



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA



**Control microbiológico del área y personal del servicio dental de la
Clínica Universitaria para la Atención a la Salud (CUAS) Zaragoza**

TESIS

Que para obtener el título de

Químico Farmacéutico Biólogo

PRESENTAN

Matias Silva Gabriela Yanet

Trujillo Molina Laura

DIRECTOR DE TESIS

Q.F.B. Carolina Jiménez López

ASESOR

Q.F.B. Ixel Venecia González Herrera

Ciudad de México, FEBRERO 2019



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

ÍNDICE

ÍNDICE	2
INTRODUCCIÓN.....	4
MARCO TEÓRICO	6
1. Definición de IAAS.....	6
2. Antecedentes	6
3. Cadena de transmisión de los microorganismos	8
3.1 Mecanismos o vía de transmisión.....	10
3.2 Hospedero susceptible.....	12
4. Efecto de las infecciones nosocomiales	13
5. Control microbiológico.....	13
5.1 Control microbiológico ambiental	15
5.2 Control microbiológico de superficies	16
5.3 Supervisión del personal.....	17
6. Factores que favorecen la contaminación - Vías de transmisión de las IAAS.....	18
7. Medidas de prevención a infecciones asociadas a la atención de la salud-Precauciones estándar	19
7.1 Reducir la transmisión de una persona a otra	20
7.2 Prevención de la transmisión por el medio ambiente	32
7.3 Limpieza y desinfección del consultorio dental	39
7.4 Limpieza del entorno hospitalario	42
7.5 Evitar accidentes punzocortantes.....	43
8. Normatividad vigente para prevención de infecciones	46
9. Métodos de muestreo	47
9.1 Toma de muestra ambiental.....	47
9.2 Toma de muestra de superficies	50
9.3 Toma de muestra del personal	52
PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	54
HIPÓTESIS.....	56
OBJETIVOS.....	57
MATERIAL Y MÉTODOS	58
Diseño de estudio	58
Población:	58
Período del estudio y muestreos	58
Variables	58

Material.....	58
Equipo	60
Procedimiento.....	60
<i>Obtención de muestras ambientales</i>	60
Obtención de muestras de instrumental clínico, campo clínico y tarja	61
Obtención de muestras del personal	62
Observaciones para hongos	62
Observaciones para bacterias	63
RESULTADOS	65
I. Control microbiológico.....	65
II. Recomendaciones para prevenir o reducir los factores de riesgo en el área de servicio dental de la CUAS Zaragoza	75
DISCUSIÓN DE RESULTADOS.....	77
CONCLUSIONES.....	90
ANEXO 1	92
ANEXO 2	94
REFERENCIAS.....	100

INTRODUCCIÓN

Las infecciones asociadas a la atención sanitaria (IAAS), también conocidas como infecciones hospitalarias o nosocomiales, representan para los sistemas de salud, tanto públicos como privados, uno de los principales problemas debido a que se asocian con un importante aumento en los costos en el ámbito social y de atención hospitalaria, asimismo, condicionan altas tasas de morbilidad y mortalidad. Arreguín et al. ⁽¹⁾ indicó que en México se ha reportado que el costo promedio por episodio de IAAS es de 8990 dólares, mientras que la Organización Mundial de la Salud (OMS) señala que el costo anual de las IAAS en el país se aproxima a los 1.500 millones de dólares, y, además, que 450.000 casos de IAAS causan 32 muertes por cada 100.000 habitantes por año. ⁽²⁾

El control microbiológico de áreas hospitalarias es un tema de principal interés dentro de la comunidad clínica para reducir el riesgo de adquirir algún tipo de IAAS, incrementando el nivel de protección en la atención sanitaria tanto para el paciente, como para el personal de salud. De forma particular, en la consulta odontológica el riesgo de contraer una infección por el paciente y el personal de salud siempre está presente. Sin embargo, la adquisición de una infección dentro de un ambiente clínico depende de las características de los microorganismos y de la susceptibilidad del hospedador, aumentando la probabilidad de adquirirse una vez que se ha contaminado el entorno. El personal odontológico es un grupo de alto riesgo a contraer y, además, diseminar microorganismos patógenos por el contacto con secreciones biológicas o por el contacto con fómites, como mobiliario, aditamentos, instrumental, ropa, piel, instalaciones físicas, aire, etc. Por ende, el área de trabajo odontológico implica un ambiente altamente contaminado en el cual deben aplicarse estrictas normas de bioseguridad, así como la implementación de programas de

monitoreo microbiológico. De esta manera, se puede valorar la efectividad de las técnicas de asepsia aplicadas en las unidades dentales y mejorar las medidas de prevención para disminuir el riesgo de contraer una infección.

Es por lo anterior que el presente estudio tuvo como objetivo realizar un monitoreo microbiológico del área dental y del personal de la Clínica Universitaria para la Atención a la Salud (CUAS) Zaragoza, y con ello se determinó que los microorganismos presentes con mayor frecuencia en las diferentes áreas dentales muestreadas fueron: *Staphylococcus sp.*, *S. aureus*, *Bacillus sp.*, *Cladosporium sp.*, *Penicillium sp.*, *Alternaria sp.* y *Candida sp.* Por otro lado, en las manos del personal se determinó la presencia de *Staphylococcus epidermidis*, *S. aureus*, *Bacillus sp.*, *Enterobacter sp.*, *Klebsiella sp.* y *Candida sp.*; la mayoría de los microorganismos antes mencionados son patógenos para el ser humano y representan un riesgo de infección. Por lo cual, de acuerdo a los resultados obtenidos, se resalta la necesidad de implementar medidas de prevención más eficaces de acuerdo a la Normatividad vigente, con un enfoque de seguridad para el paciente que acude al servicio dental.

MARCO TEÓRICO

1. Definición de IAAS

Las infecciones asociadas a la atención de la salud (IAAS), también conocidas como infecciones nosocomiales u hospitalarias, son infecciones contraídas por un paciente durante su tratamiento en un hospital u otro centro sanitario, que se manifiesta clínicamente, y que no presentaba en el momento de su ingreso; sin embargo, también pueden ser adquiridas por el personal de salud, y ocurren de 48 a 72 h después del ingreso y hasta 72 h después del alta. Las IAAS también suelen ser relacionadas con los servicios ambulatorios.

2. Antecedentes

La infección adquirida dentro de un hospital abarca al menos 2500 años de historia médica. Se remonta al comienzo de los hospitales en el año 325 de nuestra era. Las primeras instituciones dedicadas al cuidado de los enfermos se originan alrededor de 500 años antes de Cristo en la mayoría de las civilizaciones conocidas, principalmente en la India, Egipto, Palestina y Grecia.

El estudio científico de infección nosocomial u hospitalaria, comenzó durante la primera mitad del siglo XVIII, y desde ese momento hasta el inicio de la “era bacteriológica” muchas de las contribuciones más notables se originaron en Escocia. ⁽¹⁾

Existieron muchos hombres de ciencia que contribuyeron al estudio de la, entonces conocida, infección intrahospitalaria (IIH), entre los que se encuentra: Florence Nightingale promovió, durante la Guerra de Crimea, su control, logrando abatir la mortalidad entre los heridos (de 42 a 2 %), al mejorar la higiene y el cuidado.

