la colonia	49
Imagen 15. Fotografía de la colonia	50
Imagen 16. Fotografía de la colonia	51
Imagen 17. Fotografía de la colonia	52

Lista de ecuaciones

Ecuación 1 Concentración de colonias por metro cúbico.	33
Ecuación 2. Cálculo del riesgo total.	35

Introducción

Los bioaerosoles son partículas microscópicas suspendidas en el aire que pueden contener microorganismos patógenos como bacterias, virus y hongos. En entornos clínicos, representan una seria amenaza para la salud pública y la seguridad del personal médico, quienes durante su permanencia en los servicios de salud se encuentran en constante contacto con ellos. Estas partículas se dispersan con facilidad al ser generadas durante procedimientos médicos realizados a pacientes con enfermedades infecciosas, lo que aumenta el riesgo de transmisión de patógeno [1].

Su propagación se ve intensificada por múltiples factores. La alta circulación de personas en áreas como urgencias genera movimientos de aire que facilitan su dispersión, mientras que la deficiencia en los sistemas de ventilación impide una adecuada filtración y renovación del aire [2]. Además, condiciones ambientales inadecuadas como la falta de control de temperatura o humedad favorecen la proliferación microbiana [3], incrementando así el riesgo de infección tanto para pacientes como para el personal sanitario [4].

El control de bioaerosoles resulta fundamental para prevenir Las infecciones asociadas a la atención sanitaria (IAAS), definidas como aquellas que los pacientes adquieren como consecuencia de recibir atención médica, independientemente del lugar donde esta se brinde, ya sea en hospitales, clínicas ambulatorias o centros de atención domiciliaria [5]. Dentro de este grupo se encuentran las infecciones nosocomiales que según, La Organización Mundial de la Salud son aquellas que aparecen en pacientes durante su estancia en un hospital o centro de salud y que no estaban presentes ni en período de incubación al momento del ingreso. Esta definición incluye tanto las infecciones que se manifiestan después del alta como las infecciones ocupacionales que afectan al personal sanitario [6].

En la Unión Europea y el Espacio Económico Europeo se registran más de 3,5 millones de casos de IAAS anuales, con más de 90.000 muertes [1]. En Estados Unidos, alrededor de 1,7 millones de pacientes hospitalizados adquieren alguna IAAS cada año y más de 98.000 fallecen por esta causa [5]. En Colombia, durante 2023 se notificaron 142 brotes de IAAS, con un incremento del 20,4% respecto al año anterior. En 2024, se reportaron 123 brotes, de los cuales las enfermedades respiratorias y la gastroenteritis representaron la segunda causa de morbilidad, con una incidencia del 21%. Del total de brotes, el 22% estuvo relacionado con infecciones adquiridas durante la estancia del paciente en las unidades médicas [4].

Las infecciones intrahospitalarias siguen siendo una de las principales causas de morbilidad y mortalidad a nivel mundial, y los bioaerosoles desempeñan un papel clave en su transmisión [6]. Las áreas de alta rotación, como urgencias, concentran mayor riesgo por la constante afluencia de pacientes y diversidad de patologías [7]. Desde la perspectiva de la Ingeniería Ambiental y el saneamiento, el control de bioaerosoles es esencial para mejorar la calidad del aire hospitalario, prevenir infecciones y fortalecer la gestión de riesgos ambientales en los entornos clínicos, contribuyendo así a una atención sanitaria más segura.

Para el desarrollo de este estudio se seleccionó el área de urgencias de una clínica privada de cuarto (IV) nivel en Bogotá, la cual, según información brindada por el personal de salud, atiende en promedio 250 pacientes al día con tres picos de afluencia. Sin embargo, a pesar de su alta demanda, la presencia y concentración de bioaerosoles en estos entornos (clínicas de cuarto nivel) no ha sido suficientemente estudiada, lo que evidencia un vacío de conocimiento.

Para efectos del estudio, se aplicó la metodología utilizada en el artículo "Caracterización del riesgo por la presencia de bioaerosoles en el área de urgencias del hospital Mederi" [8], la cual propone evaluar el riesgo ambiental mediante la asignación de puntajes según los niveles de concentración de microorganismos y su importancia clínica, con el fin de orientar estrategias efectivas de control y prevención.

Por todo lo anterior, esta investigación presenta la caracterización del riesgo asociado a la adquisición de infecciones intrahospitalarias por la presencia de bioaerosoles en una clínica privada de cuarto (IV) nivel. Este riesgo se estableció a partir de las concentraciones de microorganismos en los diferentes puntos de muestreo y su implicación clínica, además de la correlación con variables ambientales (temperatura, humedad relativa, PM2.5 y PM10). Las placas procedentes del muestreo de aire realizado en el área de urgencias evidenciaron la presencia de una microbiota ambiental diversa, compuesta principalmente por bacterias y hongos de morfología variable. Se evidenció mayor concentración de estos microorganismos en el pasillo de consultorios de urgencias de la EPS, debido al flujo de personas y pacientes, y a la poca ventilación con la que cuenta esta zona.

1. Objetivos

1.1. Objetivos Generales

- Caracterizar el riesgo asociado a la adquisición de infecciones intrahospitalarias por la presencia de bioaerosoles en el área de urgencias de una clínica privada de cuarto (IV) nivel en Bogotá.

1.2. Objetivos específicos

- Determinar la presencia y concentración de bioaerosoles en el área de urgencias de la clínica.
- Evaluar la influencia de variables ambientales como temperatura, humedad relativa, velocidad del viento y material particulado en la concentración de bioaerosoles
- Caracterizar el riesgo a partir de los resultados obtenidos.

2. Antecedentes

La calidad del aire en ambientes cerrados, especialmente en entornos hospitalarios y espacios donde se concentra una gran cantidad de personas vulnerables, como ancianos y mercados, es un factor crítico para la salud pública. Los bioaerosoles, partículas biológicas en suspensión en el aire que incluyen bacterias, virus, hongos y alérgenos, han sido reconocidos como uno de los principales vectores de transmisión de infecciones respiratorias. Estos aerosoles pueden tener un gran impacto en la salud, en especial en individuos con sistemas inmunológicos comprometidos, como pacientes hospitalizados, adultos mayores y niños.

En investigaciones internacionales, como la realizada por Maldonado Vega et al. (2014) en México, se analizó la presencia de bioaerosoles y la calidad del aire en dos hospitales. El estudio reveló que estos microorganismos estaban presentes en ambas instalaciones, con concentraciones significativamente más altas en áreas críticas como urgencias y cuidados intensivos. Entre los bioaerosoles bacterianos identificados destacaron *Staphylococcus aureus* y *Pseudomonas aeruginosa*, mientras que los hongos predominantes fueron *Aspergillus spp.*, *Alternaria spp.* y *Cladosporium spp.* [9].

Por su parte, el estudio "Enfermedades infecciosas y emergentes: Ecuador" destacó que, para el año 2024, los ambientes hospitalarios y clínicos en Ecuador representan puntos críticos para la transmisión de patógenos emergentes, en particular aquellos asociados a infecciones respiratorias y microorganismos resistentes. Las condiciones de hacinamiento, la circulación constante de pacientes y el uso de equipos médicos invasivos incrementan el riesgo de transmisión de bacterias y hongos oportunistas. Asimismo, se evidenció que algunos agentes como *Escherichia coli*, *Klebsiella spp.*, *Pseudomonas spp.*, *Candida spp.* y otros microorganismos de importancia clínica han mostrado patrones de resistencia antimicrobiana que dificultan su control [9].

En Europa, Rydzewska y Bożym (2018) [10] realizaron un estudio en varios hospitales de Polonia con el fin de analizar cómo las características estructurales y los sistemas de ventilación influyen directamente en la carga microbiana del aire hospitalario. Los resultados demostraron que la calidad microbiológica del aire en hospitales está fuertemente influenciada por la antigüedad del edificio y el tipo de ventilación. Los hospitales antiguos y aquellos con ventilación natural presentaron mayores concentraciones de bacterias y hongos en el aire, mientras que las instalaciones con ventilación mecánica controlada mostraron niveles más bajos de contaminación. Los autores señalaron que áreas de alto tránsito, como pasillos y urgencias, registran mayores cargas microbianas debido al movimiento constante de personas y la resuspensión de partículas. En conjunto, el estudio evidenció que una ventilación adecuada y una infraestructura en buen estado son esenciales para reducir la presencia de bioaerosoles y prevenir infecciones intrahospitalarias, aportando información relevante para investigaciones que evalúan la calidad del aire en entornos clínicos.

En la misma línea, la Organización Mundial de la Salud (2020) [6] ha destacado la importancia de controlar estos agentes biológicos como parte de las estrategias para prevenir infecciones en centros de atención médica, proporcionando lineamientos específicos para su gestión.

Una investigación llevada a cabo por la Universidad de La Salle en el área de urgencias de un hospital de segundo nivel en la localidad de Engativá, Bogotá, tuvo como objetivo principal determinar la concentración de bioaerosoles en el área de urgencias y evaluar el riesgo que estos representan para la salud de los pacientes. Los resultados mostraron que la presencia de bioaerosoles era considerable, especialmente en áreas de atención directa a pacientes, lo que aumentaba el riesgo de infecciones respiratorias. Este estudio destacó la necesidad de implementar medidas preventivas, como la mejora en los sistemas de ventilación y filtración del aire, para reducir el riesgo de transmisión de infecciones [11].

En esta línea, un estudio realizado en el Hospital de Suba, institución de nivel II, evaluó la posible correlación entre la presencia de bioaerosoles en el ambiente intrahospitalario y la transmisión de infecciones respiratorias nosocomiales. Los resultados evidenciaron que dichas infecciones eran facilitadas por la presencia de bioaerosoles, especialmente en áreas de alto flujo de pacientes, como urgencias y unidades de cuidados intensivos, donde se registraron las concentraciones más elevadas. Esto puso de manifiesto un riesgo considerable de contagio en dichas zonas [12]. Ambos estudios destacan la necesidad de implementar estrategias efectivas para el control de la calidad del aire con el fin de mitigar estos riesgos. De manera similar, en el Hospital Universitario Mayor Méderi, institución de nivel IV en Bogotá, se llevó a cabo un análisis del riesgo asociado a los bioaerosoles en el área de urgencias. El estudio identificó un riesgo significativo de transmisión de infecciones respiratorias debido a un control inadecuado de la calidad del aire, subrayando que incluso los hospitales de mayor nivel de complejidad enfrentan importantes desafíos en la gestión de este aspecto [13].

Por otro lado, las instituciones no hospitalarias, como hogares geriátricos, instituciones educativas y plazas de mercado también han sido objeto de investigaciones debido a la alta vulnerabilidad de sus poblaciones frente a los bioaerosoles. En Yacopí, Cundinamarca, un estudio sobre la caracterización de estas partículas en estos ambientes mostró una presencia significativa de microorganismos patógenos que pueden desencadenar enfermedades respiratorias, evidenciando la necesidad de medidas preventivas y de control en estos espacios [14].

3. Marco teórico

3.1. Bioaerosoles

Los bioaerosoles son partículas de origen biológico suspendidas en el aire, que incluyen hongos, bacterias, virus, polen, así como fragmentos de estos organismos o sus productos metabólicos. En su mayoría, tienen un origen natural y están presentes en el ambiente. Sin embargo, su exposición puede representar un riesgo adicional para la salud, especialmente en personas inmunodeprimidas, alérgicas o con enfermedades respiratorias, quienes constituyen grupos particularmente vulnerables [15].

En los bioaerosoles hospitalarios se han identificado diversas bacterias y hongos con potencial patogénico. Entre las bacterias más comunes se encuentran *Staphylococcus aureus*, incluidas cepas resistentes como MRSA [16], *Pseudomonas aeruginosa*, *Acinetobacter spp.*, *Klebsiella pneumoniae*, *Escherichia coli*, *Streptococcus pneumoniae*, *Mycobacterium tuberculosis* y *Legionella pneumophila*, todas ellas asociadas con infecciones respiratorias, del tracto urinario, septicemia y otras afecciones intrahospitalarias [17]. Por otro lado, los hongos más frecuentemente aislados incluyen especies del género *Aspergillus* (como *A. fumigatus*, *A. flavus* y *A. niger*), *Candida spp.* (*C. albicans*, *C. parapsilosis*, *C. glabrata*), *Penicillium spp.*, *Cladosporium spp.*, *Fusarium spp.* y los hongos mucorales (*Mucor* y *Rhizopus*), los cuales pueden causar infecciones invasivas, especialmente en pacientes inmunocomprometidos [18]. La identificación de estos microorganismos se realiza mediante cultivos en medios específicos, técnicas moleculares como PCR y secuenciación de ADN, así como el uso de impactadores de bioaerosoles y muestreadores en placas de sedimentación [16].

3.2. Infecciones nosocomiales

Las infecciones nosocomiales (también conocidas como infecciones intrahospitalarias) son aquellas infecciones que se adquieren durante la estancia de un paciente en un hospital o centro de salud. En el momento de la admisión del paciente, estas infecciones no estaban en incubación, sino que se desarrollan durante su tratamiento o estancia en el hospital. Las infecciones que ocurren más de 48h después del ingreso suelen considerarse intrahospitalarias. Ahora el concepto de infección relacionada con la asistencia sanitaria ha traspasado claramente el marco del hospital [19]. Estas infecciones pueden causarse por microorganismos, incluyendo bacterias, virus, hongos y parásitos. Son una preocupación importante en la medicina y la salud pública debido a su impacto en la morbilidad y mortalidad de los pacientes, así como en los costos para los sistemas de salud.

3.3. Método de impactación Andersen

El método de impactación de Andersen es una técnica utilizada para el muestreo de microorganismos presentes en el aire, especialmente bacterias y hongos, mediante un dispositivo denominado impactador de Andersen. Este instrumento, desarrollado por el científico R. L. Andersen, permite la captura de partículas microbiológicas suspendidas en el aire al hacerlas impactar sobre una superficie con medio de cultivo,

gracias a un sistema que las impulsa a alta velocidad. La técnica se basa en el principio de que las partículas de distintos tamaños tienen diferentes comportamientos de penetración y sedimentación, lo que posibilita un muestreo más selectivo y eficaz, así como el cultivo de los microorganismos recolectados (Andersen, 1958) [20].

El impactador está diseñado para ser usado en ambientes como hospitales, salas blancas, instalaciones de investigación, y otras áreas donde el control de la calidad del aire es crucial. El método implica la succión del aire a través de un dispositivo con una serie de placas de cultivo que capturan los microorganismos. Posteriormente, las placas se incuban para determinar el número de unidades formadoras de colonias (UFC) y, así, estimar la concentración de microorganismos en el aire [21].

3.4. Unidades Formadoras de Colonias (UFC)

En microbiología, la unidad formadora de colonia (UFC) es una unidad de medida que se emplea para la cuantificación de microorganismos, es decir, para contabilizar el número de bacterias o células fúngicas (levaduras) viables en una muestra líquida o sólida [22].

Tras el período de incubación, se procede al conteo de colonias observando el crecimiento microbiano en las placas de cultivo. Este recuento se realiza utilizando un contador de colonias, el cual permite determinar el número de unidades formadoras de colonias (UFC) por placa. En entornos donde no se requiere esterilidad, pero donde el tipo de actividad puede implicar exposición biológica, se recomienda realizar el recuento de hongos y bacterias presentes en el aire cuando se detecten síntomas en la población que puedan estar asociados a una posible contaminación microbiológica [23].

3.5. Concentración microbiana aérea

La concentración microbiana aérea se define como el número de microorganismos viables presentes en un volumen determinado de aire, expresado en unidades formadoras de colonia por metro cúbico (UFC/m³). Este parámetro se utiliza como indicador de la carga microbiana ambiental, y su análisis permite evaluar el potencial riesgo sanitario asociado a la exposición de personas o seres vivos a bioaerosoles en ambientes interiores. [24,25,26].

3.6. Monitoreo microbiológico

El monitoreo microbiológico ambiental es un conjunto de procedimientos, que proporcionan información retrospectiva sobre la efectividad de las barreras de seguridad, procesos de limpieza y desinfección de áreas e incluso puede evaluar personas, ante la aparición de una serie de microorganismos indicadores de adquisición ambiental reconocida.

Las actividades de monitoreo ambiental microbiológico más comunes descritas en la literatura para ambientes hospitalarios son: 1) el muestreo de la calidad microbiológica del aire, 2) el monitoreo de manos del personal de salud, 3) el muestreo de 130 superficies y áreas de difícil acceso y soluciones líquidas [27].

3.7. Material particulado

De acuerdo con la Agencia de Protección Ambiental de los Estados Unidos (EPA, por sus siglas en inglés), el material particulado (PM) se define como una mezcla compleja de partículas sólidas y gotas líquidas suspendidas en el aire, que varían en tamaño, composición y origen. Estas partículas pueden incluir polvo, hollín, humo, aerosoles, metales, compuestos orgánicos, sales y materiales biológicos como polen y esporas [28].

La EPA clasifica el material particulado según su diámetro aerodinámico en dos categorías principales:

- PM₁₀: partículas inhalables con diámetros menores o iguales a 10 micrómetros (µm).
- PM_{2.5}: partículas finas con diámetros menores o iguales a 2,5 µm, las cuales son especialmente peligrosas para la salud humana debido a su capacidad de penetrar profundamente en el sistema respiratorio.

El material particulado se reconoce como uno de los principales contaminantes del aire y constituye hoy en día el mayor riesgo para la salud ambiental a nivel mundial, debido a su capacidad de penetrar el sistema respiratorio y de generar efectos biológicos en el organismo según su composición química. Las partículas con un tamaño entre 5 y 10 micras se depositan principalmente en el árbol traqueobronquial, mientras que las de 1 a 5 micras se acumulan en los bronquiolos y alvéolos, lo que puede afectar el intercambio gaseoso pulmonar. Finalmente, las partículas menores de 2,5 micras pueden ingresar al torrente sanguíneo, incrementando su potencial de daño sistémico [29].

La composición química del material particulado varía según su fuente de origen y la proporción de elementos y compuestos químicos presentes en él. Dado que las partículas más pequeñas presentan una mayor superficie específica, poseen también una mayor capacidad de adsorción, por lo que su composición química está directamente relacionada con su tamaño y área superficial [30]. En la superficie del PM pueden encontrarse residuos de procesos fotoquímicos atmosféricos, como sulfatos, nitratos y oligoelementos, además de fracciones carbonosas orgánicas e inorgánicas. A estas se adhieren con frecuencia metales de transición (Pb, Cd, V, Ni, Cu, Zn, Mn, Fe), así como compuestos orgánicos y material biológico procedente tanto de fuentes naturales como de actividades humanas [29,31].

3.8. Riesgo ambiental

El término riesgo describe la probabilidad de que, en una situación dada, una sustancia peligrosa produzca un daño. Se dice que una persona está en riesgo cuando se expone a un peligro, y la dimensión del riesgo es una función de la peligrosidad de la sustancia y de la magnitud de la exposición [32].

El riesgo ambiental corresponde a la probabilidad de que los factores ambientales (físicos, químicos, biológicos o sociales) generen efectos adversos en la salud humana. Estos riesgos se derivan de la exposición a condiciones ambientales desfavorables presentes en el aire, el agua, el suelo o los alimentos [33].

Para que exista un riesgo, es indispensable que ocurra una exposición a un contaminante y que dicha exposición implique un peligro para la salud; si alguno de

estos factores es nulo, el riesgo no se presenta. La toxicidad representa el grado de peligro inherente de una sustancia. En la Evaluación de Riesgos para la Salud Humana (ER), se busca determinar el nivel de riesgo asociado a la presencia de un contaminante en un sitio específico, considerando su toxicidad, la cantidad de sustancia que entra en contacto con el organismo o población, y las condiciones bajo las cuales ocurre esa exposición. Este proceso permite establecer si el riesgo existente es tolerable para la población expuesta y se desarrolla en cuatro etapas principales: análisis de datos, evaluación de la exposición, evaluación de la toxicidad y caracterización del riesgo [32].

Tipos de Riesgo Ambiental

Los riesgos ambientales se refieren a aquellas situaciones, condiciones o elementos del entorno que pueden generar efectos adversos sobre la salud humana, los ecosistemas o las infraestructuras. Instituciones como el IDEAM y organismos internacionales como la OMS y la EPA han clasificado estos riesgos según el tipo de amenaza presente en el ambiente:

- **Riesgos Físicos:** Incluyen factores ambientales como ruido, radiación, vibraciones, temperaturas extremas y presión atmosférica. Estos agentes pueden afectar directamente la salud respiratoria, auditiva y sistémica, especialmente en espacios cerrados [34].
- **Riesgos Químicos:** Corresponden a la exposición a sustancias tóxicas presentes en el aire, agua o superficies, como compuestos orgánicos volátiles (COV), metales pesados o gases irritantes. La EPA destaca que estos contaminantes pueden bioacumularse y generar efectos adversos crónicos o agudos [35].
- **Riesgos Biológicos:** Relacionados con la presencia de microorganismos patógenos, alérgenos y bioaerosoles capaces de generar enfermedades. El IDEAM reconoce los bioaerosoles como un factor clave de riesgo en ambientes interiores, especialmente en centros de salud [36].
- **Riesgos Mecánicos:** Incluyen elementos físicos como maquinaria, estructuras inestables o superficies peligrosas que puedan causar lesiones [37].
- **Riesgos Naturales:** Amenazas ambientales como inundaciones, deslizamientos, sismos o eventos climáticos extremos [38].

3.9. Riesgo biológico

El riesgo biológico se define como la combinación entre la probabilidad de ocurrencia de un daño y la gravedad de sus consecuencias, cuando la fuente del daño proviene de un agente biológico o una toxina. Este tipo de riesgo puede originarse en diferentes situaciones, tales como exposición no intencional, liberación accidental, pérdida, robo, mal uso, desvío, acceso no autorizado o liberación intencional no autorizada de dichos agentes [39].