Sir John Pringle que fue el primero en defender la teoría del contagio animado como responsable de la IIH, es decir, por parte del personal y, además, fue precursor de la noción de antiséptico. Por otro lado, James Simpson realizó el primer estudio ecológico sobre las IIH, y en 1843 Oliver Wendell Holmes postuló que las IIH eran propagadas de forma física a las mujeres en labor de parto por los médicos, por lo cual estableció reglas de higiene en torno al parto. Por otro lado, Lord Joseph Lister instauró en el año 1885, el uso del ácido fénico o fenol, para realizar la aerolización de los quirófanos, lo cual es considerado el origen de la asepsia.

En 1878, Robert Koch demostró el origen microbiano de las infecciones en heridas accidentales y quirúrgicas. Esta aportación permitió que los cirujanos se concentraran en evitar la entrada de gérmenes tanto en heridas quirúrgicas o accidentales y no tanto en la desinfección de una herida contaminada. ⁽³⁾

J Simpson, de Edinburgo e Ignaseta Semmelweis de Viena, fueron de los primeros en recomendar procedimientos para el control de las IAAS.

La gran mayoría de las IAAS son producidas por gérmenes presentes en la biota normal de los enfermos, los cuales no son patógenos en sus medios habituales, pero transmitidos generalmente por el personal. Sin embargo, las bacterias nosocomiales se distinguen por su resistencia frente a los antibióticos.

En México, a principios del decenio de 1970-79, se inició el establecimiento de los “servicios de vigilancia epidemiológica de infecciones intrahospitalarias” en el IMSS, extendiéndose luego a todas las unidades hospitalarias de segundo y tercer nivel del sector salud del país. ⁽²⁾

El estudio de las infecciones nosocomiales, en México, fue iniciado por el doctor Samuel Ponce de León quien a partir de 1983 estableció un programa de vigilancia y control de las infecciones relacionada con la atención médica en el Instituto

Nacional de Ciencias Médicas y Nutrición Dr. Salvador Zetaubirán, mediante el cual se logró una disminución de 55% en la razón de infecciones hospitalarias con una reducción en la mortalidad asociada de 36%. Este sistema se convirtió en un modelo que se implementó en el resto de los Institutos Nacionales de Salud y hospitales de tercer nivel del IMSS. La investigación epidemiológica, realizada por este grupo, estableció las bases para la creación en 1997 de la Red Hospitalaria de Vigilancia Epidemiológica (RHOVE) como parte de la estrategia nacional para fortalecer la práctica médica y disminuir las IAAS en los hospitales del sector salud, de forma simultánea en colaboración con la Dirección General de Epidemiología de la Secretaría de Salud se elaboró la primera NOM-045-SSA2-2015 “Para la vigilancia y control de las infecciones asociadas con la atención en salud”. Los resultados de estas actividades y los evidentes beneficios de dichos programas, al observar tendencias y evaluar el impacto de las medidas de prevención han justificado también en México que los programas de vigilancia y control de infecciones sean un requisito para la acreditación y certificación de hospitales, ya que la frecuencia de IAAS es uno de los mejores indicadores de la calidad de la atención médica hospitalaria. ⁽⁴⁾

3. Cadena de transmisión de los microorganismos

Una infección o colonización ocurre cuando se dan una secuencia de elementos que se unen para transmitir un microorganismo infeccioso a un hospedero susceptible. Sin embargo, infección y colonización no son lo mismo, ambas se refieren a la presencia de un microorganismo en el tejido de un hospedero, donde vive, crece, se multiplica, pero en la infección induce una respuesta inmune del hospedero, que genera signos y síntomas; por el contrario, en la colonización, el microorganismo

puede o no inducir una respuesta inmune en el hospedero, aunque no genere signos ni síntomas.

Las IAAS se originan en instituciones de salud y pueden afectar tanto a los pacientes como al personal de salud durante la atención. Son resultado de una secuencia de interacciones y condiciones especiales que permitan que un agente infeccioso ingrese y afecte a un hospedero susceptible; es decir, se requiere que un microorganismo deje el lugar en el que vivía y se reproducía (reservorio) a través de una puerta de salida; después, a través de un mecanismo de transmisión debe encontrar la puerta de entrada en un sujeto susceptible de adquirir la infección (hospedero susceptible). Luego requerirá que el hospedero susceptible desarrolle la enfermedad. Esta secuencia de interacciones específicas se conoce como cadena de transmisión (Figura 1).

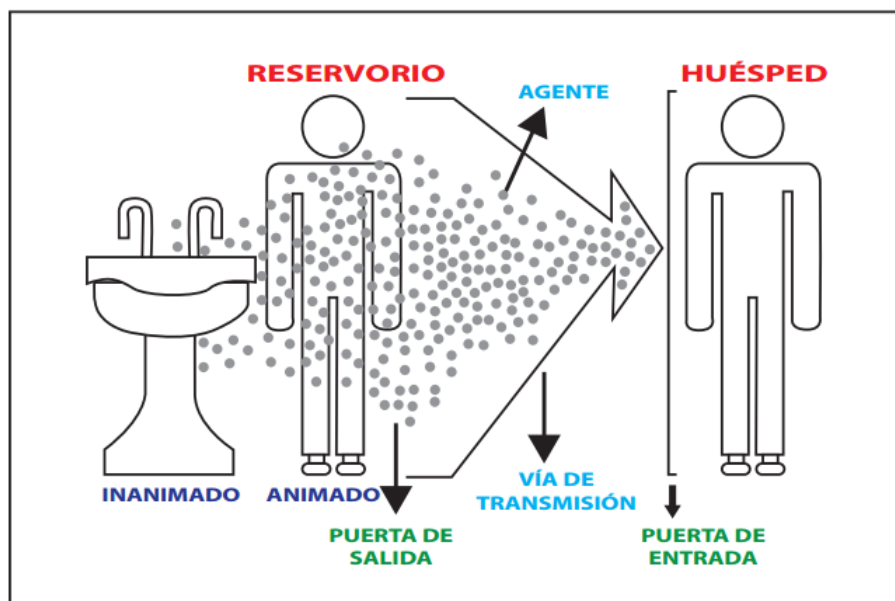


Figura 1. Cadena de transmisión de IAAS. Fuente: Programa de Control de infecciones Asociadas a la Atención de Salud. ⁽⁵⁾

Los microorganismos que pueden causar IAAS pueden ser bacterias, virus, hongos, parásitos o priones, y las condiciones del agente que producen la infección son:

- Dosis infectante (inóculo).
- Virulencia: capacidad del agente de causar enfermedad grave o la muerte.
- Invasividad: capacidad del agente de penetrar tejidos del hospedero y multiplicarse.
- Patogenicidad: capacidad del agente de causar enfermedad por distintos mecanismos.

Los reservorios, es decir, el hábitat en el cual los microorganismos viven, crecen y se multiplican, pueden ser objetos inanimados, el ambiente y elementos animados, que incluye al ser humano. El medio ambiente, tanto animado como inanimado, está constituido por el propio entorno hospitalario, los equipos e instrumental para el diagnóstico y tratamiento, los materiales de cura y las soluciones desinfectantes, pero principalmente, el personal asistencial. El hospedero puede no presentar síntomas de enfermedad infecciosa y ser un portador sano del microorganismo, situación que dificulta su identificación como reservorio.

Cada uno de los componentes de la cadena de transmisión debe estar presente y, si falta alguno de ellos, se interrumpirá la cadena y no habrá transmisión.

3.1 Mecanismos o vía de transmisión

Se refiere al conjunto de mecanismos que utiliza el microorganismo para trasladarse desde la puerta de salida del reservorio, hasta la puerta de entrada del hospedero susceptible. Los principales mecanismos de transmisión de las IAAS son:

- Contacto directo con lesiones, sangre, fluidos orales y secreciones nasorespiratorias contaminadas.

- Contacto indirecto, a través de instrumentos, superficies y equipos contaminados.
- Salpicaduras de sangre, saliva o secreciones naso-respiratorias de la piel o mucosas.
- Transmisión aérea, mediante aerosoles que se generan al hablar, toser o en actos quirúrgicos y que contienen sangre o secreciones contaminadas.

A continuación, se describen los 3 principales mecanismos de transmisión.

Contacto directo

El microorganismo pasa de la puerta de salida del reservorio al hospedero susceptible, sin intermediarios; ocurre en un período de tiempo muy corto y con gran cantidad de gérmenes. Por ejemplo: 1) por contacto directo entre la sangre o fluidos corporales provenientes de un paciente con enfermedad; 2) mediante el contacto directo del personal de salud o de un paciente con otro paciente que sea portador; 3) por contacto directo de las manos del personal dedicado al cuidado de un paciente con lesiones orales por herpes simple 1 por no utilizar guantes.

Contacto indirecto

Este tipo de contacto se refiere a cuando el hospedero susceptible entra en contacto con el microorganismo infectante por medio de un intermediario inanimado (ropa, fómites, superficies de la habitación) o animado (manos del personal de salud a otro paciente). Este tipo de vía de transmisión se suele relacionar con condiciones higiénicas deficientes.

Transmisión por el aire

Los microorganismos que se transmiten por vía aérea son a través de la diseminación de aerosoles, donde la puerta de entrada suele ser el aparato respiratorio. Los aerosoles son partículas que se generan cuando una corriente de

aire atraviesa la superficie de una película de fluido, generando pequeñas partículas en el cruce de aire y líquido. Las partículas que transmiten microorganismos se clasifican como se menciona a continuación:

- Gotitas: transmisión de microorganismos a través de la generación de partículas (gotitas) de 5 μm a 100 μm de diámetro. Generalmente, se emiten desde el tracto respiratorio (boca o nariz) al toser, estornudar o hablar y tienen un diámetro $>20 \mu\text{m}$, por lo cual se pueden mantener en suspensión por algunos segundos.
- Núcleos de gotitas (transmisión aérea): transmisión de microorganismos por la difusión de partículas de $< 5 \mu\text{m}$ de diámetro y pueden mantenerse en suspensión en el aire durante períodos prolongados, a diferencia de las gotitas.

3.2 Hospedero susceptible

El hospedero es el eslabón final de la cadena de transmisión, y para que un microorganismo logre infectar al hospedero y causarle enfermedad tienen que darse factores constitucionales, genéticos, inmunitarios y otras características inespecíficas del individuo.

Dentro de los factores de importancia para los pacientes que influyen en la posibilidad de contraer una infección se encuentran la edad, malnutrición, el estado de inmunidad, cualquier enfermedad subyacente y las intervenciones diagnósticas y terapéuticas. Los pacientes que presentan enfermedad crónica, como tumores malignos, leucemia, diabetes mellitus, insuficiencia renal o síndrome de inmunodeficiencia adquirida (SIDA) tienen una mayor vulnerabilidad a las infecciones por patógenos oportunistas, estas últimas causadas por microorganismos normalmente inocuos (forman parte de la flora bacteriana normal

del ser humano) pero que llegan a ser patógenos cuando se ven comprometidas las defensas inmunitarias del organismo.

4. Efecto de las infecciones nosocomiales

Las infecciones contraídas en los establecimientos de atención de salud están dentro de las principales causas de muerte y de aumento de la morbilidad en pacientes hospitalizados. Cada día, las IAAS provocan la prolongación de las estancias hospitalarias, discapacidad a largo plazo, una mayor resistencia de los microorganismos a los antibióticos, altos costos adicionales para los sistemas de salud (debido a las pérdidas de salarios, de producción, etc.) y para los pacientes y sus familias al igual que muertes innecesarias. ⁽⁶⁾

Sin embargo, a pesar de que las IAAS son el efecto adverso más frecuente en la atención sanitaria, su verdadera carga mundial no se conoce con exactitud, lo cual se debe a la dificultad de reunir datos fiables, debido a que la mayoría de los países carecen de sistemas de vigilancia de IAAS. Cabe mencionar que las IAAS son un indicador que mide la calidad de los servicios prestados, por lo que no se considera eficiente un hospital que tiene una alta incidencia de infecciones adquiridas durante la estadía de los pacientes en él.

Por lo antes mencionado, es necesario que en todos los lugares que presten servicios de atención a la salud se lleven a cabo intervenciones de prevención, como las precauciones estándares, las cuales se mencionan más adelante.

5. Control microbiológico

La importancia de realizar el monitoreo del medio ambiente, en relación con el estudio de las IAAS, es primordial, ya que esta actividad permite contribuir, junto con otros factores propios de la atención de salud, a ayudar en la pronta recuperación, y

eliminar cualquier posible vía de contagio que debilite a los pacientes e incluso pueda amenazar su vida. Por esto, si existen los recursos, es conveniente establecer un programa de vigilancia ambiental aleatorio. El monitoreo microbiológico son una serie de procedimientos que permiten determinar el contenido microbiano de áreas, superficies, personal, equipo y otros.

En este sentido el medio ambiente hospitalario tiene numerosos microorganismos, sin embargo, solo en algunos casos se ha demostrado la relación causa-efecto entre la presencia de microorganismos en el medio ambiente y el desarrollo de una infección. El control microbiológico sistemático no está recomendado, puesto que la presencia de un microorganismo en el cultivo de una superficie u objeto no es suficiente para considerarlo la causa de un brote. ^(3, 7)

Algunos de los propósitos de tener un control microbiológico son los siguientes:

- Servir como herramienta para procesos de evaluación de programas y políticas en control y prevención de las IAAS.
- Servir como fuente de información a procesos de valoración de necesidades y de planeación en salud.
- Estimar la magnitud de las IAAS en las poblaciones de riesgo.
- Proporcionar información sobre distribución y propagación de las IAAS.
- Evaluar estrategias de control de las IAAS.
- Establecer relaciones de asociación entre los factores de riesgo y su asociación de las IAAS específicas para la población blanco de la vigilancia.

Los hospitales acreditados deben tener una comisión de control de infecciones. El papel de este comité es identificar el origen del problema, por ejemplo, las cepas de bacterias resistentes a los antibióticos y las técnicas de esterilización inadecuadas. El encargado del control de infecciones debe realizar exámenes periódicos del

equipo hospitalario a fin de determinar la extensión de la contaminación microbiana. La muestra se debe tomar de tubuladuras, catéteres, reservorios de respiradores y otros equipos que puedan estar en contacto o no con el paciente.

Por lo tanto, los reservorios en los que se encuentran microorganismos potencialmente implicados en IAAS son variados, pero los principales pueden dividirse en:

- I. Ambiente intrahospitalario.
- II. Superficies inanimadas o sólidas: las que más en contacto estén con las manos del personal sanitario como: interruptores de la luz, teclados y ratón de ordenador, teléfonos, fonendoscopios, mandos de grifería, ropas del personal, etc.
- III. Superficies animadas o del personal sanitario: básicamente se restringen a fosas nasales y manos del personal sanitario, etc.
- IV. Soluciones líquidas que se aplican al paciente como: soluciones intravenosas, jabones, antisépticos, etc.