Tipos de Riesgo Biológico

Los riesgos biológicos se asocian a la exposición a microorganismos, toxinas y materiales biológicos capaces de causar enfermedades infecciosas o alergias. Según la OMS y los CDC, estos riesgos se clasifican principalmente en función de la peligrosidad del agente y la probabilidad de generar infección:

- **Riesgo por Bacterias Patógenas:** Incluye microorganismos capaces de causar infecciones hospitalarias, como *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas* spp.,

Bacillus subtilis y enterobacterias. Los CDC señalan que estos agentes pueden transmitirse fácilmente a través del aire, superficies o instrumentos contaminados [40].

- Riesgo por Virus: Comprende agentes como influenza, SARS-CoV-2, adenovirus y otros virus respiratorios capaces de propagarse mediante bioaerosoles [41].
- Riesgo por Hongos y Esporas: Los hongos como Aspergillus spp., Candida spp. o Alternaria spp. pueden generar alergias, infecciones oportunistas y contaminación ambiental persistente [42].
- Riesgo por Parásitos: Incluye protozoos y helmintos que pueden afectar al ser humano a través del agua, alimentos o superficies contaminadas [43].
- Riesgos por Toxinas Biológicas: Sustancias producidas por microorganismos, como micotoxinas y endotoxinas, que pueden permanecer en matrices ambientales incluso después de eliminar el agente vivo [44].

4. Referentes normativos y técnicos

En Colombia, actualmente no existe una ley ni una normativa específica que establezca valores límite sobre condiciones de calidad de aire intramural en ambientes hospitalarios, ni sobre niveles de contaminación microbiológica ni condiciones ambientales. Por lo tanto, el presente trabajo de grado toma como referencia dos estándares internacionales que se complementan entre sí y que proporcionan los valores límite necesarios para garantizar un ambiente interior saludable en espacios hospitalarios.

Sin embargo, en Bogotá se maneja una resolución que establece lineamientos oficiales cualitativos para reducir la transmisión de microorganismos dentro de instituciones de salud.

4.1. NORMA ISO 14644-1:2015

Es una norma internacional que establece los criterios para clasificar la limpieza del aire en salas limpias y ambientes controlados, basándose en la concentración de partículas en suspensión por metro cúbico de aire.

De acuerdo con esta norma, los ambientes se clasifican en niveles de limpieza, según la cantidad y tamaño de partículas presentes, expresadas en partículas por metro cúbico (partículas/m³). Esta clasificación permite determinar el grado de control de contaminación requerido para garantizar la calidad del aire en áreas donde la presencia de partículas puede afectar la seguridad, los procesos o la salud de las personas.

En el ámbito hospitalario, la ISO 14644-1:2015 se aplica principalmente en quirófanos, unidades de cuidado intensivo, salas de urgencias y laboratorios clínicos, donde el control de partículas y microorganismos es fundamental para minimizar el riesgo de infecciones intrahospitalarias y mantener condiciones asépticas [45].

4.2. GUÍA Guidance on Indoor Environmental Quality in Health Care Facilities (Orientación sobre la calidad ambiental interior en centros de atención sanitaria)- PAHO

La Organización Panamericana de la Salud (PAHO) publicó en 2023 la guía técnica titulada "Guidance on Indoor Environmental Quality in Health Care Facilities", la cual abarca a gestión de la calidad ambiental interior en establecimientos de salud. Este documento proporciona lineamientos detallados sobre los principales factores ambientales que influyen en la salud, la seguridad y el bienestar de los pacientes, trabajadores y visitantes dentro de las instalaciones hospitalarias.

La guía aborda la calidad del aire desde un enfoque integral y preventivo, considerando aspectos físicos, químicos y biológicos, entre ellos la ventilación, la temperatura, la humedad relativa, la presencia de contaminantes microbianos y químicos, el control de olores y la eficiencia de los sistemas de filtración del aire. Además, establece recomendaciones técnicas para el diseño, mantenimiento y operación de los sistemas

de ventilación y climatización, con el objetivo de reducir la exposición a contaminantes y prevenir infecciones asociadas a la atención en salud [46].

4.3. NTP 299: MÉTODO PARA EL RECUENETO DE BACTERIAS Y HONGOS EN EL AIRE

La Norma Técnica de Prevención (NTP) 299 es una guía elaborada por el Instituto Nacional de Seguridad y Salud en el Trabajo (INSST) de España, que establece una metodología estandarizada para el muestreo de calidad del aire en ambientes interiores. Esta norma es reconocida internacionalmente como una referencia técnica para la toma de muestras, cultivo y cuantificación de microorganismos aerotransportados.

La NTP 299 describe de manera detallada el procedimiento de muestreo, los medios de cultivo recomendados como el Tryptic Soy Agar (TSA) para bacterias y el Agar Sabouraud con cloranfenicol para hongos, así como las condiciones de incubación y el método de cálculo de los resultados, expresados en unidades formadoras de colonia por metro cúbico de aire (UFC/m³).

Su aplicación permite evaluar la calidad microbiológica del aire y detectar situaciones de riesgo para la salud ocupacional o ambiental, contribuyendo a la prevención de infecciones y al mantenimiento de ambientes saludables. Aunque no posee carácter legal obligatorio, la NTP 299 constituye una referencia técnica ampliamente aceptada para el control y la vigilancia de la contaminación biológica en espacios cerrados [47].

4.4. RESOLUCIÓN 073 DE 2008

La Resolución 073 de 2008 adopta la Política de Prevención, Control y Vigilancia Epidemiológica de Infecciones Intrahospitalarias para Bogotá D.C., estableciendo lineamientos para la identificación de factores ambientales y biológicos asociados a la transmisión de agentes infecciosos en instituciones de salud. Esta normativa resalta la importancia de implementar medidas de bioseguridad, programas de vigilancia y acciones preventivas orientadas al control de infecciones, lo cual sirve de soporte para el presente estudio dada la relevancia de los bioaerosoles como vehículo potencial de transmisión en espacios clínicos [48].

5. Metodología

5.1. Características del lugar de estudio

La clínica privada de cuarto (IV) nivel se encuentra ubicada en la ciudad de Bogotá, es una institución de alta complejidad, ofrece servicios de urgencias 24 horas, hospitalización, unidad de cuidados intensivos, cirugía general y especializada, consulta externa, laboratorio clínico, oncología, medicina interna y diagnóstico por imágenes. Su infraestructura moderna permite brindar atención integral en diversas especialidades médicas y quirúrgicas, con personal altamente calificado y tecnología avanzada.

El servicio de Urgencias de la Clínica clasifica las urgencias en cinco (5) grupos:

- Triage 1: paciente que presenta una condición aguda que puede comprometer su vida, este recibirá una atención inmediata.
- Triage 2: paciente que presenta una condición grave, este recibirá una atención inmediata.
- Triage 3: paciente que presenta una condición menos grave, será tendido después de los triage 1 y 2, tiempo de espera será de máximo 4 horas.
- Triage 4: paciente que presenta alteraciones en su salud y necesita atención, sin embargo, será atendido después de los triage 1, 2 y 3, tiempo de espera máximo de 6 horas.
- Triage 5: paciente que presenta alteraciones agudas o crónicas, las cuales no perjudican su estado de salud en general, sin embargo, necesita atención y será atendido después de los triage 1, 2, 3 y 4, tiempo de espera máximo de 6 horas.

5.2. Tipo de estudio

El presente trabajo corresponde a un estudio observacional de tipo cuantitativo y descriptivo, cuyo propósito fue caracterizar el riesgo asociado a la presencia de bioaerosoles en el área de urgencias de una clínica de cuarto (IV) nivel. Para ello, se llevó a cabo un monitoreo microbiológico del aire y un registro de variables ambientales durante el periodo comprendido entre el 15 de julio y el 19 de septiembre de 2025.

El estudio se desarrolló sin realizar intervenciones directas sobre las condiciones del entorno, limitándose a la observación, medición y análisis de los parámetros ambientales y microbiológicos con el fin de describir la situación actual y proporcionar información útil para la gestión del riesgo biológico en entornos hospitalarios.

5.3. Diseño experimental del muestreo

Para definir los días y horarios más adecuados para el muestreo, se llevó a cabo un estudio preliminar enfocado en identificar los periodos de mayor y menor afluencia de personas en el área de urgencias. Este proceso incluyó una socialización con el personal asistencial y administrativo, a quienes se consultó sobre los turnos con mayor concurrencia.

A partir de esta información, se realizaron observaciones durante una semana, en el horario de 2:00 p.m. a 6:00 p.m. Los resultados permitieron establecer que los miércoles presentaban el mayor flujo de personas, mientras que los jueves registraban una menor afluencia. Asimismo, se identificó que el intervalo entre las 3:00 p.m. y las 5:00 p.m. concentraba los picos de mayor concurrencia en ambas jornadas.

El muestreo se ejecutó mediante un diseño sistemático, que garantizó la obtención de datos representativos sobre las condiciones microbiológicas y ambientales del entorno. Este enfoque consistió en la recolección de muestras a intervalos regulares de tiempo y espacio.

5.4. Selección de áreas

La selección de las áreas de muestreo se basó en criterios de funcionalidad, afluencia de personas y representatividad ambiental dentro del área de urgencias de la clínica. Se identificaron los espacios con mayor y menor flujo de personal, pacientes y acompañantes, con el objetivo de analizar cómo la dinámica de ocupación influye en la concentración de bioaerosoles.

Los puntos de muestreo se definieron según la distribución espacial del área de urgencias, abarcando principalmente la sala de espera, los pasillos de consultorios y los cuartos de observación, tanto del servicio de medicina prepagada como del régimen contributivo (EPS). La ubicación exacta de cada punto fue determinada sobre un plano de referencia, lo que permitió garantizar una cobertura representativa de las zonas seleccionadas sin interferir con el desarrollo normal de las actividades hospitalarias.

5.5. Cálculo de puntos de muestreo

Para la selección de los puntos de muestreo, se tomaron como referencia los lineamientos establecidos en la norma ISO 14644-1:2015, la cual define los criterios para la clasificación de la limpieza del aire a partir de la concentración de partículas en salas limpias y ambientes controlados.

El proceso inició con el reconocimiento y delimitación del área (en m²) correspondiente a cada una de las salas o zonas funcionales que conforman el área de urgencias, tratándolas como recintos independientes para efectos de evaluación. Posteriormente, se aplicó el criterio establecido en la norma ISO 14644-1:2015 (Tabla 1) el cual establece el número mínimo de puntos de muestreo requeridos en función del tamaño del área analizada.

Tabla 1. Ubicaciones de muestreo relacionadas con el área de sala limpia

Area of cleanroom (m2) less than or equal to	Min number of sample locations to be tested (NL)
2	1
4	2
6	3
8	4
10	5
24	6
28	7
32	8

36	9
52	10
56	11
64	12
68	13
72	14
76	15
104	16
108	17
116	18
148	19
156	20
192	21
232	22
276	23
352	24
436	25
500	26
1000	27
>1000	Equation A
Equation A ----- $N = (27(\text{area}/1000))$	

Fuente: norma ISO 14644-1:2015

Tras aplicar el cálculo pertinente, se obtuvo un total de 42 puntos de muestreo distribuidos entre las distintas zonas que conforman el área de urgencias.

Tabla 2. Número de puntos de muestreo.

LUGAR	ANCHO (m)	LARGO (m)	ÁREA (m ²)	PUNTOS DE MUESTREO
Sala de espera MP	1,0	6,1	6,1	3
Observación EPS	1,9	19,3	44,6	10
Pasillo consultorios urgencias MP	2,4	16,7	40,2	9
Observación MP	1,6	7,9	16,4	5
Sala de espera urgencias EPS	1,0	8,9	8,9	4
Pasillo consultorios urgencias EPS	2,4	22,8	55,0	11
Total muestras				42

Fuente: Autores

No obstante, debido a limitaciones logísticas, fue necesario reducir el número de puntos asignados a cada zona. Se estableció un nuevo diseño de muestreo compuesto por 13 puntos distribuidos estratégicamente en toda el área de urgencias, tal como se presenta en la tabla 3.

Tabla 3. Ajuste de número de puntos de muestreo.

LUGAR	ANCHO (m)	LARGO (m)	ÁREA (m ²)	PUNTOS DE MUESTREO
Sala de espera MP	1,0	6,1	6,1	1
Observación EPS	1,9	19,3	44,6	3
Pasillo consultorios urgencias MP	2,4	16,7	40,2	3
Observación MP	1,6	7,9	16,4	2
Sala de espera urgencias EPS	1,0	8,9	8,9	1
Pasillo consultorios urgencias EPS	2,4	22,8	55,0	3
Total muestras				13

Fuente: Autores

Para la selección de los puntos de muestreo se aplicó la técnica de recorrido en "W", el cuál es un método de recorrido sistemático que consiste en trazar un desplazamiento dentro del área de estudio siguiendo una trayectoria en forma de "W". Este método permite abarcar zonas representativas del entorno sin interferir con las actividades cotidianas, garantizando la obtención de muestras homogéneas y representativas del aire interior [49]. Por lo tanto, nuestra ruta de muestreo fue la que se aprecia en la ilustración 1.

5.6. Materiales y equipos

5.6.1. Medios de cultivo

- **Trypteina Soya Agar (TSA):**

Es un medio de cultivo ampliamente utilizado en microbiología para fines de diagnóstico de rutina, gracias a su alta fiabilidad y resultados reproducibles. Se considera un medio de uso general, ya que es rico en nutrientes y permite el crecimiento de una gran variedad de microorganismos. Su composición incluye dos peptonas como fuentes principales de nitrógeno, obtenidas por la hidrólisis enzimática de proteínas de caseína y soya, lo que proporciona los aminoácidos y factores de crecimiento necesarios para el desarrollo bacteriano [50].

Imagen 1. Trypteina Soya Agar (TSA).



Fuente: Bioser.

- **Papa Dextrosa Agar (PDA):**

Es un medio de cultivo microbiológico preparado a partir de una infusión de papa y dextrosa, lo que le confiere una base altamente nutritiva. Este medio favorece el crecimiento de hongos y levaduras, gracias a su contenido de carbohidratos y otros nutrientes esenciales provenientes del extracto de papa. Además, el PDA es ampliamente recomendado para el aislamiento, cultivo y recuento de hongos y levaduras de importancia clínica, ambiental e industrial [52].

Imagen 2. Papa Dextrosa Agar (PDA).



Fuente: Laboratorios Microkit.

5.6.2. Equipos

- **MAS 100-ECO:**

Para recoger muestras de aire se usó un muestreador activo MAS-100 Eco, que opera bajo el principio de impactación de Andersen. Este equipo aspira el aire a través de una tapa perforada, dirigiéndolo hacia la superficie de una placa Petri estándar de 90–100 mm que contiene el medio de cultivo adecuado para el crecimiento microbiano (MBV AG, s. f.)[53].

El MAS-100 Eco presenta diversas ventajas que lo hacen adecuado para el monitoreo microbiológico en entornos hospitalarios. Entre sus principales características se destacan la disponibilidad de cinco volúmenes predefinidos, un volumen de muestreo ajustable de forma individual entre 1 y 1000 L, y un tiempo de funcionamiento continuo de hasta 7 horas. Además, se caracteriza por ser compacto, liviano y de fácil manipulación (MERCK, 2019) [54].

Imagen 3. MAS 100 ECO.



Fuente: Merck

▪ **Anemómetro:**

El anemómetro utilizado en esta práctica fue un termo-anemómetro Extech modelo 45158, es un equipo portátil utilizado para medir simultáneamente la velocidad del aire y la temperatura ambiental. Está diseñado con una carcasa plástica resistente y una pantalla LCD que facilita la lectura de los valores registrados. En su estructura incorpora un impulsor de paletas que permite detectar la velocidad del flujo de aire mediante el conteo de revoluciones por segundo, y un sensor térmico interno para registrar la temperatura, lo que lo hace útil en evaluaciones de ventilación y calidad del aire en espacios interiores, como áreas hospitalarias y de laboratorio [55].

El principio de funcionamiento se basa en la conversión del movimiento mecánico del impulsor en valores de velocidad expresados en unidades como m/s, km/h o ft/min, y en la medición de temperatura a través de un termistor o termopar integrado. Este tipo de instrumento resulta relevante en estudios ambientales, especialmente aquellos relacionados con el control de bioaerosoles y el riesgo de infecciones por vía aérea, dado que la ventilación influye directamente en la dispersión de partículas suspendidas [43]. Su fácil portabilidad y operación permiten realizar mediciones rápidas y confiables en campo, favoreciendo la interpretación de las condiciones de flujo y confort térmico en entornos sanitarios [56].

Imagen 4. Anemómetro.



Fuente: Instrumentos técnicos S.A.S.

▪ **Airbeam:**

El AirBeam es un dispositivo portátil para la medición de la calidad del aire, desarrollado por la organización HabitatMap, que permite registrar concentraciones de material particulado ($PM_{2.5}$), así como temperatura y humedad relativa en tiempo real. Este equipo funciona mediante un sensor óptico que estima la concentración de partículas suspendidas en el aire, transfiriendo los datos a través de una aplicación móvil (AirCasting) que permite visualizar y almacenar la información georreferenciada. Su diseño compacto, de bajo costo y fácil operación lo convierte en una herramienta adecuada para monitoreos ambientales de campo, proporcionando datos continuos y representativos sobre las condiciones del aire interior y exterior (HabitatMap, s. f.; RESET, 2018)[57,58].

Este equipo opera bajo el principio de dispersión de luz láser, en el cual un haz incide sobre las partículas suspendidas en el aire, y el sensor óptico detecta la luz dispersada, cuya intensidad es proporcional al número y tamaño de las partículas presentes [59,60].

Imagen 5. Airbeam.



Fuente: Habitat Map.

5.7. Monitoreo microbiológico

En cada punto de muestreo, se tomó una muestra de aire en una placa Petri con el medio de cultivo correspondiente usando el equipo MAS-100 Eco, siguiendo las recomendaciones de la norma ISO 14644-1:2015 para la toma de muestras en espacios cerrados. Antes de cada medición, se aplicaron protocolos de bioseguridad, utilizando guantes, tapabocas, paños y alcohol antiséptico al 70% para la desinfección del equipo y de la superficie de trabajo con el fin de evitar la contaminación cruzada entre muestras.

El equipo se ubicó a la altura promedio de la cabeza en un punto estático, simulando la zona de respiración humana y garantizando condiciones representativas del aire respirable. Cada muestra se tomó con un volumen de muestreo de 100 L/min, valor determinado a partir de un análisis preliminar.

La ruta de muestreo se diseñó siguiendo los puntos de muestreos seleccionados a partir de la técnica en "W", lo que permitió recorrer puntos estratégicos y representativos dentro del área de urgencias sin interferir con las actividades habituales del personal y los pacientes. Este esquema aseguró una cobertura homogénea del entorno y una recolección eficaz de muestras microbiológicas para el análisis posterior.

5.8. Cuantificación de colonias

Para las diferentes muestras obtenidas se realizó el conteo de Unidades Formadoras de Colonias (UFC) distinguiendo morfotipos. A partir de esto, para establecer la concentración de colonias por metro cúbico, se aplicó para cada microorganismo la fórmula establecida por el Instituto Nacional de Seguridad e Higiene en la NTP 299: Método para el recuento de bacterias y hongos en aire.

Ecuación 1 Concentración de colonias por metro cúbico.

$$N^{\circ}(UFC/m^3) = \frac{Nc \cdot 1000}{V \cdot NU}$$

Fuente: Instituto Nacional de Seguridad e Higiene en la NTP 299.

Dónde:

NC: número de colonias por placa

V: volumen de muestreo (litros)

NU: número de unidades de tiempo empleadas en el muestreo

Para el presente estudio no se tuvo en cuenta la corrección de Feller, establecida en el manual del equipo MAS 100- ECO, ya que el recuento de microorganismos se realizó de forma total, no se hizo distinción entre bacterias y hongos.

5.9. Registro de variables ambientales

Para el registro de las variables ambientales se empleó el dispositivo AirBeam, utilizado para medir las concentraciones de material particulado (PM₁₀ y PM_{2.5}). Las mediciones se realizaron durante 15 minutos por zona de muestreo, simultáneamente con la toma

de muestras microbiológicas. Para la medición de la velocidad del viento, la humedad relativa y la temperatura del aire, se utilizó un anemómetro digital en cada punto de muestreo. Las lecturas se registraron una vez finalizado el funcionamiento del muestreador MAS-100 Eco, permitiendo la estabilización de las condiciones ambientales.

5.10. Caracterización e identificación

El proceso de caracterización e identificación de los microorganismos se desarrolló en el Laboratorio de Microbiología de la Universidad Santo Tomás, utilizando los equipos disponibles en la institución.

5.10.1 Bacterias

Las muestras recolectadas en agar TSA (Tryptic Soy Agar) fueron almacenadas en una incubadora a una temperatura de 35 °C durante aproximadamente 48 horas, condiciones consideradas óptimas para el crecimiento bacteriano. Una vez transcurrido el tiempo de incubación, se realizó el conteo manual de colonias utilizando un cuenta colonias de laboratorio, registrando el número total de unidades formadoras de colonia (UFC) por placa.

Posteriormente, se efectuó una observación morfológica macroscópica de las colonias, identificando las características predominantes en cada punto de muestreo, tales como color, forma, borde, elevación y textura. Las colonias recurrentes se seleccionaron para identificar microscópica mediante tinción de Gram, para determinar si correspondan a bacterias Gram positivas o Gram negativas. Con base en los resultados de tinción y las características morfológicas observadas, se realizó una búsqueda en literatura científica especializada para establecer una hipótesis de identificación a nivel de género.

5.10.2 Hongos y levaduras

Las muestras cultivadas en agar PDA (Papa Dextrosa Agar) se incubaron en una segunda incubadora a una temperatura de 28 °C durante 48 horas, condiciones favorables para el desarrollo de hongos y levaduras ambientales. Tras el periodo de incubación, se llevó a cabo el conteo de colonias, acompañado de un registro fotográfico y una descripción macroscópica detallada de las colonias, considerando aspectos como coloración, textura, relieve y extensión. Esta información sirvió como base para una identificación morfológica preliminar, complementada con una revisión bibliográfica que permitió relacionar las características observadas con posibles géneros fúngicos descritos en la literatura científica.

5.11. Análisis de datos

Con ayuda del software JAMOVl se analizaron los datos obtenidos mediante un Análisis de Componentes Principales (ACP), con el objetivo de examinar la relación entre las variables ambientales y la concentración de microorganismos en el aire. Además, se generaron mapas de concentración utilizando herramientas de software como AutoCAD y ArcGIS, lo que facilitó la visualización de la distribución espacial de los bioaerosoles en las diferentes áreas monitoreadas. Para la interpolación de datos, se empleó la técnica IDW (Inverse Distance Weighting), permitiendo representar de manera detallada las concentraciones de microorganismos en el entorno hospitalario.

5.12. Evaluación de riesgo

Para la evaluación del riesgo ambiental asociado a la presencia de bioaerosoles, se estableció un sistema de puntuación basado en el cumplimiento de parámetros ambientales de referencia (temperatura, humedad relativa y ventilación), así como en las concentraciones obtenidas y la importancia clínica estimada [61]. El cálculo del riesgo total (R) se efectuó mediante la siguiente expresión:

Ecuación 2. Cálculo del riesgo total.

$$R = IC + C + T + HR + V$$

Fuente: Autoras.

Donde:

R: Riesgo total

IC: Importancia clínica del microorganismo

C: Concentración microbiana

T: Temperatura

HR: Humedad relativa

V: Ventilación

A cada condición se asignó un valor entre 1 y 3, donde 1 representa cumplimiento y 3 incumplimiento del parámetro. La suma total permitió clasificar el riesgo en tres niveles: bajo, moderado y alto.

Tabla 4. Clasificación del riesgo.

RIESGO	PUNTAJE
Bajo	5 a 7
Moderado	8 a 11
Alto	12 a 14

Fuente: Autoras

Descripción de las variables

Importancia clínica:

Dado que en el presente estudio no se realizó la identificación microbiológica específica, la importancia clínica se evaluó de manera potencial, considerando el grupo general (bacterias u hongos) y los niveles de concentración obtenidos. Se asume que concentraciones elevadas de bacterias representan un mayor riesgo potencial de infecciones nosocomiales, mientras que concentraciones elevadas de hongos pueden implicar efectos sobre la calidad del aire y la salud respiratoria de pacientes y personal.

Frecuencia y concentración:

Las variables ambientales fueron evaluadas con base en los rangos de referencia propuestos por la guía "Orientación sobre la calidad ambiental interior en centros de atención sanitaria" de la PAHO (2023) para establecimientos de salud.

La guía recomienda mantener temperaturas entre 20 °C y 26 °C y humedad relativa \leq 60%, debido a que estos rangos reducen la proliferación microbiana y favorecen el confort térmico en espacios clínicos. En cuanto a la ventilación, aunque la guía no establece valores numéricos específicos de renovaciones de aire, sí enfatiza la necesidad de garantizar una ventilación adecuada en los espacios hospitalarios, ya sea mediante sistemas naturales o mecánicos que permitan la renovación continua del aire y eviten la acumulación de bioaerosoles. Por lo anterior, se definieron tres categorías de evaluación operativa:

- Ventilación natural cruzada o ventilación mecánica con renovación de aire (puntaje 1).
- Ventilación parcialmente adecuada o limitada (puntaje 2).
- Ausencia de ventilación o recirculación sin renovación (puntaje 3).

Finalmente, la combinación de estos factores permitió asignar un puntaje total por microorganismo, con el cual se clasificó el nivel de riesgo ambiental y sanitario. Este análisis facilitó la interpretación de la importancia de las concentraciones microbianas y su relación con las condiciones ambientales evaluadas en el área de urgencias.

6. Resultados

6.1. Características del lugar de estudio

6.1.1. Descripción general del lugar

La clínica privada de cuarto (IV) nivel donde se llevó a cabo el estudio es una institución de alta complejidad ubicada en Bogotá, que ofrece servicios de urgencias 24 horas, hospitalización, unidad de cuidados intensivos, cirugía general y especializada, consulta externa, laboratorio clínico, oncología, medicina interna y diagnóstico por imágenes. Su infraestructura moderna y el uso de tecnología avanzada permiten una atención integral en diversas especialidades, apoyada por personal altamente calificado.

El servicio de urgencias emplea un sistema de triage que clasifica a los pacientes en cinco categorías (1 a 5), según la gravedad de su condición. De acuerdo con el personal de salud, en promedio se atienden alrededor de 250 pacientes al día, lo que evidencia un flujo elevado y continuo de usuarios. Las puertas de ingreso son manuales y permanecen en constante movimiento debido al tránsito de personas, mientras que los pasillos cuentan con ductos de ventilación mecánica.

6.1.2. Condiciones ambientales

La sala de espera presenta ventilación natural, generada por varias ventanas que suelen mantenerse abiertas y por el frecuente movimiento de las puertas. Este espacio se caracteriza por un ambiente cálido, sin olores perceptibles y con corrientes de aire leves.

En contraste, los pasillos y los cuartos de observación presentan ventilación limitada. Aunque existen ductos de ventilación, carecen de ventanas y corrientes de aire natural, lo que genera mayor sensación de calor y humedad. Estas condiciones, sumadas a la alta ocupación, pueden influir en el comportamiento y permanencia de partículas en suspensión.

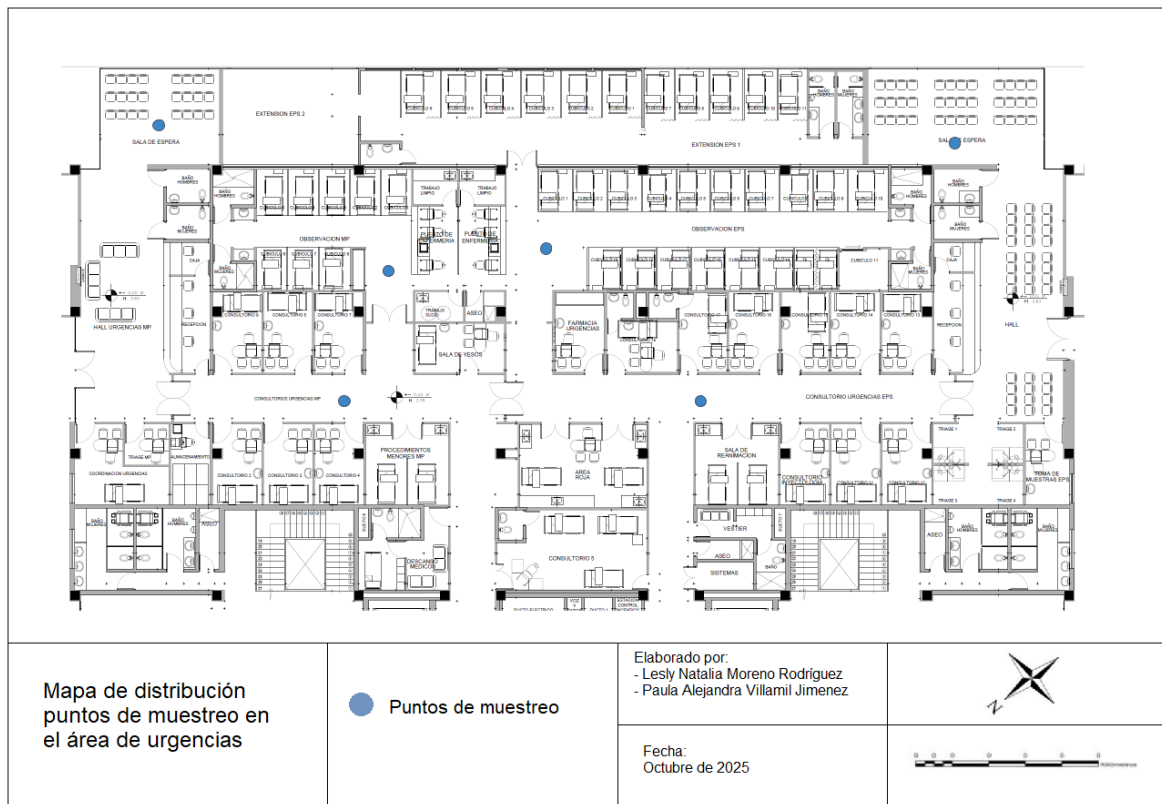
6.1.3. Estimación de la población expuesta

El servicio de urgencias mantiene un funcionamiento continuo en el que coinciden diversos grupos poblacionales, incluyendo pacientes, acompañantes y personal de salud. Entre la población expuesta se identifican grupos vulnerables tales como adultos mayores, pacientes inmunocomprometidos y personas con lesiones o condiciones clínicas complejas.

6.2. Selección de puntos de muestreo

Se seleccionaron 13 puntos estratégicos, distribuidos entre la sala de espera, pasillos de consultorios y cuartos de observación, priorizando zonas con diferentes niveles de afluencia. Esta disposición permitió cubrir adecuadamente las condiciones ambientales y el flujo de personas en el área de urgencias, sirviendo como base para el monitoreo microbiológico posterior.

Ilustración 1. Mapa de distribución puntos de muestreo en el área de urgencias.



Fuente: Autoras

6.3. Identificación de microorganismos

Las placas obtenidas del muestreo de aire realizado en el área de urgencias evidenciaron una microbiota ambiental diversa, compuesta principalmente por bacterias y hongos de morfología variable. A partir del seguimiento efectuado en los diferentes muestreos, se determinó la presencia de diversas colonias bacterianas y fúngicas predominantes, que aparecieron de forma recurrente en la mayoría de las muestras recolectadas a lo largo de las semanas. Por su frecuencia y predominancia, estas colonias se seleccionaron para estudio. Los aislamientos se diferenciaron entre sí por el color, la forma y la textura de las colonias, así como por su frecuencia de aparición en los distintos puntos evaluados.

Tabla 5. Identificación de microorganismos.

Colonia / Morfotipo	Identificación sugerida	Frecuencia de aparición	Observaciones relevantes
Colonia 1 – Bacilos Gram positivos, blancos/translúcidos, cremosos	Compatible con <i>Bacillus spp.</i>	Alta (mencionada como una de las más recurrentes)	Bacillus spp. es común en ambientes hospitalarios; alta resistencia y capacidad de esporulación.
Colonia 2 – Colonia circular blanco/crema, Gram negativa	Compatible con <i>Pseudomonas / Acinetobacter</i>	Moderada	Bacterias oportunistas hospitalarias; su presencia suele indicar manipulación y tránsito elevado.
Colonia 3 – Pigmento amarillo, irregular, Gram negativa	Compatible con bacterias ambientales pigmentadas (posible <i>Xanthomonas / Sphingomonas</i>)	Moderada	Estas especies presentan pigmentos carotenoides protectores frente a estrés oxidativo.
Colonia 4 – Amarillo/naranja intenso, lisa y brillante	Bacterias aerobias cromogénicas (posible <i>Micrococcus / Kocuria</i>)	Moderada	Colonias típicas de aire ambiental; se incrementan donde hay carga particulada.
Colonia 6 – Levadura rosada/rojiza, mucosa	<i>Rhodotorula spp.</i>	Alta (frecuente en ambientes cerrados)	Levadura asociada a ambientes húmedos y mal ventilados; reportada en hospitales latinoamericanos.
Colonia 7 – Hongo naranja-amarillento, lanoso	Compatible con <i>Aspergillus sección Flavi / Talaromyces / Penicillium pigmentado</i>	Alta	Hongos oportunistas; crecimiento rápido en PDA; favorecido por humedad y poca ventilación.
Colonia 9 – Hongo negro con borde blanco, aterciopelado	<i>Aspergillus niger</i> (compatible morfológicamente)	Alta	<i>Aspergillus niger</i> es uno de los hongos más recurrentes en entornos hospitalarios.
Colonia 11 – Centro verde grisáceo, borde blanco, textura aterciopelada	Compatible con <i>Penicillium spp.</i>	Alta	<i>Penicillium</i> es frecuente en muestreos de aire hospitalario; indica humedad persistente.

Fuente: Autoras

6.3.1. Bacterias

- **Colonia 1:**

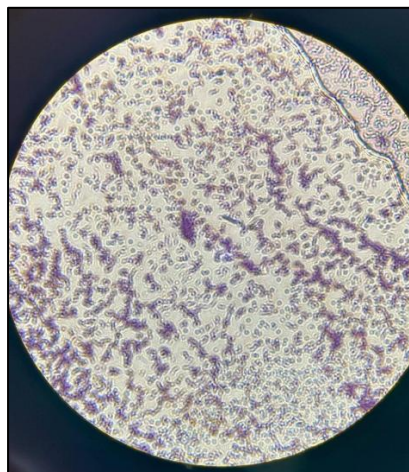
En la observación macroscópica de la placa de cultivo se identificó una colonia de forma circular, con bordes lisos y bien definidos (Imagen 1). Presentó una coloración blanca a translúcida, con superficie húmeda y textura cremosa. La apariencia general fue homogénea, con un relieve ligeramente convexo y sin presencia de irregularidades visibles en la superficie.

En la observación microscópica se evidenciaron estructuras celulares de forma alargada y corta, con tinción Gram violeta intensa (imagen 2), lo que indica que es Gram positiva ya que tuvo una adecuada retención del colorante. Las células se observaron en abundancia, distribuidas de manera dispersa y, en algunos casos, formando pequeñas cadenas. La morfología predominante fue la de bacilos cortos con extremos redondeados, dispuestos de forma irregular en el campo visual.

Imagen 1. Fotografía de la colonia.



Imagen 2. Observación microscópica aumento 1000x



Fuente: Autoras.

Un análisis hipotético sobre la identificación del microorganismo parte de la comparación con los resultados reportados en los estudios presentados en los antecedentes, los cuales señalan la presencia recurrente de bacterias del género *Bacillus* en ambientes hospitalarios. Según el capítulo “Características microbiológicas de las especies de *Bacillus subtilis* y su relación con las infecciones hospitalarias”, estas bacterias “en el medio presentan superficies planas o ligeramente convexas, no están pigmentadas, son secas y muestran un aspecto similar al de un vidrio esmerilado”, características que guardan similitud con las observadas en la imagen analizada [62].

Si bien muchas especies son consideradas de baja patogenicidad, su presencia en concentraciones elevadas indica una alta carga biológica ambiental, lo cual puede favorecer procesos de contaminación cruzada en superficies y equipos [63].

- **Colonia 2:**

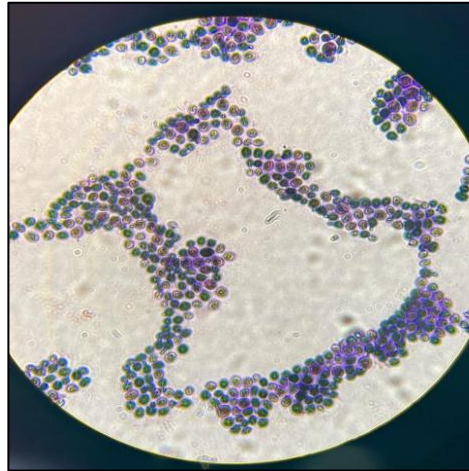
En el análisis macroscópico de la placa de cultivo se observó una colonia de pequeño tamaño, con forma circular, borde definido y relieve convexo. La superficie de la colonia presentó un aspecto liso y brillante, con tonalidades que variaban entre el blanco y el color crema.

Durante la observación microscópica se evidenciaron células de tamaño pequeño, con forma redondeada, dispuestas en agrupaciones compactas que conforman racimos o cúmulos con forma de cocos. Las células presentaron una coloración violeta uniforme tras la tinción, indicando una adecuada retención del colorante primario. Por lo que forman parte de los gram positivos. La disposición celular y la forma esférica fueron rasgos predominantes en el campo visual.

Imagen 3. Fotografía de colonia.



Imagen 4. Observación microscópica aumento 1000x



Fuente: Autoras.

La colonia observada presenta características que guardan una estrecha relación con bacterias del género *Staphylococcus*, particularmente con la especie *Staphylococcus epidermidis*. Según el Atlas de Microbiology in Pictures [51], *S. epidermidis* desarrolla colonias blancas, elevadas y cohesivas de aproximadamente 1 a 2 mm de diámetro tras la incubación en agar TSA, mostrando una morfología muy similar a la observada en este aislamiento. Aunque es considerado un microorganismo de baja virulencia, este género es reconocido como uno de los principales agentes de infecciones asociadas a dispositivos médicos y bacteriemias oportunistas, lo que implica un riesgo relevante en entornos clínicos, especialmente para pacientes inmunocomprometidos [64].

- **Colonia 3:**

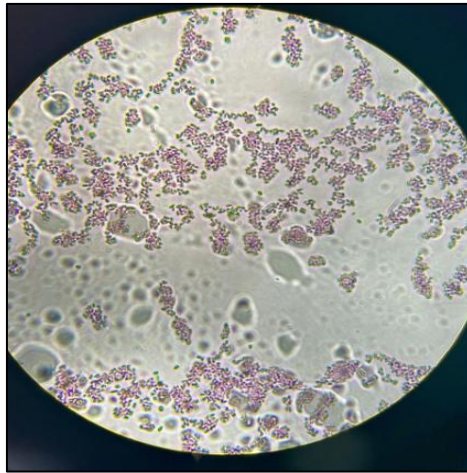
La colonia observada presenta una pigmentación amarilla opaca, con forma irregular y bordes poco definidos. La superficie muestra una textura rugosa y un relieve ligeramente convexo, con el centro más elevado que los bordes. La consistencia se aprecia seca, sin difusión del pigmento hacia el medio de cultivo. Estas características son compatibles con bacterias ambientales pigmentadas que suelen desarrollarse en medios generales como TSA.

En la observación microscópica con tinción de Gram se evidencian bacilos Gram negativos, los cuales presentan una coloración rosada característica de la pared celular delgada típica de este grupo. Las células se encuentran distribuidas en agrupaciones irregulares, sin formar cadenas largas ni estructuras organizadas. No se observaron esporas ni filamentos.

Imagen 5. Fotografía de colonia analizada.



Imagen 6. Observación microscópica aumento 1000x



Fuente: Autoras.

La comparación de estas características con la literatura microbiológica sugiere compatibilidad con géneros como *Pseudomonas* y *Acinetobacter*, los cuales suelen presentar pigmentación amarilla o crema, colonias rugosas en TSA y morfología de bacilos Gram negativos [52]. Sin embargo, debido a la variabilidad fenotípica de estos géneros, no es posible confirmar la identificación únicamente a partir de la observación morfológica y tintorial. Para diferenciación a nivel de género y especie serían necesarias pruebas bioquímicas específicas o identificación molecular. Estos microorganismos son reconocidos por su capacidad para sobrevivir en ambientes hospitalarios, formar biopelículas y presentar resistencia antimicrobiana, por lo que su presencia en el aire puede constituir un factor de riesgo para el desarrollo de infecciones respiratorias, cutáneas o sistémicas, particularmente en pacientes vulnerables [65].

- **Colonia 4:**

El aislamiento desarrollado en agar TSA presentó colonias circulares, convexas, brillantes, con borde entero y una pigmentación que varió de amarillo a naranja intensa (imagen 7). Las colonias mostraron una apariencia opaca, con textura lisa y húmeda, y una tonalidad uniforme, lo que sugiere la producción estable de pigmentos

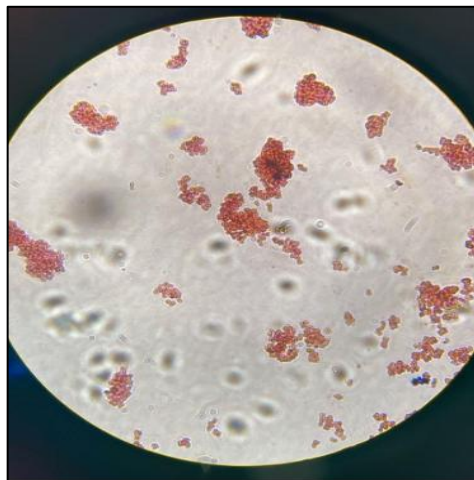
carotenoides durante el crecimiento bacteriano. La presencia de esta coloración intensa es característica de bacterias ambientales aerobias, capaces de sintetizar compuestos cromogénicos como mecanismo de protección frente a estrés oxidativo [66].

En la observación microscópica mediante tinción de Gram, se evidenciaron células pequeñas con tinción rosada, indicando que se trata de bacterias Gram negativas. Las células presentaron morfología cocobacilar y se dispusieron en agrupaciones irregulares, sin formación de cadenas ni esporas. Esta disposición es frecuente en bacterias ambientales no fermentadoras que colonizan superficies y sistemas de ventilación en entornos hospitalarios [67].

Imagen 7. Fotografía de colonia analizada.



Imagen 8. Observación microscópica aumento 1000x



Fuente: Autoras.

La combinación de colonias pigmentadas y morfología cocobacilar Gram negativa es compatible con bacterias ambientales de vida libre, como algunas especies de *Pseudomonas*, *Acinetobacter* u otros bacilos no fermentadores. Estas bacterias se encuentran con frecuencia en el aire y superficies de áreas clínicas, donde pueden persistir debido a su resistencia a desecación y variación de nutrientes [68]. Sin

embargo, la identificación no puede confirmarse únicamente mediante características morfológicas, por lo que serían necesarias pruebas bioquímicas o herramientas moleculares para determinar el género con precisión [69].