Para realizar la verificación de la bioseguridad ambiental se deben realizar pruebas como muestreos microbiológicos, cultivo de dichas muestras y la posterior identificación de los microorganismos aislados provenientes de las muestras.

5.1 Control microbiológico ambiental

La contaminación del aire en áreas hospitalaria es un problema importante que emerge de la posibilidad de que, esporas y fragmentos fúngicos, así como el polen y las bacterias ambientales, pueden introducirse en los edificios a través de diversas vías, grietas existentes en las paredes, sobre la superficie de materiales nuevos, o adheridos a la ropa y el calzado de las personas. La actividad humana es una de las fuentes potenciales de contaminación ambiental. Un individuo proyecta y libera a la

atmósfera entre 1000 y 10 000 bacterias por minuto, con grandes variaciones en función de determinadas condiciones (tipo de ropa, higiene de la piel, etc.) y de su actividad. ⁽⁸⁾

Dentro de los edificios se pueden presentar las condiciones adecuadas de temperatura, humedad y nutrientes para el crecimiento de diversos microorganismos, los cuales pueden afectar a pacientes inmunodeprimidos.

Los pacientes inmunodeprimidos (aquellas personas con una respuesta inmunológica deficiente), como lo son las personas mayores, individuos con enfermedades crónicas (como tumores malignos, leucemia, diabetes mellitus, insuficiencia renal, SIDA, VIH, etc.) tienen riesgo de contraer infecciones invasivas por hongos filamentosos u otro tipo de microorganismos oportunistas. En este sentido, las infecciones causadas por hongos filamentosos se adquieren por vía inhalatoria si hay esporas de hongos en el aire que se respira. Asimismo, se encuentran distribuidos ampliamente en la naturaleza. Además, cuando hay obras en el establecimiento que presta servicios de salud o en áreas próximas, aumenta el riesgo de infección porque se incrementa el número de esporas en suspensión. Uno de los géneros que causa un mayor número de infecciones es *Aspergillus* sp., particularmente *A. fumigatus*, seguido de *A. flavus*. Otros géneros como *Fusarium* sp., y *Scedosporium* sp. también están relacionados con infecciones fúngicas.

El objeto del muestreo es determinar la posible presencia de microorganismos en el ambiente interior, cuantificando su número e identificando posibles especies patógenas.

5.2 Control microbiológico de superficies

El control microbiológico de superficies se debe realizar cuando no existen protocolos adecuados de desinfección o cuando éstos se cambian y se desea

evaluar su eficacia. Además, el muestreo de superficies es apropiado para confirmar la presencia de microorganismos y el grado de extensión de ésta, cuando una simple inspección visual resulta ambigua. Sin embargo, las superficies como tales presentan un riesgo mínimo de transmisión directa de infección, pero contribuyen a una contaminación cruzada secundaria, a través de las manos del personal de salud y de instrumentos o productos que pueden contaminarse o entrar en contacto con dichas superficies y después, contaminar a pacientes u otras superficies. Por lo antes mencionado, las instituciones de salud deben garantizar que los procesos de limpieza y desinfección sean los adecuados y que cumplan con el control de calidad necesario para asegurar el uso confiable en el paciente.

De forma general, los microorganismos no se encuentran flotando en el aire, sino que se encuentran sobre partículas inertes, como por ejemplo polvo, gotas de agua, etc., las cuales sirven como medio de transporte y pueden depositarse sobre las superficies. Por lo cual, mientras más limpia éste un área, menor será la cantidad de microorganismos que puedan estar presentes en ésta. Los procesos de limpieza y desinfección son actividades que deben estar a cargo de personal responsable, por ende, la importancia de verificar ambos procesos radica en comprobar que el personal realice la actividad correctamente.

5.3 Supervisión del personal

El personal de salud es el principal componente en las actividades de un área y, por ende, la principal fuente de contaminación. Por lo tanto, el monitoreo del personal constituye un buen indicador de la disciplina en el cumplimiento de las precauciones estándar, las cuales se deben de llevar a cabo con todos los pacientes, independientemente del diagnóstico que éste tenga.

6. Factores que favorecen la contaminación - Vías de transmisión de las IAAS

Pueden agruparse en forma práctica en tres grupos:

- 1) Factores de riesgo individuales: edad, sexo, procedencia, estado nutricional, enfermedades asociadas que predisponen a infección (diabetes), estado socioeconómico, raza, etc.
- 2) Factores médicos o quirúrgicos relacionados: instrumentación, materiales utilizados, intervención, exposición a catéteres, sondas, etc., duración de cirugía, duración de hospitalización, clasificación de riesgo, las manos de los profesionales de salud en contacto con las superficies, la ausencia de la utilización de técnicas básicas por los profesionales de la salud, etc.
- 3) Factores institucionales: tipo de hospital, tipo de servicio, nivel de complejidad, servicio quirúrgico, tipo de unidad de cuidado intensivo, prevalencia institucional basal de infección, presencia de personal adecuado, presencia de servicio/comité de infecciones, mantenimiento de superficies húmedas o mojadas, mantenimiento de superficies polvorientas, condiciones precarias de revestimientos, mantenimiento de la materia orgánica, etc. ⁽⁹⁾

Por lo antes mencionado, se debe reducir al mínimo la transmisión de microorganismos por el equipo y el medio ambiente, estableciendo métodos adecuados de limpieza, desinfección y esterilización. En cada institución de salud es necesario que se tengan normas y procedimientos por escrito, actualizados a intervalos regulares.

7. Medidas de prevención a infecciones asociadas a la atención de la salud-Precauciones estándar

El ambiente de trabajo de los odontólogos presenta diversas oportunidades para la transmisión de infecciones tanto para el personal de salud como para los pacientes, debido a que están expuestos a una gran variedad de microorganismos como lo son bacterias, virus y hongos y, la mayoría de las intervenciones clínicas, producen un contacto directo o indirecto a través del equipo, instrumental, superficies e incluso, las manos del personal de salud contaminadas con sangre y otros fluidos corporales. Aunado a esto, tanto el personal de salud como los pacientes, pueden ser portadores de microorganismos patógenos, donde éstos últimos pueden ser portadores de alguna infección transmisible sin que su historial clínico permita reconocerlos, por lo cual es imprescindible adoptar medidas de prevención con el objetivo de evitar la infección cruzada (causadas por un microorganismo contraído de otra persona en la unidad de salud).

Las principales intervenciones de prevención son las precauciones estándares, que son un conjunto de medidas que se aplican con respecto a todos los pacientes independientemente del diagnóstico o de que se sepa si tiene una infección o se encuentra colonizados por un agente.^(10,11) Estas medidas tienen como objetivo reducir la transmisión de microorganismos patógenos al prevenir la exposición a fluidos, y de esta forma proteger al personal de salud y evitar que éste propague infecciones entre los pacientes. Además, estas medidas de prevención deben aplicarse en cualquier entorno donde se realicen cuidados de salud.

Aunado a lo antes mencionado, es necesario contar con un programa integrado y vigilado que incluya los siguientes elementos clave:

- Limitar la transmisión de microorganismos entre los pacientes que reciben atención directa a través del correcto lavado de las manos, uso de equipo de protección personal y asepsia de superficies ambientales, seguridad con objetos punzocortantes, así como esterilización, desinfección y lavado del material.
- Controlar riesgos ambientales de desinfección.
- Prevenir la infección de los miembros del personal.

Cabe mencionar que el control de infecciones es una responsabilidad de todos los profesionales de salud, por lo que las medidas de prevención deben ser llevadas a cabo por todos.