- **Colonia 5:**

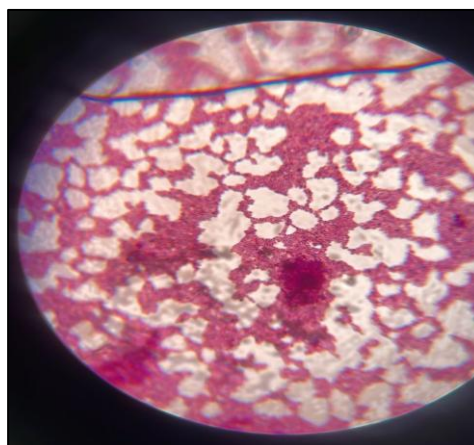
La colonia bacteriana señalada en el círculo azul presenta una forma circular, con bordes enteros y definidos, superficie lisa y brillante, y una pigmentación amarilla intensa. La elevación observada es convexa, y la consistencia aparente es cremosa, sin evidencia de difusión del pigmento hacia el medio de cultivo, lo que indica que se trata de un pigmento intracelular y no soluble.

En la observación microscópica mediante tinción de Gram, las células se tiñeron de color rosado, lo que confirma que se trata de un microorganismo Gram negativo. La morfología observada corresponde a cocos a cocobacilos, dispuestos en agrupaciones irregulares, sin cadenas definidas

Imagen 9. Fotografía de colonia analizada.



Imagen 11. Observación microscópica aumento 1000x



Fuente: Autoras.

La pigmentación amarilla no difusible observada en la colonia sugiere la producción de pigmentos carotenoides, los cuales actúan como mecanismos protectores frente al estrés oxidativo, la desecación y la exposición a la luz. Este tipo de pigmentación ha sido descrito en bacterias ambientales Gram negativas que colonizan superficies y equipos en entornos hospitalarios, incluyendo especies pertenecientes a los géneros *Pseudomonas*, *Sphingomonas* y *Xanthomonas*, las cuales presentan pigmentos intracelulares estables que no se difunden al medio [70].

La presencia de estos microorganismos en áreas clínicas está relacionada con su alta capacidad de supervivencia en superficies inertes, resistencia a fluctuaciones de humedad y tolerancia a agentes desinfectantes, lo que favorece su permanencia y dispersión en el ambiente hospitalario [71,72]. Los géneros *Sphingomonas* y *Xanthomonas*, aunque típicamente asociados a ambientes húmedos y sistemas de agua, pueden colonizar superficies en hospitales y dispersarse en forma de bioaerosoles. Algunas especies se han relacionado con infecciones oportunistas y brotes en entornos sanitarios, por lo que su detección en el área de urgencias sugiere la existencia de reservorios ambientales o condiciones microambientales que favorecen su proliferación [73].

6.3.2. Levaduras

- **Colonia 6:**

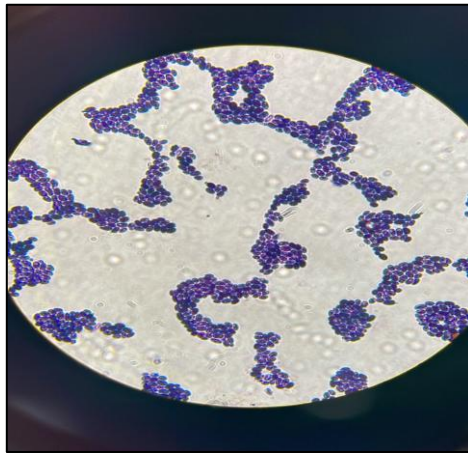
En el medio de cultivo se observa una colonia de color rosado intenso a rojizo, de forma circular y bordes bien definidos. Presenta una superficie lisa, brillante y húmeda, con consistencia cremosa. La pigmentación es uniforme y estable. La colonia muestra un crecimiento moderado, con apariencia compacta y margen regular.

Al microscopio se observan células individuales de forma ovalada a redondeada, con tamaños homogéneos y contornos definidos. Las células se disponen de manera aislada o en pequeños grupos, sin formación evidente de cadenas o racimos compactos. No se observan estructuras filamentosas ni hifas. La tinción revela una coloración uniforme, sin diferenciación interna visible.

Imagen 12. Fotografía de la colonia



Imagen 10. Observación microscópica aumento 1000x



Fuente: Autoras.

Estas características (coloración rosada, superficie lisa y morfología ovalada) son consistentes con las descritas para levaduras del género *Rhodotorula*, conocidas por su capacidad para producir pigmentos de tonos rosados a rojizos y su frecuente presencia en bioaerosoles hospitalarios.

De acuerdo con Guamán-Burneo, *Rhodotorula spp.* fue uno de los géneros de levaduras más comunes identificados en el aire de hospitales ecuatorianos, asociándose con ambientes cerrados y de alta circulación de personas, condiciones similares al área de urgencias donde se realizó el muestreo [74].

Asimismo, se encontraron diversas referencias bibliográficas que relacionan la aparición del género *Rhodotorula* en ambientes clínicos, lo que permitió comparar las características observadas con las previamente descritas y, a partir de ello, establecer que el microorganismo identificado presenta gran similitud con este género. Este género se encuentra ampliamente distribuido en el aire, superficies húmedas, equipos médicos y sistemas de ventilación. Aunque generalmente se consideran microorganismos ambientales, pueden ocasionar infecciones oportunistas en pacientes inmunocomprometidos.

6.3.3. Hongos

- **Colonia 7:**

La colonia presentó una coloración naranja-amarillenta intensa en el centro, con un borde blanco algodonoso. Su textura fue esponjosa y lanosa, con crecimiento rápido y bordes ligeramente irregulares. El reverso mostró un tono anaranjado difuso.

La textura lanosa (floccose) y la pigmentación anaranjada del reverso concuerdan con las descripciones de hongos filamentosos pigmentados, caracterizados por tonalidades amarillas o naranjas y la presencia de micelio aéreo abundante.

Estas características permiten relacionar este hongo con tres morfotipos de aparición común en ambientes hospitalarios. En primer lugar, las especies del género *Aspergillus*, particularmente las pertenecientes a la sección Flavi, desarrollan colonias de textura floccose o velutinosa, con pigmentaciones amarillas a anaranjadas y reverso de color naranja o canela, rasgos que concuerdan con la morfología observada [61].

De forma similar, las especies del género *Talaromyces* presentan crecimiento floccose, pigmentación anaranjada a rojiza y reverso naranja-rojizo, siendo comunes en ambientes interiores y en muestreos de aire [62]. Por su parte, Samson [63] reportaron especies pigmentadas del género *Penicillium*, como *Penicillium vanoranjei*, que forman colonias velutinosas o lanosas con un centro naranja brillante y bordes blancos, además de un reverso anaranjado, lo que también guarda similitud con las características macroscópicas observadas.

La relación entre estas especies y el hongo analizado radica en sus condiciones de crecimiento, ya que presentan un desarrollo acelerado en medios PDA a temperaturas comprendidas entre 25 °C y 30 °C. Además, son géneros comúnmente aislados en ambientes hospitalarios y de importancia clínica, dado que se clasifican como hongos saprófitos oportunistas. El género *Talaromyces*, estrechamente relacionado con *Penicillium*, y las especies de *Penicillium* spp. son hongos comunes en ambientes interiores, asociados principalmente a zonas con humedad elevada, ventilación deficiente o acumulación de polvo. Sus esporas pueden generar reacciones alérgicas, irritación respiratoria e incluso infecciones oportunistas en personas inmunocomprometidas [75].

Si bien la morfología y las condiciones de crecimiento permiten una primera aproximación al género, se recomienda complementar el análisis morfológico con técnicas moleculares o genómicas que refuercen la validez taxonómica de los aislamientos obtenidos.

Imagen 14. 11 de la colonia.



Fuente: Autoras.

- **Colonia 8:**

En esta placa se observan múltiples colonias de color verde grisáceo con margen blanco. Las colonias son circulares, con textura aterciopelada o polvosa y crecimiento uniforme. El reverso muestra una leve tonalidad amarillenta.

Este tipo de morfología concuerda principalmente con las descripciones de la morfología del género *penicillium*, cuyas colonias son de crecimiento rápido 3-5 días, planas, con textura aterciopelada o pulverulenta, inicialmente blancas y posteriormente verde-oliva o gris-verdosas. Este tipo de hongo se caracteriza por estar presente en forma recurrente en estudios de ambientes hospitalarios y ambientes interiores [75].

En la placa se observan múltiples colonias circulares de color verde-grisáceo con margen blanco. Las colonias presentan textura aterciopelada o polvosa y un crecimiento uniforme. El reverso de la placa muestra una leve tonalidad amarillenta. Este tipo de morfología concuerda con las descripciones clásicas del género *Penicillium*, cuyas colonias son de crecimiento rápido (3-5 días), planas, con textura aterciopelada o pulverulenta, inicialmente blancas y posteriormente verde-oliva o gris-verdosas [76].

En un estudio realizado en diez hospitales con sistemas de aire acondicionado, se evaluó la concentración de hongos en el aire y se encontró que el género *Penicillium* fue el más comúnmente presente. Los autores concluyeron que los sistemas de ventilación contribuyen a mantener niveles bajos de hongos en este tipo de ambientes. En relación con nuestro estudio, esto permite analizar que los limitados niveles de ventilación con los que cuenta el área de urgencias podrían haber sido un factor importante para que este género fúngico fuera predominante en cada uno de los muestreos realizados [77].

Estos hongos son comunes en ambientes interiores y aunque la mayoría de las especies no son patógenas, sus esporas pueden causar reacciones alérgicas, crisis asmáticas y, en casos específicos, infecciones oportunistas en individuos inmunodeprimidos. Su presencia puede reflejar problemas de humedad en muros, techos o sistemas de climatización [78].

Imagen 15. Fotografía de la colonia.



Fuente: Autoras.

- **Colonia 9:**

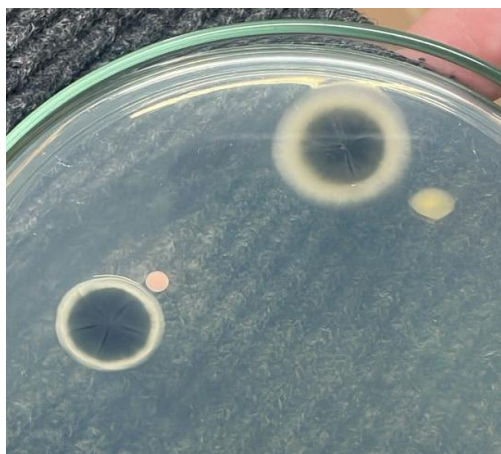
Las colonias muestran forma circular con centro de color verde oscuro a negro, rodeado por un anillo externo blanco. La textura es aterciopelada, con un patrón concéntrico visible y bordes bien definidos. El reverso presenta una coloración más oscura hacia el centro.

Estas características morfológicas presentan una relación con las especies del género *Aspergillus*, cuyas colonias se desarrollan inicialmente de color blanco o amarillento, tornándose negras con el tiempo debido a la abundante formación de conidios pigmentados [78].

En cultivos sobre PDA, *A. niger* se caracteriza por formar colonias negras con margen blanco o crema, de crecimiento rápido y textura aterciopelada [79]. Asimismo, el reverso suele presentar tonos pálidos o amarillentos, aunque puede oscurecerse dependiendo del medio y las condiciones de incubación. Estas descripciones concuerdan con el aislamiento obtenido en el área de urgencias de una clínica, donde se detectó la presencia de colonias compatibles con *A. niger*. Estos hongos se caracterizan por su capacidad de producir abundantes esporas pequeñas que permanecen en suspensión. Algunas especies pueden causar aspergilosis broncopulmonar, sinusitis fúngica, o infecciones invasivas en pacientes inmunosuprimidos. *A. niger* también se ha asociado con otitis y afectaciones respiratorias [79].

No obstante, aunque la morfología macroscópica coincide con la descrita para este género, no es posible confirmar la especie únicamente con base en la observación visual, ya que existen numerosos factores que pueden modificar la apariencia de las colonias. El género *Aspergillus* comprende un amplio número de especies cuyas características pueden variar según el medio de cultivo, el tiempo de incubación, las condiciones ambientales y otros factores experimentales, lo que puede generar diferencias significativas en su morfología.

Imagen 16. Fotografía de la colonia.



Fuente: Autoras.

- **Colonia 11:**

La colonia presenta un crecimiento circular con centro de color verde grisáceo y un borde blanco bien delimitado. Su textura es aterciopelada en el centro y más

algodonosa en los márgenes. El reverso se distingue por un tono más oscuro en el centro.

Las colonias con tonalidades verde grisáceas y textura aterciopelada corresponden a descripciones comunes de mohos ambientales en este caso podría pertenecer al género *Penicillium* y en algunos casos de *Aspergillus spp.* en etapas tempranas de crecimiento. El aspecto aterciopelado o feltriforme, junto con el color verde-grisáceo y el borde blanco bien delimitado, coincide estrechamente con las descripciones morfológicas de *Penicillium spp.* cultivadas en PDA [80].

En contraste, *Aspergillus spp.* suelen formar colonias con textura granular o pulverulenta, debido a la densa producción de conidios, y el color tiende a ser más verde oliva oscuro o negruzco dependiendo de la especie [81].

Como se mencionó anteriormente La presencia de este tipo de moho en ambientes hospitalarios suele asociarse con contaminación aerógena y deficiencia en la ventilación o control de humedad, sin implicar necesariamente un riesgo clínico directo, aunque sí representa un indicador de calidad del aire interior.

Imagen 17. Fotografía de la colonia.



Fuente: Autoras.

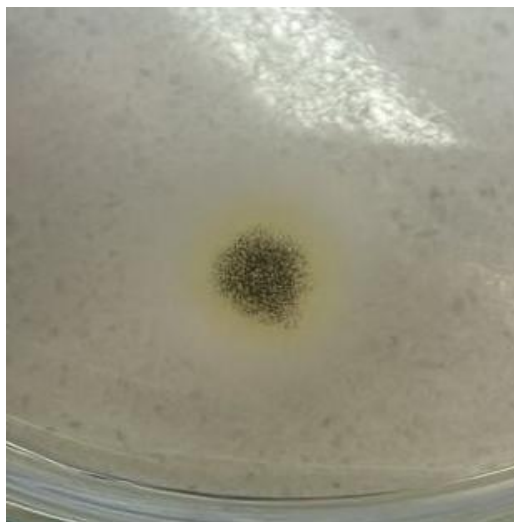
- **Colonia 12:**

Macroscópicamente, la colonia presenta forma circular con un centro de color negro y un borde externo amarillento. Aunque en la imagen aparenta tener bordes definidos, su superficie se observa algodonosa con una textura densa y filamentosa. Desde el centro emergen estructuras rectas que se proyectan hacia la periferia, dando la impresión de una zona central más compacta y oscura rodeada por un halo claro.

Estas características macroscópicas son consistentes con las descritas para especies del género *Aspergillus*, particularmente *Aspergillus niger*, cuyas colonias se desarrollan inicialmente de color blanco o amarillento y posteriormente se tornan negras por la producción de conidios, presentando una superficie densa y bordes pálidos [82]. No obstante, la morfología observada también podría asemejarse a la de colonias de *Cladosporium spp.*, que se caracterizan por su coloración verde oscura a negra y textura aterciopelada o lanosa [83]. Sin embargo, el halo amarillento periférico y la

textura más algodonosa observada en este aislamiento se relacionan más estrechamente con *Aspergillus niger* en fase temprana de esporulación. Aun así, se recomienda la confirmación mediante observación microscópica de estructuras conidiales o técnicas moleculares, dado que especies como *Aspergillus tubingensis* pueden presentar una morfología similar en cultivo.

Imagen 18. Fotografía de la colonia.



Fuente: Autoras.

6.4. Cálculo de UFC/m³

Los resultados de la tabla 5 evidencian variaciones en la concentración de bacterias en el aire (UFC/m³) dependiendo tanto del punto de muestreo como del día de evaluación, lo que refleja la influencia del flujo de personas y las condiciones de ventilación en la carga microbiana ambiental.

Durante el día de alto flujo (miércoles), los valores de UFC/m³ oscilaron entre 100 y 710, presentando las concentraciones más elevadas en el pasillo de consultorios EPS, con registros entre 640 y 710 UFC/m³. Seguido del pasillo de consultorios medicina prepagada (MP) que tuvo valores entre los 340 y 690 UFC/m³. En contraste, la sala de espera medicina prepagada (MP) presentó los valores más bajos, entre 130 y 180 UFC/m³ y después se tuvo la sala de espera medicina prepagada (MP) con valores entre 100 y 180 UFC/m³.

Tabla 6. Resultado de conteo de colonias y cálculo de UFC de bacterias por m³ el miércoles.

MIÉRCOLES - DÍA DE ALTO FLUJO					
BACTERIAS					
PUNTO		SEMANA 1	SEMANA 2	SEMANA 3	SEMANA 4
Sala de espera MP	# COLONIAS	15	13	10	18
	UFC	150	130	100	180

Observación MP	# COLONIAS	33	29	21	42
	UFC	330	290	210	420
Pasillo consultorios urgencias MP	# COLONIAS	52	40	69	34
	UFC	520	400	690	340
Observación EPS	# COLONIAS	41	37	43	35
	UFC	410	370	430	350
Sala de espera EPS	# COLONIAS	34	27	23	35
	UFC	340	270	230	350
Pasillo consultorios urgencias EPS	# COLONIAS	64	61	57	71
	UFC	640	610	570	710

Fuente: Autoras.

Durante el día de menor flujo (jueves), se observa una disminución general de las concentraciones de UFC/m³ en todos los puntos de muestreo (tabla 6), manteniendo la misma distribución espacial: mayores valores en los pasillos EPS y menores en la sala de espera medicina prepagada (MP).

La sala de espera medicina prepagada (MP) presentó valores entre 70 y 250 UFC/m³, evidenciando una disminución significativa respecto al día de alto flujo, lo cual indica un menor aporte de bioaerosoles por la reducción del tránsito de personas. Por su parte, la sala de espera EPS registró concentraciones entre 400 y 550 UFC/m³, que, aunque superiores a otros puntos, también muestran una tendencia descendente frente a los valores observados el miércoles.

Esta reducción general de la carga microbiana respalda la hipótesis de que la densidad de ocupación y la eficiencia del sistema de ventilación influyen directamente sobre la concentración de bacterias en el aire. En días de menor afluencia, la renovación de aire y el menor disturbio de partículas permiten mantener niveles más bajos de microorganismos suspendidos.

Tabla 7. Resultado de conteo de colonias y cálculo de UFC de bacterias el día jueves por m³.

JUEVES - DÍA DE BAJO FLUJO					
BACTERIAS					
PUNTO		SEMANA 1	SEMANA 2	SEMANA 3	SEMANA 4
Sala de espera MP	# COLONIAS	14	18	25	7
	UFC	140	180	250	70
Observación MP	# COLONIAS	36	34	15	48

JUEVES - DÍA DE BAJO FLUJO					
BACTERIAS					
	UFC	360	340	150	480
Pasillo consultorios urgencias MP	# COLONIAS	39	27	46	16
	UFC	390	270	460	160
Observación EPS	# COLONIAS	37	40	42	38
	UFC	370	400	420	380
Sala de espera EPS	# COLONIAS	17	15	8	19
	UFC	170	150	80	190
Pasillo consultorios urgencias EPS	# COLONIAS	40	47	55	41
	UFC	400	470	550	410

Fuente: Autoras.

Durante el día de alto flujo (tabla 7), los valores de concentración de hongos en el aire (UFC/m³) oscilaron entre 120 y 460, mostrando una variación según el punto de muestreo.

Las mayores concentraciones se registraron en el pasillo de consultorios de urgencias EPS, con valores que alcanzaron entre 340 y 460 UFC/m³, lo que sugiere una acumulación de esporas fúngicas en zonas de tránsito constante y con limitada ventilación. Este comportamiento es característico de áreas hospitalarias donde el flujo de personas y el movimiento del aire facilitan la resuspensión y dispersión de especies fúngicas.

En contraste, la sala de observación medicina prepagada (MP) presentó los valores más bajos, entre 70 y 110 UFC/m³, posiblemente asociados a una mayor tasa de recambio de aire o a un diseño arquitectónico que permite una mejor ventilación natural o mecánica, lo que reduce la concentración de bioaerosoles fúngicos.

Tabla 8. Resultado de conteo de colonias y cálculo de UFC de hongos el miércoles por m³.

MIÉRCOLES - DÍA DE ALTO FLUJO					
HONGOS					
PUNTO		SEMANA 1	SEMANA 2	SEMANA 3	SEMANA 4
Sala de espera MP	# COLONIAS	12	16	14	14
	UFC	120	160	140	140
Observación MP	# COLONIAS	11	7	10	9
	UFC	110	70	100	90

MIÉRCOLES - DÍA DE ALTO FLUJO					
HONGOS					
Pasillo consultorios urgencias MP	# COLONIAS	18	21	23	14
	UFC	180	210	230	140
Observación EPS	# COLONIAS	19	22	24	17
	UFC	190	220	240	170
Sala de espera EPS	# COLONIAS	17	21	15	22
	UFC	170	210	150	220
Pasillo consultorios urgencias EPS	# COLONIAS	34	41	24	46
	UFC	340	410	240	460

Fuente: Autoras.

A diferencia del comportamiento bacteriano, los resultados del conteo fúngico muestran que las concentraciones de hongos (UFC/m³) fueron mayores durante el jueves (bajo flujo de personas) que el miércoles (alto flujo).

Por ejemplo, en la sala de espera MP, los valores aumentaron de 120–160 UFC/m³ el miércoles a 170–220 UFC/m³ el jueves. En la observación MP, se incrementaron de 70–110 a 80–140 UFC/m³. En la sala de espera EPS, el valor máximo pasó de 220 a 290 UFC/m³ (Tabla 8).

Este comportamiento sugiere que, en el caso de los hongos, la variación en la concentración no depende exclusivamente del flujo de personas, sino también de condiciones ambientales y factores de acumulación.

Tabla 9. Resultado de conteo de colonias y cálculo de UFC de hongos el jueves por m³.

JUEVES - DÍA DE BAJO FLUJO					
HONGOS					
PUNTO		SEMANA 1	SEMANA 2	SEMANA 3	SEMANA 4
Sala de espera MP	# COLONIAS	17	22	19	20
	UFC	170	220	190	200
Observación MP	# COLONIAS	10	12	14	8
	UFC	100	120	140	80
Pasillo consultorios urgencias MP	# COLONIAS	27	31	33	14
	UFC	270	310	330	140

JUEVES - DÍA DE BAJO FLUJO					
HONGOS					
Observación EPS	# COLONIAS	46	36	50	22
	UFC	460	360	500	220
Sala de espera EPS	# COLONIAS	25	24	17	29
	UFC	250	240	170	290
Pasillo consultorios urgencias EPS	# COLONIAS	37	42	45	39
	UFC	370	420	450	390

Fuente: Autoras.

6.5. Análisis de correlación de componentes principales

No se encontró una correlación estadísticamente significativa entre las variables ambientales humedad relativa, temperatura, material particulado $PM_{2.5}$ y PM_{10} con las concentraciones de unidades formadoras de colonia (UFC/m³) tanto de bacterias como de hongos. Esto puede atribuirse a que el número de muestras no fue representativo; sin embargo, aunque las variables no presentaron una relación estadística, diversos estudios reportan una relación natural entre ellas (Gráfico 1).

Por otro lado, se observó una correlación positiva fuerte ($r = 0.982$) entre las variables ambientales PM_{10} y $PM_{2.5}$, lo que evidencia que ambas responden de manera simultánea a las mismas condiciones ambientales, posiblemente debido a un origen o fuentes comunes de emisión. La correlación positiva entre las concentraciones de bacterias y hongos ($r = 0.502$) lo sugiere que ambos grupos responden igual a las condiciones ambientales del entorno hospitalario.

En contraste, se identificó una correlación negativa moderada ($r = -0.440$) entre el material particulado fino ($PM_{2.5}$) y las concentraciones de bacterias viables expresadas en UFC/m³, lo que sugiere que, a medida que aumenta la concentración de partículas finas en el aire, la cantidad de bacterias cultivables tiende a disminuir. Este comportamiento puede atribuirse a que las partículas más pequeñas afectan la dispersión, supervivencia o viabilidad de los microorganismos en suspensión, debido a condiciones ambientales menos favorables para su permanencia en el aire.

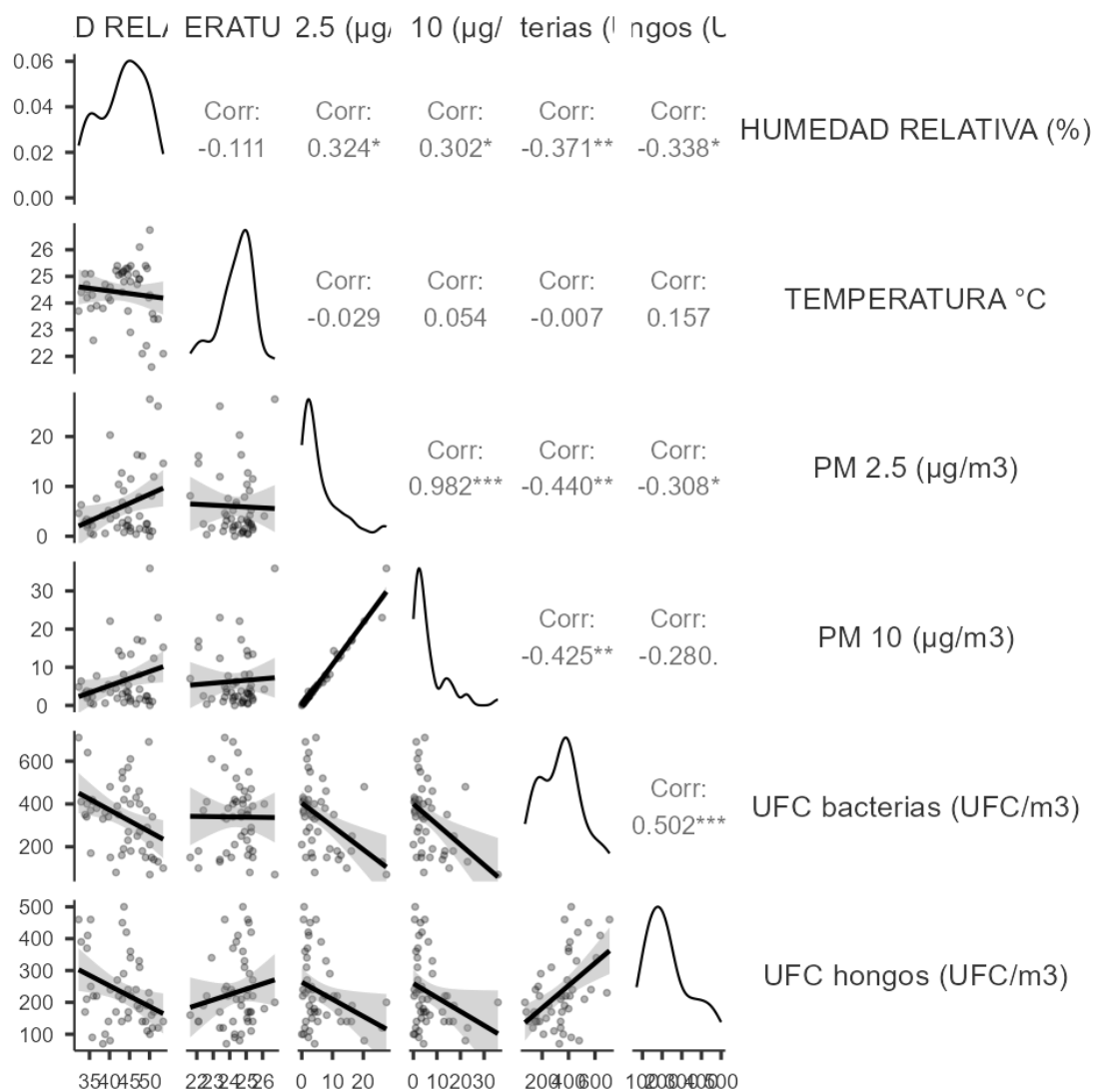
Diversos autores han reportado que las partículas finas de $PM_{2.5}$ pueden actuar como portadores de contaminantes químicos (como metales pesados, radicales libres o compuestos orgánicos) que generan estrés oxidativo y reducen la viabilidad bacteriana o inhiben su crecimiento [84]. Asimismo, se ha evidenciado que las bacterias cultivables suelen asociarse preferentemente a partículas de mayor tamaño (entre 2 y 10 μm), ya que estas ofrecen una mejor superficie de adhesión, protección y transporte [85]. En este contexto, la correlación negativa observada podría indicar que las partículas presentes en el área de urgencias son predominantemente finas, limitando la capacidad de las bacterias para permanecer viables en suspensión. Además, la presencia de compuestos químicos o contaminantes atmosféricos asociados al $PM_{2.5}$

podría contribuir a la degradación o muerte de bacterias viables, reforzando la tendencia observada [86].

Por otra parte, la humedad relativa y las concentraciones de hongos mostraron una tendencia negativa baja ($r = -0.338$); es decir, a medida que la humedad relativa aumenta, las concentraciones de hongos tienden a disminuir. Este comportamiento puede explicarse porque, en condiciones de alta humedad, las esporas fúngicas absorben agua, aumentando su peso y reduciendo su capacidad para permanecer suspendidas en el aire. Además, en ambientes con mayor humedad se ha observado una menor aerosolización de esporas, posiblemente debido a la adhesión a superficies o a la disminución de la turbulencia del aire [87].

En este sentido, Frankel, Hansen y Madsen [88] encontraron que la emisión de esporas cultivables desde placas de yeso fue mayor bajo condiciones de baja humedad relativa en comparación con alta humedad, lo que respalda la correlación negativa observada en el presente estudio.

Gráfico 1. Correlación de componentes principales



Fuente: Autoras.

6.6. Comportamiento de las concentraciones de bacterias y hongos (UFC/m3) en la clínica

A continuación, se presenta un análisis descriptivo de las concentraciones de microorganismos obtenidas en el área de estudio. En la tabla 9 se muestran los principales estadísticos descriptivos, incluyendo la media, desviación estándar, mediana, moda, valores mínimos y máximos, así como los percentiles 75 y 90. Estos parámetros permiten caracterizar la distribución de los datos y evaluar la variabilidad de las concentraciones registradas en el ambiente, lo cual es fundamental para

identificar tendencias, comparar comportamientos entre ambos grupos microbianos y establecer posibles riesgos asociados a la calidad del aire en el entorno clínico.

Tabla 10. Comportamiento de las concentraciones UFC/m³ de bacterias y hongos.

MICROORGANISMO	MEDIA	DESVIACIÓN ESTÁNDAR	MEDIANA	MODA	MÍNIMO	MÁXIMO	PERCENTIL 75	PERCENTIL 90
HONGOS	205,62	113,56	210	140	70	500	295	413
BACTERIAS	296,45	161,48	350	150	70	710	420	556

Fuente: Autoras

Como se observa en la anterior tabla, la media (hongos = 205,62 UFC/m³; bacterias = 296,45 UFC/m³) representa el valor promedio de las concentraciones registradas; es útil como medida de tendencia central, pero es sensible a valores extremos, por lo que puede aumentar o disminuir si hay episodios puntuales de muy alta o muy baja concentración. La desviación estándar (hongos = 113,56; bacterias = 161,48) cuantifica la dispersión alrededor de la media: valores altos relativos a la media indican gran variabilidad entre muestreos, lo que sugiere fluctuaciones significativas en las concentraciones debidas a factores temporales (picos de actividad, procedimientos generadores de aerosoles) o espaciales (zonas con peor ventilación). La mediana (hongos = 210; bacterias = 350) es el valor que divide la muestra en dos mitades iguales y comparada con la media ayuda a inferir la asimetría de la distribución: para hongos la media y la mediana son casi iguales, lo que sugiere una distribución relativamente simétrica o equilibrada de los registros; para bacterias la mediana (350) es mayor que la media (296,45), lo que indica que hay una proporción de valores relativamente bajos que arrastran la media hacia abajo o una distribución no simple, posiblemente con múltiples modos o con registros frecuentes en rangos bajos y algunos picos altos.

La moda (hongos = 140; bacterias = 150) indica la concentración más frecuente observada en los muestreos: valores de moda menores que la mediana y la media señalan que muchas mediciones se concentran en niveles relativamente bajos, aunque existan eventos menos frecuentes de concentraciones elevadas que aumentan la mediana o los percentiles superiores. Los valores mínimo y máximo (hongos 70–500; bacterias 70–710) delimitan el rango observado; el mínimo suele corresponder a periodos de baja ocupación o buena ventilación y control ambiental, mientras que el máximo refleja episodios de generación intensa de bioaerosoles como aglomeraciones y poca ventilación, los cuales se evidenciaron en los pasillos del área de urgencias, o condiciones ambientales que favorecen la persistencia de partículas.

Los percentiles describen la posición relativa de un valor dentro de la distribución y ayudan a entender la exposición para la mayoría y para los casos extremos: el percentil 75 (hongos = 295; bacterias = 420) significa que el 75 % de las mediciones son iguales o menores a ese valor y, por tanto, el 25 % de las mediciones supera ese umbral; en la práctica, un P75 elevado indica que una proporción relevante (1 de cada 4 muestreos) presenta concentraciones que pueden ser preocupantes desde el punto de vista de control de infecciones. El percentil 90 (hongos = 413; bacterias = 556) indica que el 90 % de los registros están por debajo de ese valor y solo el 10 % lo supera; estos son los eventos de cola superior (los peores escenarios observados): niveles tan altos en el P90 señalan la existencia de episodios poco frecuentes pero intensos que pueden corresponder a procedimientos específicos, fallas puntuales de ventilación o aglomeraciones en periodos críticos. Comparando ambos microorganismos, las

bacterias muestran P75 y P90 claramente mayores que las de hongos, lo que sugiere que las mediciones superiores (picos) de bacterias alcanzan concentraciones más altas y/o más frecuentes que las de hongos.

6.7. Promedios de UFC/m³ para los días de muestreo

El promedio diario de unidades formadoras de colonia (UFC/m³) para bacterias osciló entre 345 y 398 UFC/m³ durante los días de mayor afluencia (miércoles) y entre 282 y 318 UFC/m³ en los días de menor flujo de personas (jueves). Estos resultados sugieren que el flujo de usuarios podría influir en un aumento de la concentración bacteriana del aire interior, ya que un mayor tránsito de personas favorece la dispersión y proliferación de partículas biológicas en el ambiente.

La diferencia observada puede atribuirse a la movilización continua de pacientes, personal médico y acompañantes, la cual genera microcorrientes de aire que transportan microorganismos desde distintas superficies hacia la atmósfera interior. Además, la ventilación limitada en algunas zonas puede impedir la adecuada renovación del aire, incrementando la carga microbiana. Este comportamiento coincide con lo descrito en diversos estudios realizados en hospitales latinoamericanos, los cuales señalan que el aumento de la ocupación y la deficiente ventilación se asocian con un incremento en la concentración de bioaerosoles [89].

Tabla 11. Promedios de UFC/m³ para los días de muestreo

DÍA DE MUESTREO	BACTERIAS	
	MIERCOLES	JUEVES
Promedio de UFC/m ³	398	305
	345	302
	372	318
	391,7	282

Fuente: Autoras

En el caso de los hongos, se observó un incremento en las concentraciones durante los días de menor afluencia de personas, con valores comprendidos entre 220 y 297 UFC/m³, mientras que en los días de mayor flujo (miércoles) se registraron concentraciones entre 183 y 213 UFC/m³. A diferencia del comportamiento observado en las bacterias, los hongos no evidenciaron una relación directa con la cantidad de personas presentes, mostrando valores ligeramente superiores en las jornadas de menor ocupación.

Esta tendencia puede explicarse por la influencia predominante de los factores ambientales, tales como la humedad relativa, la temperatura y la ventilación, sobre el crecimiento y la dispersión de las esporas fúngicas. Las esporas de mohos y levaduras poseen la capacidad de permanecer suspendidas en el aire por períodos prolongados, incluso en condiciones de baja actividad humana, lo que justifica su comportamiento más estable e independiente del flujo de personas [90].

Tabla 12. Promedios de UFC/m3 para los días de muestreo

DÍA DE MUESTREO	HONGOS	
	MIERCOLES	JUEVES
Promedio de UFC/m3	213	270
	185	278
	183	297
	203	220

Fuente: Autoras

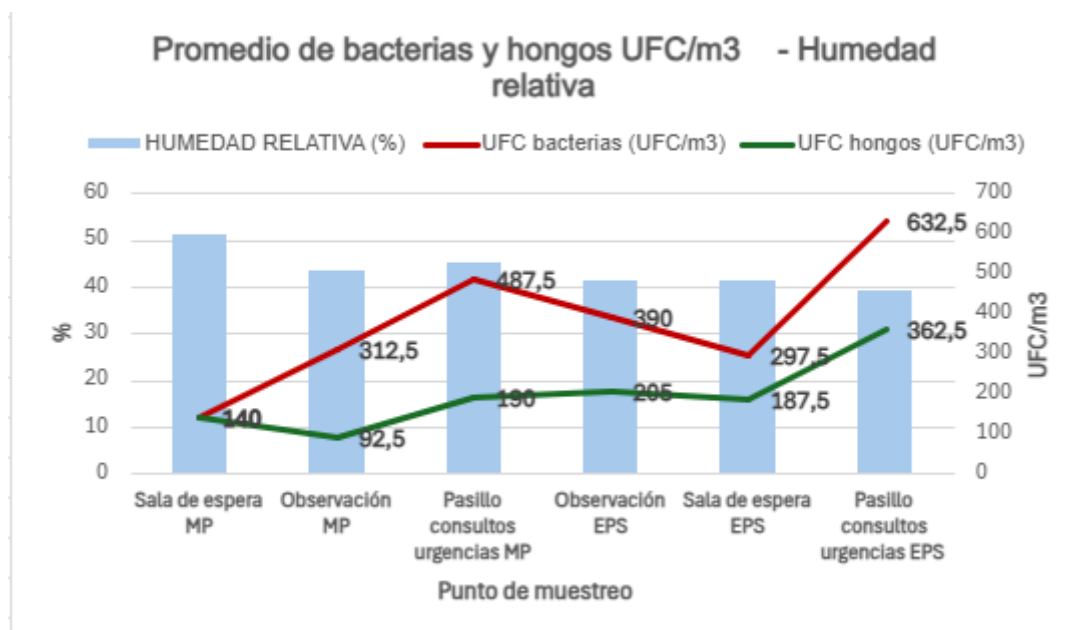
6.8. Comportamiento de la temperatura y humedad relativa frente a las concentraciones obtenidas

Con respecto a la humedad relativa se evidenció que en general, los seis puntos de muestreo escogidos presentan valores entre el 40% y el 55%, destacando que el punto nombrado Pasillos Consultorios EPS es el que presenta el menor valor (<40%), en cuanto a la temperatura se puede observar que en el área de urgencias se maneja un rango entre 22°C y 25 °C que presenta variaciones solo entre estos dos valores, manteniendo así una temperatura ligeramente más constante, sin embargo los valores más altos fueron presentados en el punto denominado sala de espera EPS esto debido a la cantidad de flujo de personas que allí se encontraban, seguido por pasillos y salas de observación que de igual manera se veían afectados por el flujo de personal y pacientes.

Según la guía Guidance on Indoor Environmental Quality in Health Care Facilities de la Pan American Health Organization (PAHO), se recomienda mantener la temperatura interior en hospitales en torno a 21 °C a 24 °C (aproximadamente 70 °F a 75 °F). Para la humedad relativa, la guía sugiere un rango de 40 % a 60 %. Este rango de temperatura y humedad tiene como objetivo garantizar tanto el espacio de pacientes y trabajadores como minimizar la proliferación de microorganismos en el ambiente interior. La temperatura y humedad fuera de estos valores pueden aumentar el riesgo de crecimiento de hongos, bacterias y otros patógenos en ambientes hospitalarios.

A continuación, se mostrará la relación que existe entre variables ambientales y concentraciones teniendo en cuenta los parámetros antes descritos. Para comenzar se mostrarán las gráficas obtenidas en el día de alto flujo a la hora de realizar el muestreo:

Gráfico 2. Promedio de bacterias y hongos – Humedad relativa

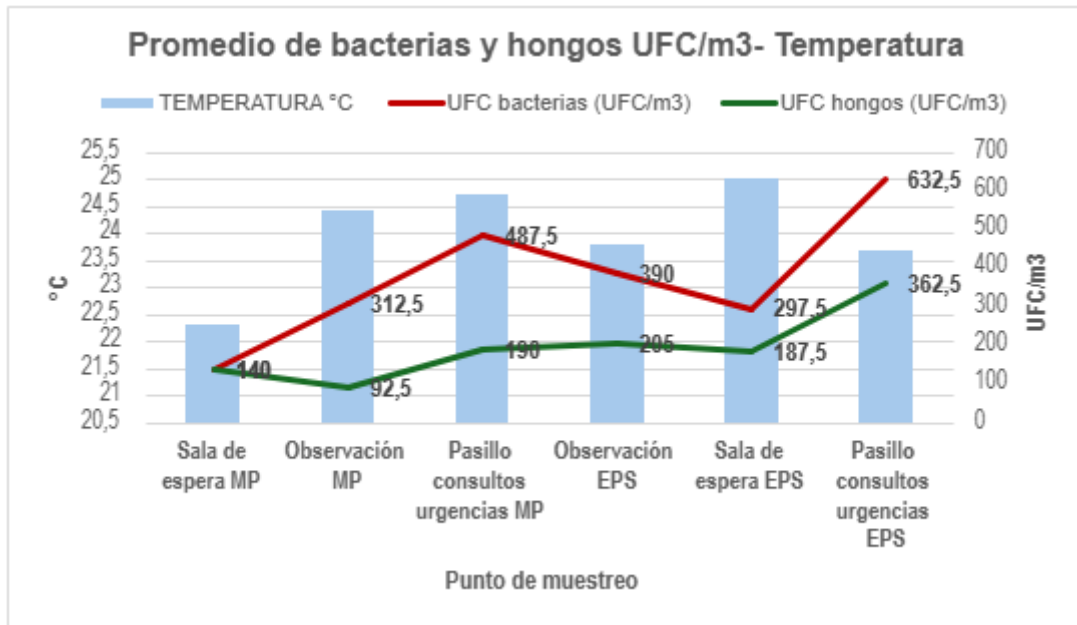


Fuente: Autoras

Se observa que la humedad relativa se mantiene entre 40 % y 50 % en la mayoría de los puntos, sin variaciones extremas. Sin embargo, las bacterias presentan una tendencia más variable, alcanzando su valor más alto en el pasillo de consultas y urgencias de la EPS, donde superan las 600 UFC/m³, mientras que en el resto de los puntos los valores son mucho menores. Por otro lado, los hongos muestran una distribución más estable y con menores concentraciones en todos los sitios, manteniéndose generalmente por debajo de 350 UFC/m³.