7.1 Reducir la transmisión de una persona a otra

7.1.1 Lavado y descontaminación de las manos

El lavado de las manos es una de las principales acciones para el control de infecciones, debido a que las manos son la principal vía de transmisión de gérmenes durante la atención sanitaria, en este sentido, la transmisión de éstos puede reducirse al mínimo con medidas propias de higiene. Sin embargo, el cumplimiento con la práctica de lavado de las manos a menudo es sub óptima, debido a varias razones, entre las cuales destaca la falta de equipo accesible apropiado, alergia a los productos empleados para el lavado de las manos, falta de conocimientos del personal sobre riesgos y procedimientos, recomendación de un período de lavado demasiado largo y el tiempo requerido, pesadas cargas de trabajo, escasez de insumos, sobrepoblación de pacientes, entre muchas otras razones.

7.1.1.1 Requisitos óptimos de higiene de las manos.

Desde 2016 los Centros para el Control y la Prevención de Enfermedades (CDC) han recomendado el lavado de manos como parte imprescindible en la atención clínica y lo consideran como una vacuna auto administrada, particularmente antes y después de ciertas actividades, es una de las principales maneras de evitar enfermarse, eliminar los microorganismos y prevenir transmitirlos a otras personas. Con el lavado de manos se eliminan microorganismos patógenos y también se disminuye la biota residente y se elimina la biota transitoria.

- Biota residente: hace referencia a los microorganismos que colonizan la piel de las manos, como lo son bacterias de los géneros tales como *Propionibacterium* sp., *Corynebacterium* sp., *Staphylococcus* coagulasa negativos y *Acinetobacter* sp., y en las uñas también pueden encontrarse levaduras como *Candida parapsilosis*. Incluye sobre todo a microorganismos grampositivos de baja virulencia que rara vez se transmiten por contacto manual, y no son fáciles de eliminar con la higiene manual. Sin embargo, pueden causar IAAS al entrar en contacto con cavidades normalmente estériles, mucosas y conjuntiva.
- Biota transitoria: microorganismos que se adquieren mediante contacto con superficies animadas o inanimadas contaminadas con microorganismos, a diferencia de la microbiota residente, la transitoria es susceptible de remoción mediante la higiene de manos. En este caso, pueden ser de diferente tipo como *Staphylococcus aureus*, bacilos gramnegativos, hongos y virus.

El propósito principal de la higiene manual es eliminar o destruir la biota transitoria adquirida por contacto con los pacientes y su ambiente o por equipo contaminado; además, la eliminación de suciedad, sangre u otros líquidos corporales.

Los CDC y la Organización Mundial de la Salud (OMS) recomiendan lavarse las manos en las siguientes situaciones:

- Antes de tocar al paciente.
- Antes y después de tratar una cortadura o herida.
- Antes de procedimientos limpios asépticos.
- Después de ir al baño.
- Después de sonarse la nariz, toser o estornudar.
- Después de la exposición/riesgo de exposición a líquidos corporales como saliva, sangre u otro.
- Después de tocar al paciente.
- Después del contacto con el entorno del paciente.

Otra iniciativa es la estrategia para la higiene de las manos de la OMS, la campaña tiene el nombre de “Salve vidas: límpiese las manos”, es de periodicidad anual, y se inauguró en 2009 con el fin de mejorar la higiene de las manos en la atención sanitaria. La campaña tiene como objetivo impulsar la implementación de medidas en el lugar de consulta para demostrar que con la higiene de las manos se pueden reducir las IAAS y, por ende, mejorar la seguridad del paciente. Dicha campaña forma parte del programa “Una atención limpia es una atención más segura”, que inició en octubre de 2005 por la OMS con el fin de reducir las IAAS en el mundo entero. El mensaje principal de esta iniciativa es que el todo el personal de salud debe lavarse las manos en el momento adecuado y de la forma correcta. Por ello, la OMS recomienda en la atención odontológica lavarse las manos en 5 momentos principalmente, como se puede observar en la Figura 2. ^(12,13)

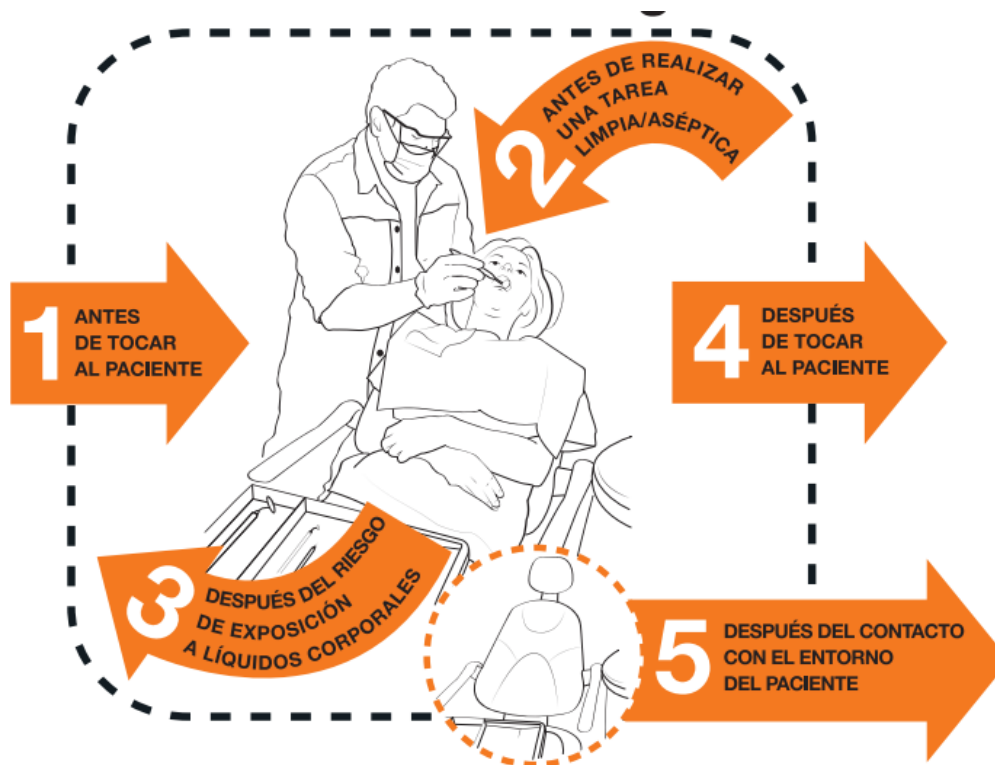


Figura 2. Los 5 momentos de la higiene de las manos recomendadas por la Organización Mundial de la Salud en la atención odontológica. ^(12,13)

Cuando las manos no se lavan en el momento y forma correcta pueden presentar contaminación de diversos microorganismos. Un estudio en el cual 20 voluntarios contaminaron sus manos de forma deliberada tocando manijas de puertas y barandillas en espacios públicos, mostró que el lavado de manos con agua reduce la presencia de bacterias del tipo de *Enterococos* y *Enterobacter* sp. a un 23%, con el uso de jabón normal se reduce la presencia de las bacterias a un 8%, mientras que cuando no se lavaron las manos las bacterias fueron encontradas en 44% de muestras. Con esto se concluyó que el lavado de manos con agua y jabón no antibacterial es más efectivo para eliminar bacterias de manos de posible origen fecal. ⁽¹⁴⁾

Por lo antes mencionado, los CDC y la OMS recomiendan lavarse las manos de la siguiente manera, la cual se ilustra en la Figura 3:

- Mojar las manos con agua corriente limpia (tibia o fría) y enjabonar después de cerrar el grifo.
- Frotar las manos con el jabón hasta hacer espuma, asegurándose de enjabonar con la espuma las manos enteras: en el dorso, entre los dedos y debajo de las uñas.
- Restregar las manos entre 40-60 segundos.
- Enjuagar las manos con agua corriente limpia.
- Secar con una toalla desechable limpia o al aire libre para que no se vuelvan a contaminar las manos.