Este comportamiento sugiere que la proliferación bacteriana no depende directamente de la humedad, ya que el incremento más alto ocurre en un punto donde la humedad no es la mayor, lo que indica que otros factores, como la ventilación, el flujo de personas o las condiciones de limpieza, pueden influir en su presencia. En contraste, los hongos parecen menos sensibles a los cambios entre áreas, lo que refleja una menor variabilidad ambiental o una adaptación más estable a las condiciones del entorno.

Gráfico 33. Promedio de bacterias y hongos – Temperatura.

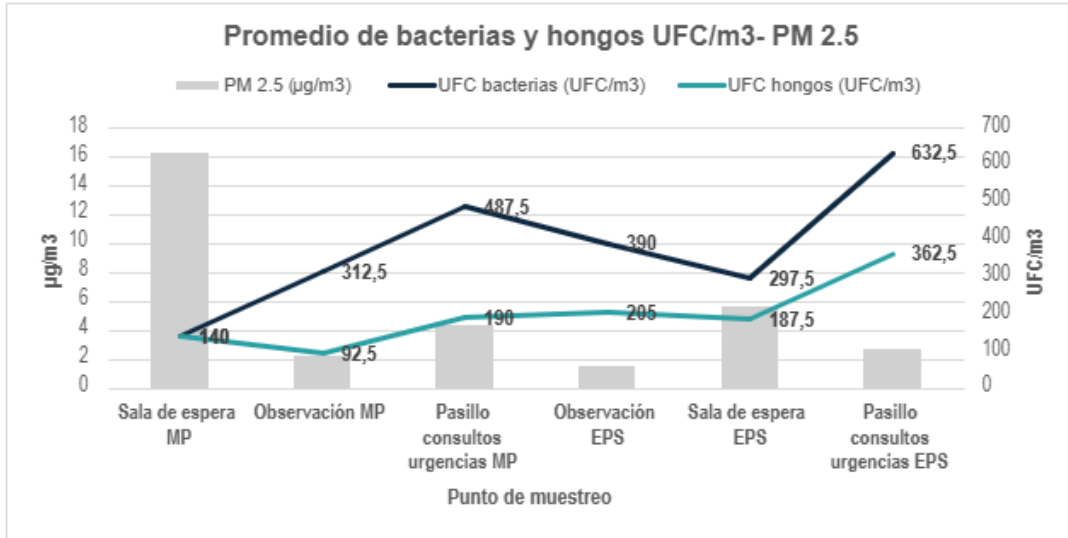


Fuente: Autoras

La temperatura vara entre 21 °C y 25 °C, lo que indica un ambiente estable y templado. Sin embargo, las bacterias muestran una tendencia más variable y alcanzan su concentración máxima en el pasillo de consultas y urgencias de la EPS, superando las 600 UFC/m³, mientras que en los demás puntos se mantienen entre 200 y 450 UFC/m³. Por su parte, las concentraciones de hongos se mantienen más bajas y constantes, con un ligero aumento también en el último punto de muestreo, pero sin superar las 350 UFC/m³.

Esta relación sugiere que las bacterias responden con mayor sensibilidad a los cambios ambientales, aunque su incremento no parece depender directamente de la temperatura, ya que los valores más altos de UFC no coinciden con las temperaturas más elevadas. En cambio, los hongos presentan una distribución más estable, lo que indica que su presencia no varía significativamente dentro del rango térmico observado.

Gráfico 44. Promedio de bacterias y hongos – PM 2.5



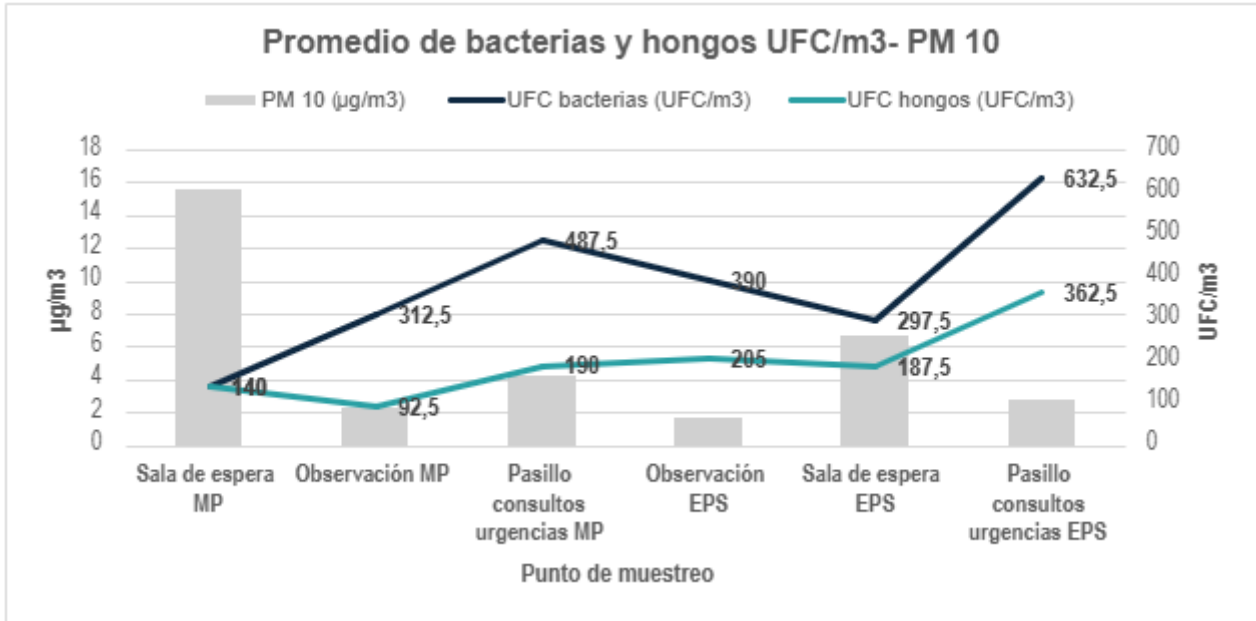
Fuente: Autoras

Las concentraciones de PM 2.5 varían notablemente entre los sitios, con el valor más alto en la sala de espera medicina prepagada (MP) ($16,23 \mu\text{g}/\text{m}^3$) y el más bajo en observación EPS ($1,52 \mu\text{g}/\text{m}^3$). Sin embargo, la presencia microbiana no sigue la misma tendencia: las bacterias alcanzan su mayor concentración en el pasillo de consultorios urgencias de la EPS ($>600 \text{ UFC}/\text{m}^3$), mientras que los hongos también presentan su pico en ese punto, aunque con valores más bajos (alrededor de $400 \text{ UFC}/\text{m}^3$).

Esto indica que no existe una correlación directa entre la cantidad de material particulado y la carga microbiana, ya que los mayores niveles de bacterias y hongos se registran en lugares con menor PM 2.5. Es posible que factores como la ventilación, la cantidad de personas, el flujo de aire o las condiciones de limpieza tengan mayor influencia en la proliferación microbiana que la concentración de partículas finas. En conjunto, los datos reflejan que las bacterias presentan mayor abundancia y variabilidad que los hongos, y que la relación entre PM 2.5 y microorganismos no es lineal, lo cual sugiere que factores ambientales como la temperatura y humedad relativa desempeñan un papel más determinante en su presencia.

Se recalca que en el punto de sala de espera medicina prepagada (MP) la mayor concentración de material particulado en el ambiente puede explicarse por la presencia de una puerta de gran tamaño y una ventilación más amplia, que facilitan el ingreso constante de aire exterior cargado de partículas. Estas condiciones permiten que el flujo de aire arrastre polvo, microorganismos y otros contaminantes hacia el interior, incrementando su acumulación en comparación con áreas más cerradas o con menor intercambio de aire.

Gráfico 55. Promedio de bacterias y hongos – PM 10.

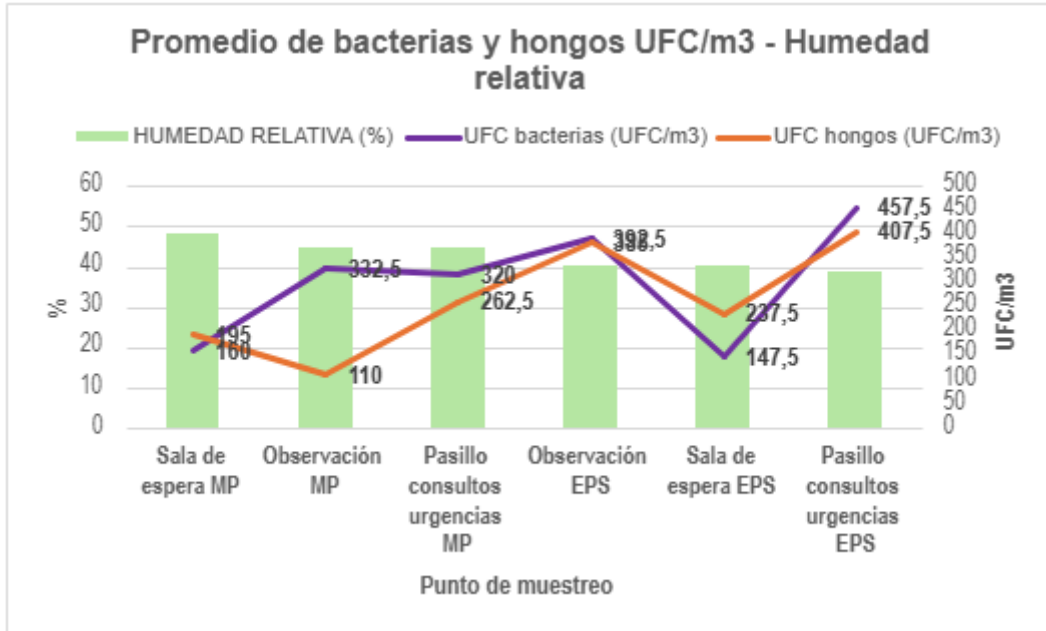


Fuente: Autoras

El gráfico muestra que la mayor concentración de material particulado (PM_{10}) se presenta en la sala de espera del área MP, posiblemente por el alto flujo de personas y la entrada de aire exterior que favorecen el ingreso de partículas. En contraste, las concentraciones bacterianas y fúngicas aumentan progresivamente hacia el pasillo de consultorios y urgencias del área EPS, donde se observa el valor más alto de bacterias. Esto indica que no existe una relación directa entre la cantidad de partículas y la carga microbiológica, ya que los factores que influyen en cada una son distintos. Mientras el PM_{10} depende principalmente de la ventilación y el movimiento del aire, la proliferación de microorganismos está más asociada con la presencia humana, las condiciones de humedad y la limpieza del entorno.

A continuación, se presentan las variables ambientales del día de menor flujo:

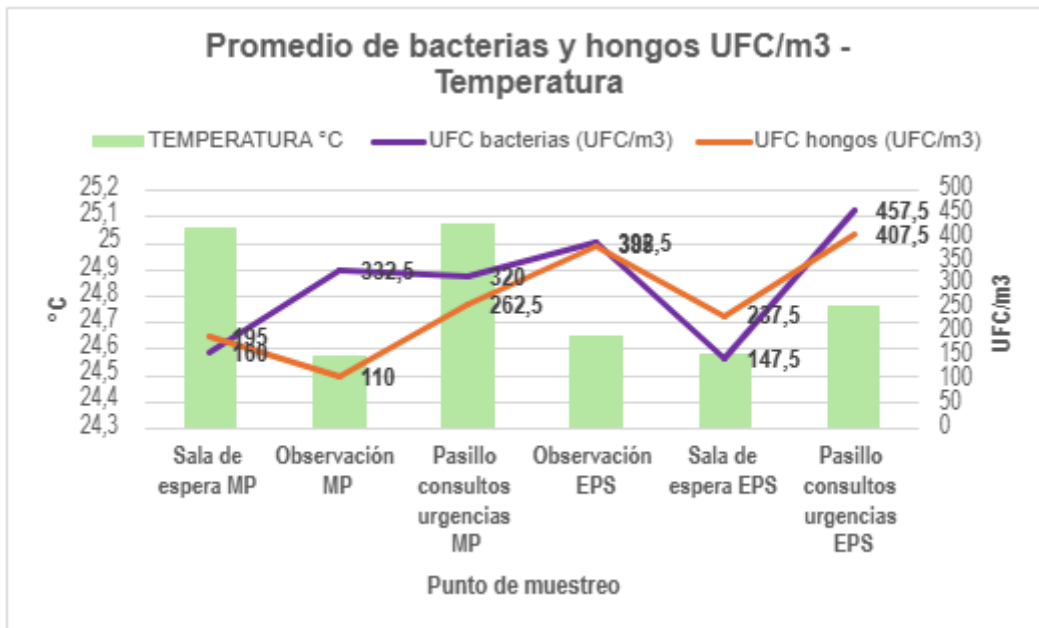
Gráfico 66. Promedio de bacterias y hongos – Humedad relativa.



Fuente: Autoras

La gráfica muestra que, aunque la humedad relativa se mantiene en un rango moderado entre 35 % y 45 %, las concentraciones de bacterias y hongos presentan variaciones significativas entre los puntos de muestreo. Ambas curvas siguen un comportamiento similar, con incrementos progresivos desde la sala de espera de la medicina prepagada (MP) hasta alcanzar un pico en la observación EPS y el valor máximo en el pasillo de consultorios de urgencias EPS, donde se evidencia la mayor carga microbiana. Esto sugiere que, si bien la humedad contribuye a mantener condiciones favorables para la supervivencia de microorganismos, los factores determinantes parecen estar asociados al flujo de personas, la ventilación y la resuspensión de partículas. La disminución observada en la sala de espera de la EPS indica que una mejor ventilación o limpieza puede reducir las concentraciones microbianas, mientras que las zonas de tránsito y atención constante representan los mayores riesgos de proliferación.

Gráfico 77. Promedio de bacterias y hongos – Temperatura.

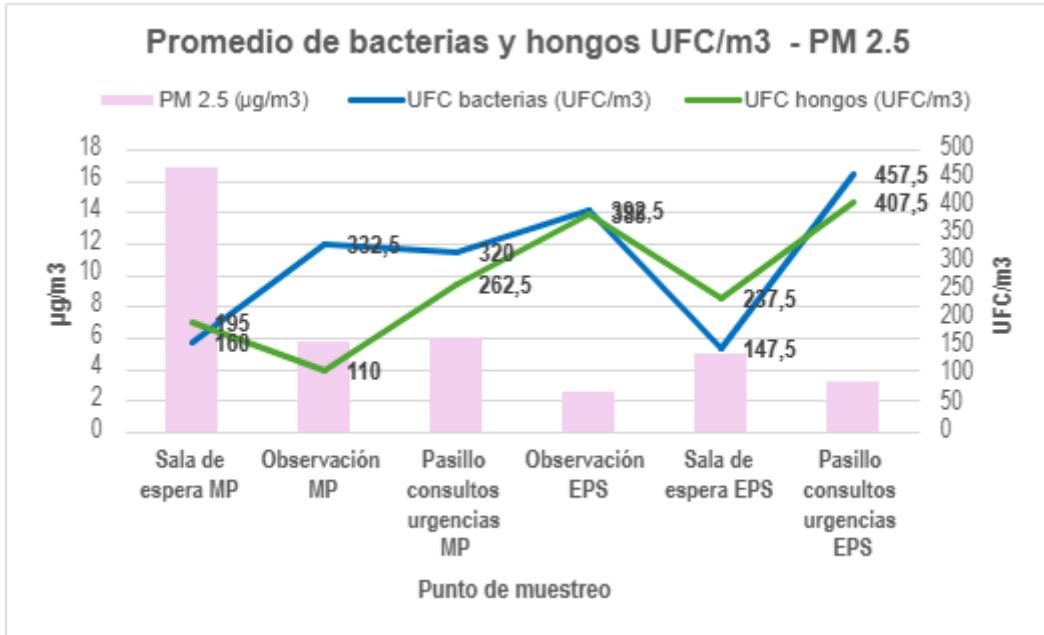


Fuente: Autoras

La gráfica evidencia que la temperatura ambiental en los distintos puntos de muestreo se mantiene dentro de un rango muy estrecho, entre 24,3 °C y 25,2 °C, lo que indica condiciones térmicas estables y controladas en todos los espacios evaluados. A pesar de esta estabilidad, se observa una variación significativa en las concentraciones microbianas: las UFC de bacterias y las UFC de hongos presentan una tendencia ascendente desde la sala de espera medicina prepagada (MP) hasta alcanzar su punto máximo en el pasillo de consultorios urgencias EPS, pasando por un pico intermedio en la observación EPS. Esto demuestra que la temperatura, aunque uniforme, no es el factor único que determina la proliferación microbiana, sino que actúa en sinergia con otras condiciones ambientales como la humedad, la ventilación y el flujo de personas.

En los puntos donde la temperatura se mantiene levemente más baja, como en la sala de espera EPS, se evidencia una disminución notable en la carga microbiana, lo cual sugiere que una mejor ventilación o un control térmico más eficiente pueden contribuir a limitar la concentración de bacterias y hongos en el aire. En contraste, los mayores valores de UFC en las zonas de observación y pasillos de urgencias EPS indican que la combinación de una temperatura estable, junto con un mayor movimiento de personas, actividades clínicas y posible recirculación del aire, favorece la suspensión y persistencia de microorganismos. La gráfica refleja que temperaturas cercanas a los 25 °C generan condiciones propicias para la supervivencia y proliferación de microorganismos mesófilos, típicos del ambiente hospitalario, por lo que es fundamental reforzar las medidas de ventilación, filtración de aire y control ambiental en las áreas con mayor carga microbiana detectada.

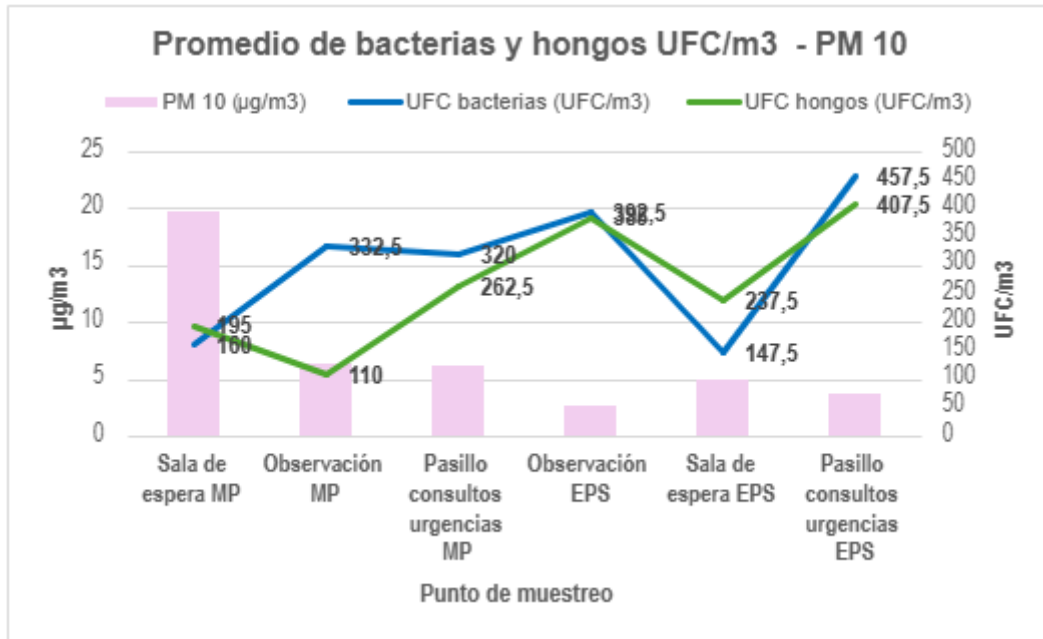
Gráfico 88. Promedio de bacterias y hongos – PM 2.5.



Fuente: Autoras

Se observa que la sala de espera medicina prepagada (MP) presenta el valor más alto de PM_{2.5}, aunque no coincide con los mayores niveles de microorganismos, lo que indica que no toda la materia particulada proviene de fuentes biológicas. En contraste, el pasillo de consultorios urgencias EPS registra las concentraciones más elevadas de bacterias y hongos, pese a tener niveles moderados de PM_{2.5}, sugiriendo que allí influyen factores como el alto tránsito de personas, la recirculación del aire y la resuspensión de partículas contaminadas. En general, las áreas de observación y pasillos muestran mayor proliferación microbiana, mientras que las salas de espera EPS evidencian menor carga, por mejor ventilación y control ambiental. Estos resultados reflejan que, aunque el PM_{2.5} puede facilitar el transporte de bioaerosoles, su concentración no determina por sí sola la presencia de microorganismos.

Gráfico 99. Promedio de bacterias y hongos – PM 10.



Fuente: Autoras

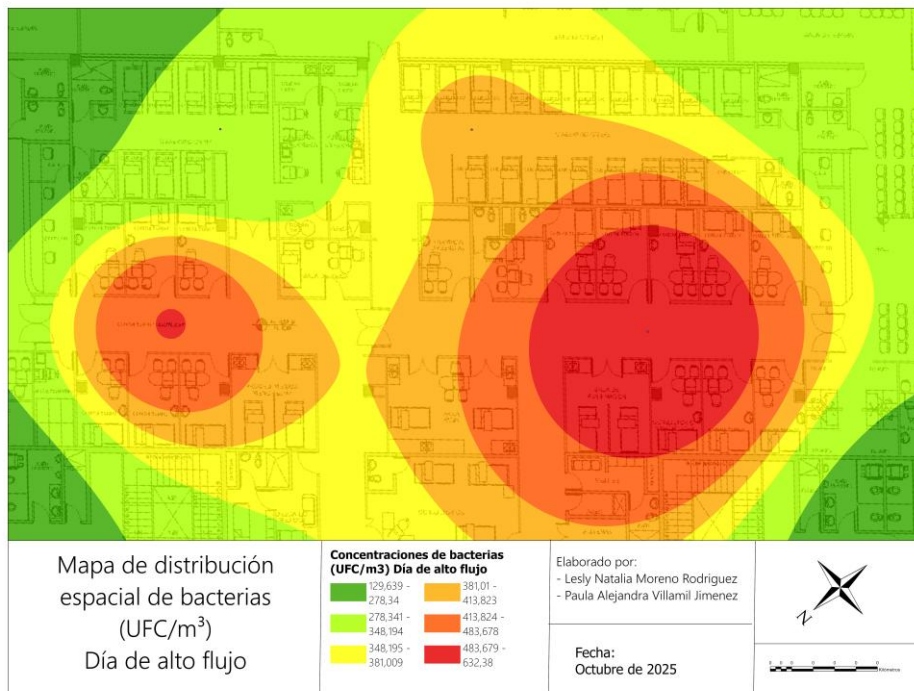
Se observa que el PM10 presenta un valor máximo en la sala de espera medicina prepagada (MP) (19,71 µg/m³) pero allí las UFC no alcanzan sus picos más altos, lo que sugiere que el material particulado tiene origen mayoritariamente no biológico (aire exterior, polvo inerte).

Estos resultados evidencian que la carga microbiana no depende exclusivamente de la cantidad de partículas suspendidas, sino también de factores como la humedad, la ventilación, la limpieza y la afluencia de personas. El análisis sugiere diferencias significativas en la calidad del aire interior entre las áreas muestreadas, destacando la necesidad de mejorar las condiciones de ventilación y control ambiental en los espacios con mayor concentración de bacterias y hongos.

6.9. Mapas de Riesgo por concentración de bioaerosoles según límites de la PAHO

Partiendo de los valores establecidos en la guía de la PAHO, que indica que los valores máximos de UFC/m³ para bacterias en áreas medianamente limpias oscilan entre 10 y 100 UFC/m³, y para otras áreas entre 100 y 200 UFC/m³, se observa que todos los puntos muestreados superan estos límites. Los valores más bajos se registraron en las zonas de sala de espera, con 140 UFC/m³ en medicina prepagada (MP) y 297.5 UFC/m³ en EPS, posiblemente debido a que estas áreas cuentan con mayor acceso a ventilación natural o mecánica en la arquitectura del edificio. En un rango intermedio, las zonas de observación medicina prepagada (MP) y EPS presentaron valores de 312.5 y 390 UFC/m³, respectivamente. Los valores más altos se encontraron en los pasillos de consultorios, con 487.5 UFC/m³ en medicina prepagada (MP) y 632.5 UFC/m³ en EPS, siendo esta última la concentración más elevada registrada. (Ilustración 2).

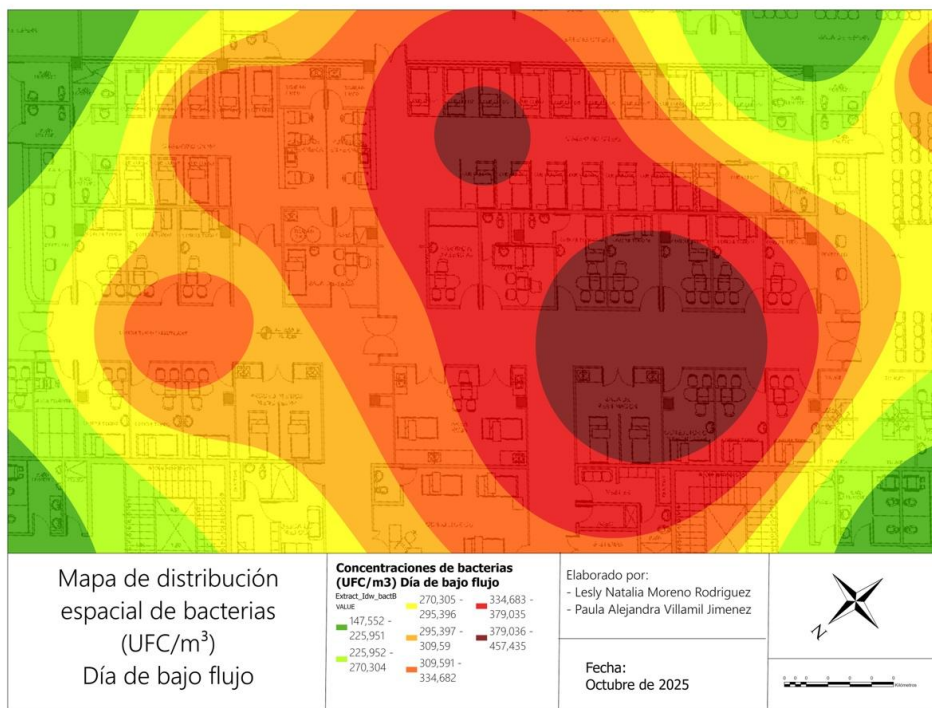
Ilustración 2. Mapa de Concentración bacteriana día de alto flujo área de urgencias.



Fuente: Autoras

Los datos de UFC/m³ de bacterias en días de bajo flujo de personas muestran una ligera disminución en comparación con los días de alto flujo, pero aún superan ampliamente los valores máximos recomendados por la PAHO. El rango de concentraciones mantiene una distribución similar, con valores que van desde 147.5 UFC/m³ en la sala de espera EPS hasta 457.5 UFC/m³ en el pasillo de consultorios EPS, mientras que en los días de alto flujo el valor máximo registrado fue de 632.5 UFC/m³. Estos resultados permiten identificar que, aunque existe una leve reducción en las concentraciones bacterianas en función del flujo de personas, este no parece ser un factor determinante para la concentración total de bacterias en el aire. Cabe mencionar que en esta interpolación se plantearon 7 clasificaciones para poder evidenciar con mayor claridad la distribución de todos los datos. (Ilustración 3).

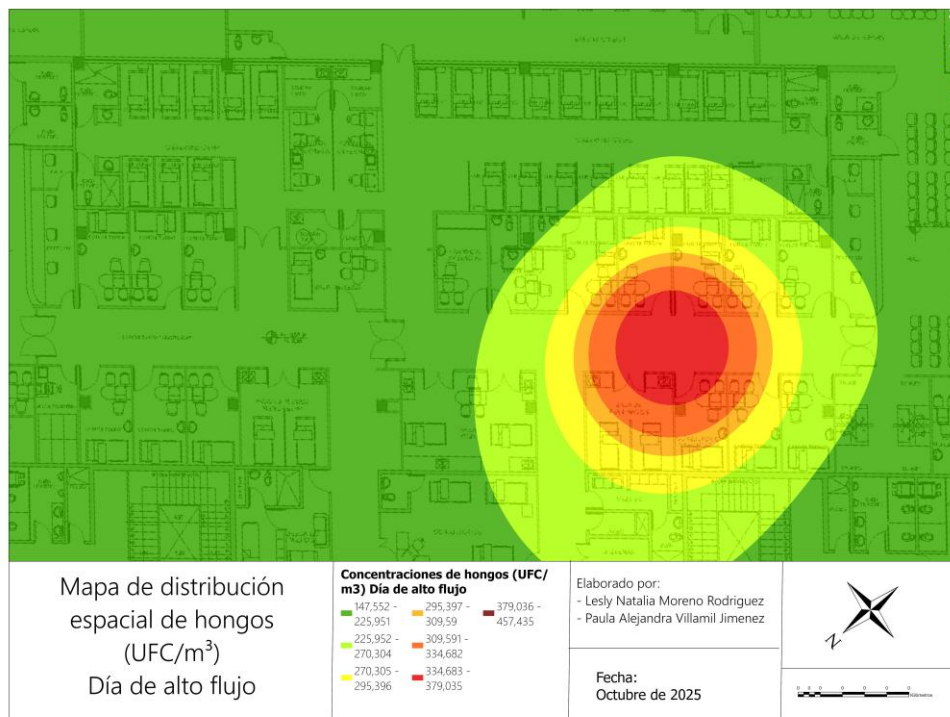
Ilustración 3. Mapa de Concentración bacteriana día de bajo flujo área de urgencias.



Fuente: Autoras

Para la carga microbiana fúngica, los valores establecidos en la guía de la PAHO, que indica que los valores máximos de UFC/m³ para hongos en áreas medianamente limpias oscilan entre 10 y 100 UFC/m³, y para otras áreas entre 100 y 200 UFC/m³, se observa que todos los puntos muestreados superan estos límites, sin embargo, se resalta que en el pasillo de consultorios EPS se presenta el valor más alto, esta área marcada en rojo indica una acumulación de esporas fúngicas superior a 390 UFC/m³, lo cual podría asociarse con deficiencias en la ventilación o filtración de aire, presencia de materiales porosos húmedos o elevada densidad de personas, factores que incrementan la concentración de bioaerosoles. (Ilustración 4).

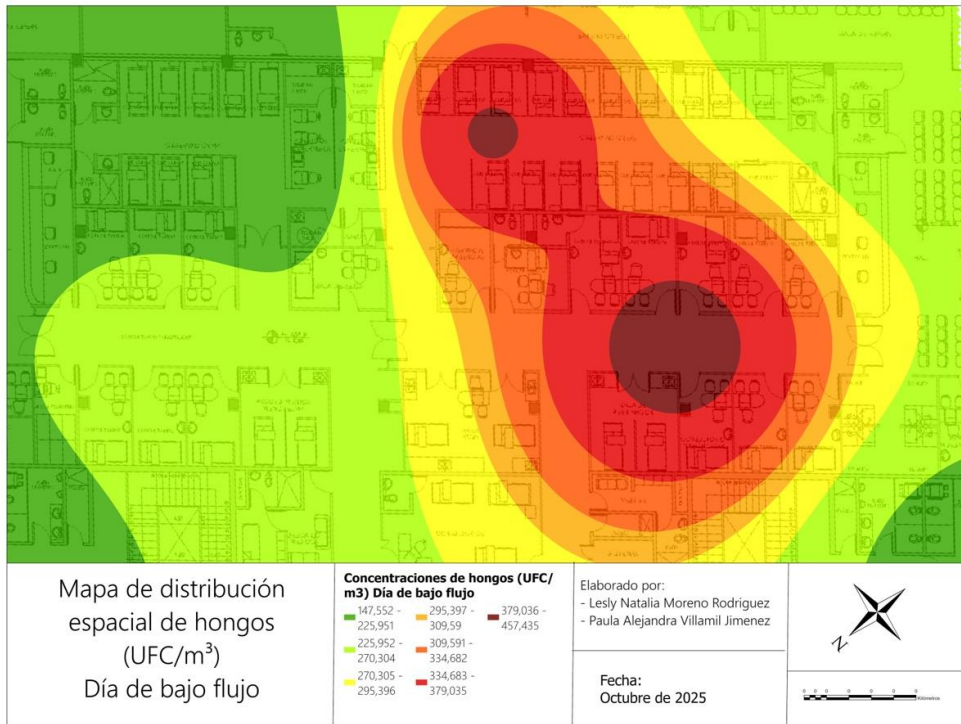
Ilustración 4. Mapa de Concentración fúngica día de alto flujo área de urgencias.



Fuente: Autoras

Para el día de bajo flujo se presenta un comportamiento similar en donde se observa un nuevo pico en la observación EPS, sin embargo la proliferación de hongos se concentra y se desarrolla más en el pasillo de consultorios EPS y sus alrededores, como se mencionó anteriormente este mapa también muestra que cada punto muestreado excede el límite propuesto por la PAHO, por tanto, el patrón observado en los mapas sugiere que existen focos localizados de contaminación fúngica, vinculados a la alta afluencia de pacientes o fallas puntuales de ventilación (Ilustración 5).

Ilustración 5. Mapa de Concentración fúngica día de bajo flujo área de urgencias.



Fuente: Autoras

7. Cálculo de riesgo

El cálculo de riesgo se realizó a partir de la ponderación de las variables ambientales (temperatura, humedad relativa y ventilación) y de la concentración de bioaerosoles (bacterias y hongos), siguiendo los parámetros establecidos en la guía “Orientación sobre la calidad ambiental interior en centros de atención sanitaria” de la PAHO (2023).

En general, las variables de temperatura y humedad relativa se mantuvieron dentro de los rangos recomendados en las zonas evaluadas, lo que indica que estas condiciones no favorecen la proliferación microbiana en el ambiente. Sin embargo, las concentraciones de bioaerosoles superaron los valores de referencia en todas las áreas, lo que evidencia una carga microbiana elevada, independiente de las condiciones térmicas.

Por su parte, la ventilación presentó las mayores limitaciones, ya que varias de las áreas carecen de sistemas adecuados de renovación de aire, lo cual puede favorecer la permanencia y acumulación de microorganismos en suspensión. (Tabla 12).

Tabla 13. Cálculo de riesgo.

ZONA DE INTERES	IMPORTANCIA CLINICA		CONCENTRACIÓN UFC Bacterias (10–100 cfu/m ³) Hongos (< 10 cfu/m ³)		TEMPERATURA (20–26 °C)			RH (Maximum 60%)			ventilación			RIESGO
	Hongos (1.5)	Bacterias (2)	Cumple (1)	No cumple (2)	(20–26 °C) cumple (1)	Parcialmente cumple (+2 °C del rango) (2)	No cumple >26 °C (3)	(<60%) cumple (1)	Parcialmente cumple (+2 % del rango) (2)	No cumple >60 °C (3)	Ventilación natural cruzada o mecánica (1)	Ventilación parcialmente adecuada(2)	Sin ventilación o circulación deficiente (3)	
Sala de espera MP	1.5			2	1			1			1			5
Observación MP		2		2	1			1				2		8
Pasillo consultos urgencias MP		2		2	1			1					3	9
Observación EPS		2		2	1			1				2		8
Sala de espera EPS		2		2	1			1			1			7
Pasillo consultos urgencias EPS		2		2	1			1					3	9

Fuente: Autoras

Sala de espera medicina prepagada (MP) y Sala de espera EPS (Riesgo Bajo = 5 – 7 pts)

Estas zonas presentaron los valores de riesgo más bajos. Aunque las concentraciones microbiológicas superan los límites recomendados, la presencia de ventilación natural o cruzada permite la dilución y recambio del aire, reduciendo la acumulación de bioaerosoles. Esto se refleja también en los mapas de distribución espacial, donde estas áreas mostraron las menores concentraciones.

Observación medicina prepagada (MP) y Observación EPS (Riesgo Moderado = 8 pts)

En estas áreas se evidencian concentraciones elevadas de bacterias y hongos, sin embargo, la temperatura y humedad se mantienen dentro de los rangos adecuados. El factor que aumenta el riesgo es la ventilación parcialmente adecuada, debido a circulaciones de aire restringidas o dependientes de aperturas no constantes. La condición estructural de mayor cerramiento contribuye a la acumulación de microorganismos.

Pasillos de consultorios medicina prepagada (MP) y EPS (Riesgo Moderado Alto = 9 pts)

Aunque las condiciones de temperatura y humedad se mantienen dentro de los parámetros recomendados, estos espacios registraron las concentraciones más altas de bioaerosoles. La falta de ventilación permanente es el principal factor de riesgo, pues el intercambio de aire depende únicamente de la apertura ocasional de puertas

entre salas. Esto sugiere que los pasillos funcionan como zonas de acumulación y tránsito microbiano, donde los microorganismos pueden permanecer suspendidos durante más tiempo debido a la baja renovación de aire.

8. Discusión

Los resultados obtenidos en esta investigación permiten caracterizar el riesgo ambiental asociado a la presencia de bioaerosoles en el área de urgencias, evidenciando que la distribución y concentración de microorganismos en el aire no es homogénea y está estrechamente vinculada con la dinámica de circulación de personas y la eficiencia de la ventilación. Se encontró que las concentraciones más elevadas se registraron en el pasillo de consultorios de urgencias EPS, con valores de hasta 632,5 UFC/m³ para bacterias y 460 UFC/m³ para hongos, niveles que superan los límites recomendados por la PAHO (2023). Estos resultados coinciden con lo reportado por Guzmán y Pachón [11], en el Hospital de Suba, donde las zonas de mayor tránsito y ventilación insuficiente presentaron incrementos significativos en la carga microbiológica, atribuidos a la resuspensión y dispersión de partículas biológicas generada por el movimiento constante de personas.

Asimismo, se observó que los días de mayor afluencia de usuarios presentaron un incremento en las concentraciones de bacterias, mientras que en los días de menor flujo predominaron las concentraciones de hongos. Este comportamiento es consistente con lo planteado por Guzmán Fierro y Pachón Bernal [11], quienes señalan que la actividad humana favorece la resuspensión de bacterias desde superficies y textiles, mientras que los hongos tienden a acumularse y liberarse en condiciones de menor perturbación y ventilación reducida. Sin embargo, el patrón espacial encontrado en este estudio difiere de investigaciones como las de Alvarado & Mora [10] y Rivera Sánchez & Suárez Ramírez [12], que reportaron mayores concentraciones en salas de observación y cubículos de atención. En este caso, los pasillos actuaron como corredores de intercambio de aire, donde la alta circulación, apertura frecuente de puertas y acoplamiento entre áreas favorecieron condiciones de acumulación microbiana.

La identificación microbiológica realizada fue de tipo morfológico, por lo que solo permitió establecer asociaciones preliminares con géneros reportados frecuentemente en ambientes hospitalarios. Debido a ello, se recomienda que estudios futuros incorporen técnicas moleculares que permitan precisar la identidad y patogenicidad de los microorganismos presentes, con el fin de fortalecer la evaluación del riesgo biológico.

En cuanto a las variables ambientales, se observó una correlación positiva fuerte entre PM_{2.5} y PM₁₀, indicando que ambas fracciones responden a las mismas fuentes o condiciones ambientales, lo cual ha sido documentado en entornos clínicos con alta densidad ocupacional [72]. La correlación positiva entre bacterias y hongos sugiere que ambos grupos responden de manera similar a la dinámica del aire interior, en concordancia con Soleimani [73]. Por el contrario, la correlación negativa entre PM_{2.5} y bacterias podría explicarse por la reducción de la viabilidad microbiana ante la presencia de partículas finas y compuestos asociados a ellas, como metales pesados y radicales oxidantes [74]. Finalmente, la tendencia negativa entre humedad relativa y hongos coincide con lo descrito por Madsen [75] y Frankel, Hansen & Madsen [76], quienes demostraron que la elevada humedad favorece la sedimentación de esporas y reduce su suspensión en el aire.

De acuerdo con la matriz de evaluación del riesgo, los pasillos y consultorios EPS fueron clasificados como zonas de riesgo alto, mientras que las salas de espera se ubicaron en niveles medio a bajo. Este resultado coincide con lo planteado por

Maldonado Vega [8], quienes indican que las áreas con mayor circulación y actividad dinámica constituyen los principales focos de contaminación aeróbica en hospitales.

En términos de gestión, estos hallazgos subrayan la necesidad de fortalecer los sistemas de ventilación, incrementar la frecuencia del monitoreo microbiológico y regular la densidad de ocupación, en concordancia con las directrices de la PAHO (2023) y la OMS (2021). Además, incluir los pasillos y corredores en los planes de vigilancia ambiental representa un cambio estratégico para mejorar la prevención y control de infecciones asociadas a la atención en salud.

9. Impacto social y humanístico del proyecto

La investigación realizada en el área de urgencias de una clínica privada de IV nivel en Bogotá tiene un impacto social y humanístico significativo, ya que aborda directamente la protección de la salud de pacientes, trabajadores sanitarios y acompañantes frente a un riesgo silencioso pero constante: la exposición a bioaerosoles. El estudio evidencia que la microbiota aérea es diversa y presenta concentraciones elevadas en zonas de alta afluencia, especialmente en el pasillo de consultorios de urgencias EPS, donde convergen mayor número de pacientes y existe una ventilación limitada, situación coherente con lo reportado por investigaciones previas sobre la influencia del flujo de usuarios y el tipo de ventilación en la carga microbiana aérea en instituciones hospitalarias [2], [8], [9]. Estos hallazgos amplían la comprensión de cómo el ambiente hospitalario puede contribuir al aumento de infecciones intrahospitalarias, especialmente en poblaciones vulnerables como pacientes inmunocomprometidos, adultos mayores y niños, grupo identificado por organismos internacionales como de alto riesgo frente a microorganismos aerotransportados [1,5,16,18].

Desde un enfoque humanístico, el proyecto refuerza el principio ético de garantizar entornos seguros y saludables, destacando la necesidad de mantener condiciones ambientales óptimas que reduzcan la transmisión aérea de agentes patógenos, en concordancia con las directrices de organismos como la OMS, OPS y CDC para la prevención de infecciones asociadas a la atención en salud [6,16,59]. Asimismo, la investigación impulsa el fortalecimiento de competencias profesionales en Ingeniería Ambiental orientadas al bienestar social, promoviendo una conciencia crítica sobre el impacto de la calidad del aire en la salud de los usuarios y del personal asistencial. Al evidenciar deficiencias en ventilación, control microbiológico y gestión del riesgo, el estudio aporta información técnica valiosa que puede orientar decisiones institucionales para la mejora de los procesos de vigilancia ambiental, la prevención de brotes y la reducción de infecciones nosocomiales, alineándose con recomendaciones establecidas en estudios sobre control ambiental hospitalario y bioseguridad [7,22,25,78].

10. Conclusiones

Los resultados evidenciaron concentraciones de bacterias y hongos que superan los límites máximos establecidos por la PAHO para áreas hospitalarias, con valores más altos en el pasillo de consultorios del área EPS (hasta 632.5 UFC/m³ para bacterias y 460 UFC/m³ para hongos). Esto demuestra la existencia de focos de contaminación microbiológica en zonas de alto tránsito y ventilación limitada, lo cual incrementa el riesgo de exposición para pacientes y personal sanitario.