Figura 3. Técnica de lavado de manos con agua y jabón. Fuente: Organización Mundial de la Salud. ⁽¹³⁾

Las manos también pueden desinfectarse con soluciones de alcohol solo si éstas no están visiblemente sucias, de lo contrario deben lavarse con agua y jabón. Para ello, se puede usar un desinfectante de manos a base de alcohol que contenga al menos un 60% de éste, ya que son más eficaces para matar microorganismos cuando tienen una concentración de alcohol de entre el 60 y 95%, y también con glicerol del 1 al 3% como emoliente; con estas características los productos tienen una excelente actividad bactericida y tuberculosa, y también sobre hongos y virus de la hepatitis B y el VIH. Desde 1999 la FDA clasificó el etanol al 60-95% como agente de categoría I, es decir, seguro y efectivo para el uso de productos antisépticos para la asepsia de las manos. La actividad antimicrobiana de alcoholes se puede atribuir a su capacidad de desnaturalizar las proteínas. Los alcoholes tienen actividad germicida in vitro excelente contra bacterias grampositivas y negativas. Los desinfectantes que no son a base de alcohol pueden no funcionar de igual forma para todas las clases de microorganismos (refiriéndose a bacterias grampositivas frente a bacterias gramnegativas), hacer que los microorganismos se vuelvan resistentes al agente desinfectante, reducir el crecimiento del microorganismo en lugar de matarlo o bien, tener más probabilidades de irritar la piel. Ambos procedimientos, lavado de manos y aplicación de soluciones de alcohol, son complementarias y no se sustituyen uno al otro. ^(10,15)

En la Figura 4 se ilustra la forma correcta limpiar las manos con desinfectantes a base de alcohol.



Figura 4. Limpieza de manos con desinfectantes a base de alcohol. Tomado de: Higiene de manos: ¿por qué, cómo, cuándo? ⁽¹³⁾

En el siguiente cuadro se resumen los tres tipos de higiene manual, el producto que se emplea y el objetivo de cada una.

Cuadro 1. Tipos de higiene manual ⁽¹⁶⁾.

Tipo	Producto	Duración (procedimiento completo)	Propósito
Lavado manual	Jabón y agua	40 a 60 segundos	Eliminación de suciedad, líquidos corporales y microorganismos transitorios
Desinfección manual	Producto manual con base alcohólica	20 a 30 segundos	Destrucción y eliminación de microorganismos transitorios y reducción de la biota residente
Cepillado quirúrgico	Desinfectante acuoso antimicrobiano. Producto manual con base alcohólica	2 minutos	Matar y eliminar microorganismos transitorios y reducción sustancial de microorganismos residentes

Sin embargo, es imprescindible que en cada unidad de salud existan normas y procedimientos por escrito para el lavado de las manos, y, además, ser visibles para el personal de salud.

7.1.2 Higiene personal

Todo el personal de salud debe mantener una buena higiene personal, refiriéndose con esto a tener las uñas limpias y cortas y evitar usar uñas falsas, debe llevar el cabello corto o sujeto con ganchos, y tener la barba y el bigote cortos y limpios ⁽¹⁵⁾.

7.1.3 Inmunización del personal de salud

El personal de salud se define como toda persona remunerada o no remunerada que trabajan en entornos de atención a la salud y que tienen un riesgo potencial de exposición a los pacientes y/o materiales infecciosos, incluyendo sustancias corporales, suministros médicos contaminados y equipo, superficies ambientales contaminadas o aire contaminado. El personal de salud se considera de riesgo sustancial para la adquisición o transmisión de hepatitis B, influenza, sarampión, paperas, rubéola, tos ferina y varicela, debido al contacto con pacientes o material infeccioso proveniente de éstos, y la mayoría de estas enfermedades son prevenibles con vacunas. Los empleadores y el personal de salud tienen una responsabilidad compartida para prevenir infecciones adquiridas ocupacionalmente y así, evitar causar daño a los pacientes tomando las precauciones razonables. A continuación, se mencionan las recomendaciones actuales para la vacunación:

- Hepatitis B
- Influenza
- Sarampión, paperas y rubéola (MMR, por sus siglas en inglés)
- Tétanos, difteria y tosferina (Tdap)
- Varicela
- Vacuna conjugada anti-meningocócica

El uso óptimo de las vacunas recomendadas ayuda a mantener la inmunidad y proteger al personal de salud de las infecciones, y por ende, proteger a los pacientes.

7.1.4 Equipo de protección personal

En el ambiente de trabajo el personal de salud se expone al contacto con diferentes fluidos corporales, de forma particular, los odontólogos se exponen al contacto con la mucosa del paciente y también generan aerosoles y salpicaduras por lo cual es imprescindible interponer una barrera como la que ofrece la ropa protectora, conocida también como equipo de protección personal (EPP). El objetivo del EPP es conformar una barrera que impida el contacto entre un paciente, objeto o ambiente y el personal de salud, para evitar la transmisión de agentes infecciosos durante la atención.

La ropa protectora debe cubrir la piel, mucosas y vía aérea, la ropa de calle o uniforme que pueda ensuciarse con sangre, saliva u otros materiales potencialmente infecciosos, y debe permanecer intacta durante los procedimientos clínicos. El personal puede usar normalmente una bata blanca que cubra el uniforme o la ropa de calle y no debe abandonar el área clínica con la vestimenta contaminada, para evitar que lleve microorganismos de un paciente a otro. Es importante que las batas de tela se cambien con frecuencia, en lo posible usar uniforme limpio todos los días, e inmediatamente si están visiblemente sucias y de forma particular si tienen manchas de sangre.

También es importante el uso de cubre bocas o mascarillas, para proteger las mucosas de nariz y boca de los profesionales de la inhalación o ingestión de partículas presentes en el aire, en los aerosoles y contra salpicaduras de sangre y saliva del paciente. Por otro lado, es necesario el uso de guantes para proteger al

personal de salud y a los pacientes, impidiendo el contacto de la piel de las manos con fuentes contaminadas, como lo puede ser el contacto con la piel de pacientes colonizados o infectados con microorganismos multirresistentes, sangre o fluidos corporales y así evitar la colonización de las manos por biota microbiana de los pacientes. En este caso, se pueden utilizar guantes estériles cuando se trate de técnicas asépticas y guantes no estériles o limpios cuando se realizan procedimientos habituales de atención al paciente. Es importante mencionar que es necesario el uso de sobre guantes en áreas clínicas cuando, durante la consulta, se manipulan teléfonos y otros artículos no relacionados con la atención clínica del paciente ⁽¹⁷⁾. La pirámide que se puede observar en la Figura 5 contiene varios ejemplos clínicos en que no está indicado el uso de guantes, y otros en los que sí está indicado el uso de guantes estériles o de exploración.