El análisis estadístico no mostró una correlación significativa entre las variables ambientales (temperatura, humedad, PM_{2.5} y PM₁₀) y las concentraciones microbianas. Sin embargo, la interpretación conjunta de los datos sugiere que la ventilación, el flujo de personas y la resuspensión de partículas son factores determinantes en la proliferación y dispersión de bioaerosoles. Las áreas con mejor ventilación presentaron menores niveles de microorganismos, lo que refuerza la importancia del control ambiental y la renovación de aire en espacios cerrados.

La caracterización macroscópica y microscópica permitió relacionar los aislamientos bacterianos con géneros como *Bacillus* y *Staphylococcus*, y los fúngicos con *Aspergillus* y *Cladosporium*, todos con relevancia clínica documentada en infecciones nosocomiales. De acuerdo con la matriz de riesgo aplicada, las áreas de pasillos de urgencias y consultorios EPS se clasificaron en nivel de riesgo alto, mientras que las salas de espera mostraron riesgo medio a bajo, en correspondencia con las concentraciones obtenidas y las condiciones de ventilación.

Los hallazgos resaltan la necesidad de fortalecer las estrategias de control de bioaerosoles en áreas críticas del hospital mediante mantenimiento preventivo de sistemas de ventilación, limpieza frecuente de superficies, control de humedad y monitoreo periódico de la calidad microbiológica del aire. Estas acciones son esenciales para mitigar el riesgo de infecciones intrahospitalarias y garantizar ambientes seguros tanto para pacientes como para el personal asistencial.

11. Recomendaciones

A partir de los resultados obtenidos en la evaluación microbiológica y ambiental del área de urgencias, se recomienda optimizar los sistemas de ventilación en las zonas donde se identificaron concentraciones elevadas de bioaerosoles, especialmente en espacios con ventilación limitada y alta afluencia de personas. Estudios previos han demostrado que la ventilación deficiente favorece la acumulación de microorganismos en suspensión y aumenta el riesgo de transmisión de infecciones [3,9,78]. Por ello, se sugiere mejorar los sistemas de ventilación mecánica con recambio efectivo del aire e implementar, cuando sea posible, estrategias de ventilación natural cruzada, en concordancia con las guías internacionales para calidad ambiental interior en instalaciones de salud [35,59].

Asimismo, se recomienda establecer un programa de monitoreo microbiológico periódico que permita evaluar tendencias en la carga microbiana del aire y detectar oportunamente cambios en los niveles de riesgo. La variabilidad observada entre los diferentes espacios analizados refuerza la necesidad de monitoreos continuos basados en metodologías estandarizadas como las propuestas en la NTP 299 y en la ISO 14644-1 [34,36], así como en técnicas de recuento de unidades formadoras de colonia ampliamente utilizadas en la evaluación de calidad del aire interior [21,24]. Un monitoreo sistemático aportará información clave para la toma de decisiones en materia de bioseguridad y control de infecciones.

Del mismo modo, es importante controlar las variables ambientales, ya que la temperatura, la humedad relativa y el material particulado influyen directamente en la proliferación y dispersión de microorganismos en ambientes hospitalarios. La literatura especializada señala que valores altos de humedad y material particulado incrementan la aerosolización de esporas y bacterias [25,73,77]. Por tanto, se recomienda mantener la temperatura entre 20–26 °C y la humedad relativa por debajo del 60 %, siguiendo las directrices de la PAHO, así como incorporar sistemas de medición continua de PM_{2.5} y PM₁₀ mediante sensores validados para garantizar el seguimiento constante de estas variables [27,45,46].

Por otro lado, se considera necesario gestionar adecuadamente el flujo de usuarios dentro del área de urgencias, dado que la elevada circulación de personas fue uno de los factores asociados al incremento de la carga microbiana. Investigaciones previas han demostrado que una mayor densidad de ocupación favorece la dispersión de microorganismos y aumenta el riesgo de exposición en espacios clínicos [2,8,78]. En este sentido, se recomienda implementar estrategias que reduzcan las aglomeraciones, como la optimización de procesos de triage, la regulación del acceso de acompañantes y la reorganización espacial para mejorar la circulación y disminuir puntos de congestión.

Adicionalmente, se sugiere fortalecer el mantenimiento preventivo y la limpieza especializada de las áreas de mayor riesgo. La presencia de bacterias ambientales y potencialmente patógenas identificadas en el estudio, tales como *Staphylococcus* spp., *Bacillus* spp. y *Acinetobacter* spp., coincide con hallazgos que subrayan la relevancia del ambiente físico en la transmisión de infecciones nosocomiales [7,11,52]. Por ello, se recomienda incrementar la frecuencia de limpieza en superficies de alto contacto, realizar mantenimientos regulares de los sistemas de ventilación y aplicar protocolos de desinfección específicos en zonas con concentraciones elevadas de bioaerosoles.

Finalmente, se resalta la importancia de continuar fortaleciendo la capacitación del personal sanitario en temas de bioseguridad y riesgos relacionados con bioaerosoles. Diversos organismos internacionales han resaltado que la formación continua del personal asistencial es clave para reducir la transmisión de patógenos y mejorar la adherencia a los protocolos de prevención de infecciones [6,16,58]. Además, se recomienda que futuras investigaciones incorporen técnicas avanzadas de identificación molecular, como MALDI-TOF, con el fin de obtener una caracterización más precisa de los microorganismos y profundizar en su implicación clínica, tal como sugieren estudios recientes en microbiología ambiental hospitalaria [52,54,60,74].

Bibliografía

- [1] European Centre for Disease Prevention and Control (ECDC). (2018). *Healthcare-associated infections: Annual epidemiological report for 2018*. ECDC.
- [2] Beggs, C. B., Kerr, K. G., & Sleight, P. A. (2008). *The transmission of airborne infection in hospitals: Fact or fiction?* *Indoor and Built Environment*, 17(2), 168–185.
- [3] Kembel, S. W., et al. (2012). *Architectural design influences the diversity and structure of the built environment microbiome*. *The ISME Journal*, 6(8), 1469–1479.
- [4] Instituto Nacional de Salud (INS). (2024). *Boletín epidemiológico semanal: Brotes de infecciones asociadas a la atención en salud en Colombia*. Bogotá, D.C.
- [5] Centers for Disease Control and Prevention (CDC). (2023). *Healthcare-Associated Infections (HAIs)*. CDC.
- [6] World Health Organization (WHO). (2020). *Infection prevention and control during health care when COVID-19 is suspected or confirmed*. WHO.
- [7] Dancer, S. J. (2014). *Controlling hospital-acquired infection: Focus on the role of the environment and new technologies for decontamination*. *Clinical Microbiology Reviews*, 27(4), 665–690.
- [8] Maldonado Vega, J., Rodríguez Álvarez, M., & Hernández Morales, A. (2014). *Evaluación de bioaerosoles y calidad del aire en hospitales de México*. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 30(4), 403–412.
- [9] UEES. (2024). *Enfermedades infecciosas y emergentes en el Ecuador*. Universidad Espíritu Santo. Recuperado de <https://uees.edu.ec/descargas/libros/2024/enfermedades-infecciosas-y-emergentes-en-el-ecuador.pdf>
- [10] Rydzewska, A., & Bożym, M. (2018). *Microbiological indoor air quality in Polish hospitals: The influence of building age and ventilation type*. *Environmental Science and Pollution Research*, 25, 27412–27420.
- [11] Universidad de La Salle. (2019). *Determinación de bioaerosoles en el área de urgencias de un hospital de segundo nivel en Engativá, Bogotá*. Trabajo de grado, Facultad de Ingeniería Ambiental.
- [12] Guzmán Fierro, L. A., & Pachón Bernal, C. (2017). *Evaluación de bioaerosoles y su relación con infecciones respiratorias nosocomiales en el Hospital de Suba*. *Revista Colombiana de Salud Ocupacional*, 7(1), 45–52.
- [13] Rivera Sánchez, J., & Suárez Ramírez, L. (2017). *Análisis del riesgo asociado a la presencia de bioaerosoles en el área de urgencias del Hospital Universitario Mayor Méderi*. Universidad del Rosario.
- [14] Bolaños Sánchez, J. E., & Parra Castiblanco, M. (2023). *Caracterización de bioaerosoles en instituciones no hospitalarias del municipio de Yacopí, Cundinamarca*. *Revista Colombiana de Ciencias Ambientales*, 15(2), 55–68.

- [15] Biermann, A. H., Carter, J. M., & Ayala, C. (2013). *Bioaerosols: Assessment and control in healthcare environments*. *Environmental Health Perspectives*, 121(2), 123–130.
- [16] Centers for Disease Control and Prevention (CDC). (2020). *Methicillin-resistant Staphylococcus aureus (MRSA): Information for healthcare professionals*. CDC.
- [17] Organización Mundial de la Salud (OMS). (2021). *Global report on infection prevention and control*. OMS.
- [18] Gómez, L. M., Patiño, D., & Hernández, C. (2022). *Hongos patógenos en ambientes hospitalarios: Riesgos y control*. *Revista de Salud Ambiental*, 22(3), 115–128.
- [19] World Health Organization (WHO). (2022). *Health care-associated infections fact sheet*. WHO.
- [20] Andersen, R. L. (1958). *New sampler for the collection, sizing, and enumeration of viable airborne particles*. *Journal of Bacteriology*, 76(5), 471–484.
- [21] Hinds, W. C. (1999). *Aerosol Technology: Properties, Behavior, and Measurement of Airborne Particles*. John Wiley & Sons.
- [22] Bennington, J. (1999). *Microbiological quantification techniques: Colony-forming units (CFU) in environmental samples*. *Journal of Applied Microbiology*, 87(3), 341–345.
- [23] Ministerio de Trabajo y Asuntos Sociales de España. (1999). *Guía técnica para la evaluación y prevención de los riesgos relacionados con la exposición a agentes biológicos*. INSST.
- [24] Borrego, S., & Alonso, S. (2011). *Microbial air quality in indoor environments*. *Aerobiología*, 27(3), 251–258.
- [25] American Public Health Association (APHA). (2017). *Standard Methods for the Examination of Air and Waste*. APHA Press.
- [26] World Health Organization (WHO). (2009). *Guidelines for indoor air quality: Dampness and mould*. WHO.
- [27] Mena, M., Elizondo, J., & Delgado, C. (2017). *Monitoreo microbiológico ambiental en instituciones de salud*. *Revista de Salud Ocupacional*, 10(2), 89–98.
- [28] U.S. Environmental Protection Agency (EPA). (2022). *Particulate Matter (PM) basics*. EPA.
- [29] Mateus, M., Molina, J., & Álvarez, D. (2022). *Composición química del material particulado y su efecto en la salud respiratoria*. *Revista Colombiana de Ciencias Ambientales*, 14(1), 70–84.
- [30] Kelly, F. J., Fussell, J. C., et al. (2012). *Size, source and chemical composition as determinants of toxicity attributable to ambient particulate matter*. *Atmospheric Environment*, 60, 504–526.

- [31] Romanazzi, V., et al. (2014). *Airborne particulate matter and metal exposure in urban environments*. Environmental Research, 134, 331–338.
- [32] Peña, J., Carter, D., & Ayala Fierro, F. (2001). *Evaluación de riesgos ambientales y exposición a contaminantes*. Fondo de Cultura Económica.
- [33] Instituto Nacional de Salud (INS). (2023). *Evaluación de riesgo ambiental y salud pública en Colombia*. INS.
- [34] [Organización Mundial de la Salud (OMS), 2021. Environment and Health Risks.
- [35] United States Environmental Protection Agency (EPA), 2022. Chemical Safety and Hazard Investigation.
- [36] IDEAM, 2018. Calidad del aire interior y evaluación de bioaerosoles.
- [37] Organización Internacional del Trabajo (OIT), 2020. Safety and Health at Work.
- [38] IDEAM, 2019. Atlas de Riesgo Climático en Colombia.
- [39] International Organization for Standardization (ISO). (2014). *ISO/IEC Guide 51:2014 — Safety aspects — Guidelines for their inclusion in standards*. ISO.
- [40] CDC, 2020. Guidelines for Environmental Infection Control in Health-Care Facilities.
- [41] Organización Mundial de la Salud (OMS), 2021. Transmission of SARS-CoV-2: implications for infection prevention.
- [42] IDEAM, 2018. Guía para la identificación de hongos ambientales en interiores.
- [43] OMS, 2020. Foodborne parasitic diseases.
- [44] EPA, 2022. Biological Contaminants in Indoor Environments.
- [45] International Organization for Standardization (ISO). (2015). *ISO 14644-1:2015 Cleanrooms and associated controlled environments – Part 1: Classification of air cleanliness by particle concentration*. ISO.
- [46] Pan American Health Organization (PAHO). (2023). *Guidance on Indoor Environmental Quality in Health Care Facilities*. PAHO.
- [47] Instituto Nacional de Seguridad y Salud en el Trabajo (INSST). (1999). *NTP 299: Método para el recuento de bacterias y hongos en el aire*. INSST, España.
- [48] <https://www.alcaldiabogota.gov.co/sisjur/normas/Norma1.jsp?i=29213>
- [49] Fuente del método de recorrido en “W”. [Referencia incompleta, verificar autor y año].
- [50] MDMCientífica. (s.f.). *Tripteina Soya Agar (TSA)*. [Referencia incompleta, verificar título completo y ciudad de publicación].

- [51] Insumolab. (s.f.). *Papa Dextrosa Agar (PDA)*. [Referencia incompleta, verificar detalles del fabricante o ficha técnica].
- [52] MBV AG. (s.f.). *MAS-100 Eco Air Sampler – Operating Principle*.
- [53] MERCK. (2019). *MAS-100 Eco: Active Air Sampler for Microbiological Monitoring*.
- [54] Extech Instruments. (2012). *Manual del termo-anemómetro modelo 45158*. [Referencia incompleta, verificar editorial o URL].
- [55] Hinds, W. (1999). *Aerosol Technology: Properties, Behavior, and Measurement of Airborne Particles*. 2ª ed. John Wiley & Sons.
ISO 14644-3. (2019). *Cleanrooms and Associated Controlled Environments — Part 3: Test Methods*.
- [56] Çengel, Y. A., & Boles, M. A. (2015). *Termodinámica*. 8ª ed. McGraw-Hill Education.
- [57] HabitatMap. (s.f.). *AirBeam: Air Quality Monitor*
- [58] RESET. (2018). *Air Quality Monitoring*
- [59] AirCasting. (2023). *AirBeam Sensor Data Platform*
- [60] U.S. Environmental Protection Agency (U.S. EPA). (2022). *Air Sensor Performance and Evaluation Center (AirSENSE)*.
- [61] González Gil, E., Blanco Becerra, L. C., Leonardo Gutiérrez, E., Rivera Sánchez, K. J., Aguirre Guataqui, K. N., Suárez Ramírez, P. A., et al. (2023). Salud ambiental: Una propuesta para el cuidado de la casa común. Bogotá, Colombia: Ediciones USTA. ISBN 978-958-782-635-7.
- [62] IntechOpen. (s.f.). *Características microbiológicas de las especies de Bacillus subtilis y su relación con las infecciones hospitalarias*. Recuperado de: <https://www.intechopen.com/chapters/89708>
- [63] García-Varona, M., & Santos, M. (2018). Bacillus spp.: características, ecología y relevancia en salud pública. *Revista Cubana de Salud Pública*, 44(3), 1–10.
- [64] Martínez-García, M., & Gómez, L. (2019). Staphylococcus epidermidis: de comensal a patógeno oportunista en entornos hospitalarios. *Revista Médica Clínica Las Condes*, 30(3), 209–216.
- [65] Pachón, J., & Garnacho-Montero, J. (2018). Acinetobacter baumannii: epidemiología, resistencia y control en el medio hospitalario. *Revista Española de Quimioterapia*, 31(1), 1–11.
- [66] Atlas of Microbiology in Pictures. (2023). *Staphylococcus epidermidis morphology and culture*.
- [67] Visca, P., Seifert, H., & Towner, K. J. (2020). *Acinetobacter infection — An overview of clinical and environmental aspects*. *Microorganisms*, 8(12), 1906.
Harding, C. M., et al. (2018). *Pathogenesis and virulence of Acinetobacter species*. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, 82(1).

- [68] Ibrahim, N., et al. (2020). *Carotenoid production in environmental bacterial isolates. Journal of Applied Microbiology*, 129(4), 1028–1040.
- [69] Madigan, M. T., Bender, K. S., Buckley, D. H., Sattley, W. M., & Stahl, D. A. (2021). *Brock Biology of Microorganisms* (16^a ed.). Pearson.
- [70] Harding, C. M., et al. (2018). *Pathogenesis and virulence of Acinetobacter species. Microbiology and Molecular Biology Reviews*, 82(1).
- [71] Tortora, G. J., Funke, B. R., & Case, C. L. (2022). *Microbiología*. 14^a ed. Pearson.
- [72] Rodríguez, A., & Guzmán, L. (2019). *Pigmentos bacterianos y su función ecológica en ambientes hospitalarios*.
- [73] Vicuña, K., & Herrera, C. (2020). Bacterias ambientales oportunistas asociadas a infecciones en hospitales: Sphingomonas y otros bacilos ambientales. *Revista Peruana de Medicina Experimental y Salud Pública*, 37(4), 654–662.
- [74] Ministerio de Salud de Colombia. (2021). *Guía para el control de infecciones intrahospitalarias*. Bogotá D.C.
- [75] González, M., & Arango, M. (2018). Importancia clínica de Talaromyces y hongos relacionados en ambientes interiores. *Revista Iberoamericana de Micología*, 35(4), 215–223.
- [76] Organización Panamericana de la Salud (OPS). (2023). *Orientación sobre la calidad ambiental interior en centros de atención sanitaria*. Washington, D.C.
- [77] Guamán-Burneo, M., et al. (2020). *Aislamiento de levaduras del aire hospitalario en Ecuador. Revista de Ciencias de la Salud*, 18(2), 45–53.
- [78] Ministerio de Salud de Chile. (2017). *Guía técnica de hongos ambientales y su impacto en la salud humana*. Santiago de Chile: MINSAL.
- [79] Restrepo, A., & Robledo, J. (2011). Aspergilosis: aspectos clínicos, diagnóstico y epidemiología. *Revista Colombiana de Neumología*, 23(1), 17–28
- [80] Klich, M. A. (2002). *Identification of Common Aspergillus Species*. Centraalbureau voor Schimmelcultures, Utrecht, The Netherlands.
- [81] Yilmaz, N., Houbraken, J., Hoekstra, E. S., Frisvad, J. C., & Samson, R. A. (2014). *New taxa in Talaromyces. Studies in Mycology*, 78, 175–198.
- [82] Samson, R. A., et al. (2015). *Phylogeny, identification and nomenclature of the genus Penicillium. Studies in Mycology*, 78, 343–371.
- [83] [Referencia incompleta: se menciona la morfología del género Penicillium]
- [84] DrFungus. (2020). *Penicillium species identification and morphology*.
- [85] Perdelli, F., et al. (2006). *Fungal contamination in hospital environments with air conditioning systems. Journal of Hospital Infection*, 62(4), 358–365.

- [86] MicrobeNotes. (2020). *Aspergillus species characteristics and identification*. Recuperado de: <https://microbenotes.com>
- [87] Samson, R. A., et al. (2014). *Aspergillus systematics in the genomic era*. *Studies in Mycology*, 78, 141–173.
- [88] Institut national de santé publique du Québec. (2024). *Aspergillus flavus*. Fiches d'information sur les moisissures. INSPQ. Disponible en: <https://www.inspq.qc.ca/en/moulds/fact-sheets/aspergillus-flavus>
- [89] Sharma, R., & Bansal, R. (2022). *Morphological and biochemical characterization of Penicillium species isolated from soil samples*. *South Asian Research Journal of Natural Products*, 15(1), 35–42. Disponible en: <https://sarr.co.in/wp-content/uploads/volume-15-issue-1-chapter-6.pdf>
- [90] MicrobeNotes. (2024). *Aspergillus niger morphology and culture characteristics*. Recuperado de: <https://microbenotes.com>
- [91] Bensch, K., Groenewald, J. Z., & Crous, P. W. (2018). *Cladosporium species — biodiversity and ecology*. *Studies in Mycology*, 89, 1–94.
- [92] Brągoszewska, E., & Mainka, A. (2024). *The effect of particulate matter on airborne bacterial viability in indoor environments*. *Atmosphere*, 15(1), 23.
- [93] Soleimani, Z., Goudarzi, G., & Alavi, N. (2022). *Bacterial and fungal aerosols in hospital environments: Characterization and health risk*. *Environmental Research*, 208, 112642.
- [94] Acuña, M., et al. (2022). *Impact of PM2.5 on microbial communities in hospital air*. *Environmental Science and Pollution Research*, 29(34), 51423–51435.
- [95] Madsen, A. M., Kruse, P., Schneider, T., & Nielsen, B. H. (2012). *Characterization of microbial particle release from moldy building materials under different humidity conditions*. *Applied and Environmental Microbiology*, 78(15), 5463–5472.
- [96] Frankel, M., Hansen, E. W., & Madsen, A. M. (2014). *Effect of relative humidity on aerosolization and morphology of fungal spores from building materials*. *Indoor Air*, 24(6), 599–610.
- [97] López, A., Pino, N., & Peñuela, G. (2013). *Evaluación de bioaerosoles en hospitales latinoamericanos: relación entre ventilación y carga microbiana*. *Revista de Salud Ambiental*, 13(2), 89–97.
- [98] Sánchez, M., Guerrero, J., & González, A. (2016). *Concentración de hongos en aire hospitalario y su relación con variables ambientales*. *Revista Colombiana de Microbiología y Salud Ambiental*, 20(3), 120–130.