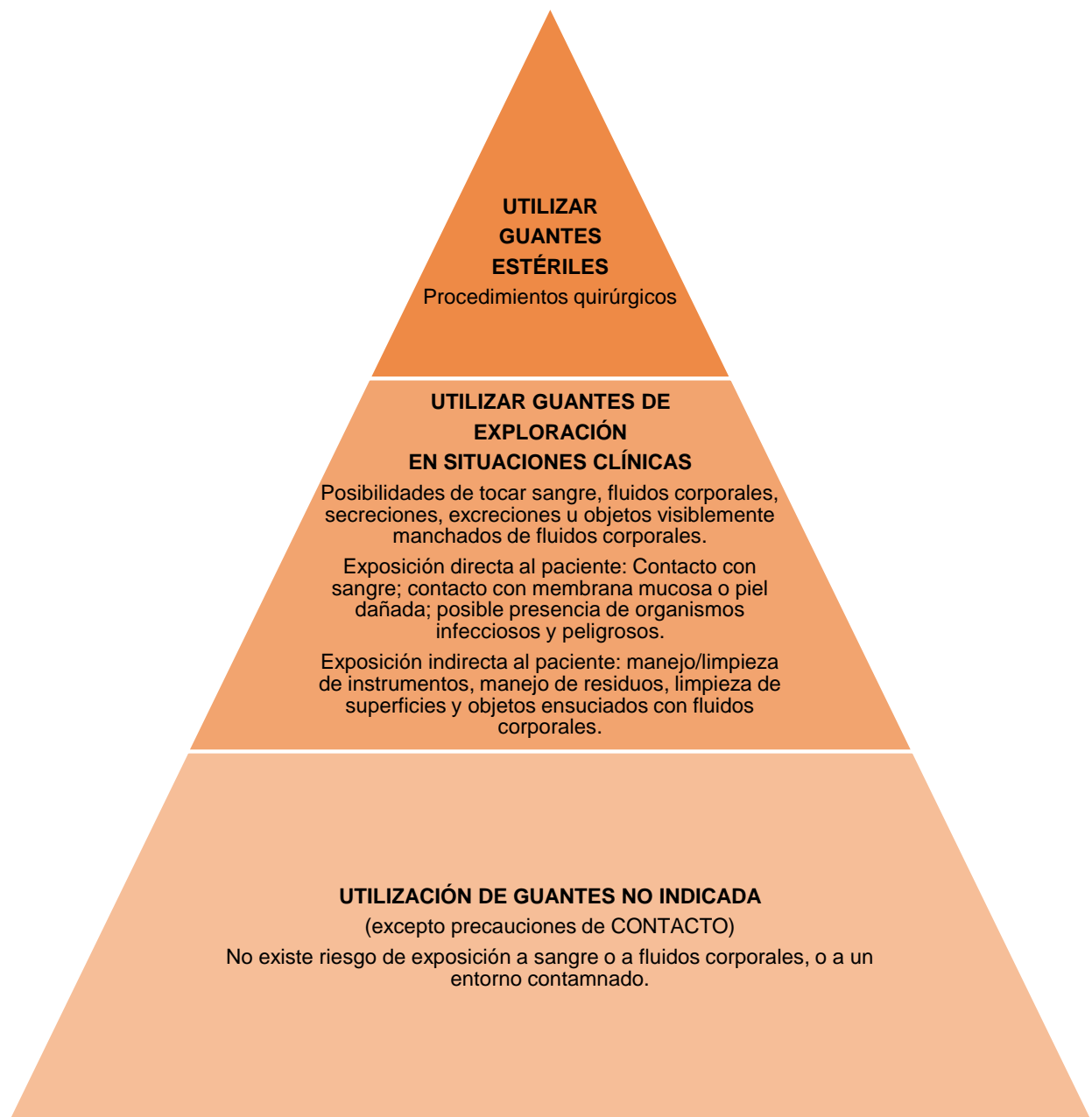


Figura 5. Utilización de guantes. Adaptado de: Higiene de las manos: ¿por qué, cómo, cuándo? Organización Mundial de la Salud ⁽¹²⁾.

Además, para prevenir la propagación adicional de la contaminación cuando se esté usando EPP, se debe enfatizar en mantener las manos alejadas de la cara, limitar el contacto con superficies, quitarse el EPP al dejar las áreas de trabajo y, principalmente, higienizar las manos, que es el paso final después de haberse quitado el EPP y de haberlo desechado.

7.2 Prevención de la transmisión por el medio ambiente

En cada institución que brinde atención a la salud es necesario tener normas y procedimientos por escrito, y deben ser actualizados a intervalos regulares, con el objetivo de reducir al mínimo la transmisión de microorganismos por el equipo y el medio ambiente. La adopción de una técnica aséptica durante el tratamiento odontológico se presenta como principio básico para la perfecta ejecución del proceso de esterilización y de desinfección. Los mecanismos que abarcan la morfología, el metabolismo, la reproducción y la genética de la microbiota de la cavidad bucal constituyen factores esenciales para el estudio del microorganismo, tanto en la salud como en la enfermedad. Uno de los aspectos relevantes en microbiología se relaciona al conocimiento de las aplicaciones y utilidades de los microorganismos, así como las formas de inhibirlos o destruirlos. Algunos procedimientos garantizan el control microbiano de los instrumentos, de los equipos y superficies, con el objetivo de un perfecto uso, siempre valorando la técnica aséptica ⁽¹⁸⁾.

7.2.1 Selección del método adecuado para la eliminación de microorganismos

La selección del método adecuado para eliminar microorganismos depende del tipo de material del que se trate y del riesgo potencial que tiene éste en particular para producir infección en el paciente. Antes de seleccionar un método, se necesita determinar si es necesario esterilizarlo o desinfectarlo. Por ello, los materiales se clasifican en tres categorías de acuerdo a Spaulding:

- **Material crítico:** son aquellos que se ponen en contacto con zonas estériles del organismo; corresponden a instrumentos quirúrgicos punzocortantes u otros que penetran tejidos blandos o duros de la cavidad bucal. Estos

materiales deben ser esterilizados y su esterilidad se debe comprobar estrictamente mediante el uso de indicadores biológicos.

- Material semi-crítico: artículos que no penetran las mucosas pero que pueden estar en contacto con éstas o expuestas a la saliva, sangre u otros fluidos. Se deben esterilizar y, en caso de que no sea posible, ser sometidos a desinfección de alto nivel o nivel intermedio.
- Material no crítico: esta clasificación corresponde a instrumentos o dispositivos que puedan tener contacto constante con aerosoles generados durante la atención dental, los cuales son tocados por el paciente o por las manos contaminadas del personal durante la atención clínica. Para estos materiales deben utilizarse desinfectantes de nivel intermedio o bajo nivel.

Sin embargo, antes de desinfectar o esterilizar los instrumentos se deben limpiar para eliminar los residuos y la contaminación orgánica que puedan tener. Si no se elimina la sangre, saliva u otro contaminante, los materiales pueden proteger microorganismos y comprometer el proceso de desinfección o esterilización ⁽¹⁹⁾.

7.2.2 Esterilización

La esterilización representa un procedimiento responsable por la completa destrucción de todas las formas de vida microbiana (formas resistentes como esporas bacterianas, microbacterias, virus sin envoltura – sin lípido – y hongos).

La esterilización se desarrolla por medios físicos (calor húmedo, autoclave; calor seco, estufa; radiación ionizante) los cuales representan los más frecuentes y eficaces métodos de esterilización utilizados en las clínicas odontológicas, vapor de gases (óxido de etileno, formaldehído, peróxido de hidrogeno, plasma) y por medios químicos (glutaraldehído). Otros métodos también han sido utilizados, como la radiación ultravioleta y la radiación ionizante (rayos gamma). El plasma se

constituye de una mezcla de electrones e iones producidos por la descarga de fuerzas electromagnéticas a baja presión a gas. Se producen radicales libres reactivos con frecuencia de microondas o energía de radiofrecuencia, formando un nuevo método con efectiva capacidad de esterilización.

Entre las sustancias consideradas como esterilizantes químicos, el glutaraldehído constituye una alternativa efectiva, destinado a instrumentos sensibles al calor y en sustitución a los desinfectantes con cloro. El cuadro 2 muestra la resistencia de los microorganismos al calor y a los procesos químicos ⁽¹⁸⁾.

Cuadro 2. Características de algunos microorganismos en cuanto al nivel de resistencia a agentes químicos y al calor ⁽¹⁸⁾.

Baja resistencia		Alta resistencia	
Mayoría de las bacterias	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Mycobacterium sp.</i>	Enfermedades virales
Virus y hongos	<i>Salmonella cholerae suis</i>	Virus hidrófilos	Esporas bacterianas
	<i>Enterococcus faecalis</i>	<i>Staphylococcus aureus</i>	Esporas fúngicas

7.2.2.1 Control del proceso de esterilización

Los objetos a esterilizar deben envolverse y solo se le asignará el calificativo de estéril a un objeto esterilizado envuelto. Los materiales de empaque que pueden emplearse son los siguientes:

- Papel, que evita la contaminación si está intacto, mantiene la esterilidad por un período prolongado y también puede utilizarse para envolver los dispositivos sucios después del procedimiento.

- Ciertos plásticos, solo polietileno y polipropileno son apropiados para esterilización con óxido de etileno.

En la envoltura de cada paquete por esterilizar se coloca cinta testigo, para diferenciar los paquetes limpios no procesados de los procesados. Sin embargo, no es prueba de esterilidad. En México, la cinta testigo más común es para ciclos de vapor a presión y no es adecuada para los ciclos de calor seco.

Los materiales de empaque deben seleccionarse grado médico, y el profesional debe evitar que el instrumento estéril se recontamine al transportarlo. Por ello, los paquetes envueltos de instrumentos esterilizados deben inspeccionarse antes de abrirse y ser usados, para asegurar que el material de empaque no se haya comprometido (por ejemplo, mojado, rasgado, perforado) durante su almacenamiento. El contenido de todo empaque comprometido deberá ser reprocesado.

El proceso de esterilización debe monitorizarse mediante el uso de una combinación de indicadores biológicos, mecánicos y químicos. Los indicadores biológicos son el método más aceptado para monitorear el proceso de esterilización, mientras que los indicadores mecánicos y químicos no garantizan la esterilización; sin embargo, ayudan a detectar errores de procedimiento y fallas en el funcionamiento del equipo. A continuación, se mencionan las características de cada tipo de indicador.

I. Testigos biológicos

Se conoce como testigo biológico a las formas esporuladas de *Bacillus atrophaeus* y de *Geobacillus stearothermophilus*, utilizadas para el control de calidad de los ciclos de esterilización en hornos de calor seco y autoclaves, respectivamente ⁽¹⁷⁾. Proporcionan el único método aceptado internacionalmente para demostrar en forma práctica y económica que se logró esterilizar el instrumental, ya que confirman

la presencia o ausencia de microorganismos viables después del proceso, conocidos como altamente resistentes.

Las recomendaciones internacionales indican la importancia de verificar semanalmente el funcionamiento del equipo de esterilización. En México, la Norma Oficial Mexicana NOM-013-SSA2-2014, Para la prevención y control de enfermedades bucales, establece que se deben aplicar cada dos meses testigos biológicos como control de calidad de los ciclos de esterilización ⁽¹⁷⁾.

II. Indicadores mecánicos y químicos

Este tipo de indicadores no garantizan la eficacia de la esterilización, sin embargo, ayudan a detectar errores de procedimiento y fallas en el funcionamiento del equipo.

El monitoreo mecánico consiste en verificar que las pantallas o documentos impresos del esterilizador documenten la presión, la temperatura y el tiempo de exposición de la esterilización.

Por otra parte, el monitoreo químico usa sustancias químicas sensibles que cambian de color cuando se las expone a altas temperaturas o combinación de tiempo y temperatura. Como ejemplo están las cintas adhesivas, tiras o pestañas con indicador químico, y marcadores especiales en materiales de empaque. Sin embargo, solo indican si la esterilización ha funcionado adecuadamente, debido a que solo denota si la temperatura alcanzada en el material que envuelven ha sido correcta.

7.2.3 Desinfección

La desinfección comprende un procedimiento responsable por intentar destruir microorganismos patogénicos en la forma vegetativa (no afectando las esporas), por medio de agentes químicos (sustancias desinfectantes) en superficie inanimadas.

Es fundamental destacar que la esterilización es el proceso que realmente promueve la completa y efectiva destrucción microbiana, la cual no debería ser confundida con la desinfección. De la misma manera, los procesos de desinfección pueden ser clasificados en 3 niveles de efectividad:

- Alto nivel: se destina a los objetos involucrados en procedimientos críticos (invasivos), que no toleran la esterilización (por ejemplo, los instrumentos quirúrgicos con plástico que no pueden ser esterilizados en autoclave), en estos casos, la desinfección necesita ser precedida de una adecuada limpieza (prelavado para retirar la materia orgánica). Entre éstos se encuentra el glutaraldehído al 2%.
- Nivel intermedio (medio): es indicado para la limpieza en condiciones semi-críticas (probabilidad pequeña de contaminación por esporas bacterianas y microorganismos resistentes). Los agentes más recomendados como desinfectantes son el alcohol yodado, compuestos yodoforos, compuestos de cloro y compuesto fenólicos.
- Bajo nivel: usada para situaciones no críticas. los agentes más recomendados son los compuestos cuaternarios de amonio. De esa manera, el nivel de los desinfectantes destinados a superficies es determinado por el riesgo de constituir reservorios de microorganismos patogénicos, es importante considerar el tiempo de contacto necesario para que el agente de desinfección pueda ejercer su real efectividad y si su acción ocurre solo por fricción o si necesita inmersión de los instrumentos en la sustancia química.

Cuadro 3. Sustancias desinfectantes¹⁷

Desinfectante	Función
<p>Aldehídos: formaldehído y glutaraldehído</p>	<p>Ejercen su efecto a través del yacimiento de radicales sulfidril, hidroxil, carboxil y agrupamiento amino de las proteínas y ácidos nucleicos de los microorganismos, con alteración del DNA, RNA y de la síntesis proteica. Está constituido por dos unidades de aldehído (dialdehído), siendo más activo en pH alcalino, pero menos estable.</p>
<p>Compuestos halogenados: compuestos que contienen yodo o cloro</p>	<p>Confiere elevada reactividad, precipitando proteínas y oxidando enzimas esenciales. El yodo puede ser disuelto en yoduro de potasio acuoso, alcohol o complejo con un transportador (conocido como yodoforo, los cuales son compuestos yodados con una sustancia reductora de tensión superficial y estabilizador), son clasificados como desinfectantes de nivel intermedio.</p> <p>Los hipocloritos son conocidos como compuestos halogenados. La efectividad del hipoclorito de sodio se debe a las propiedades antimicrobianas y a la capacidad de disolución del tejido, su mecanismo de acción es discutido a partir de sus propiedades físico-químicas, es capaz de causar alteraciones celulares biosintéticas; alteraciones en el metabolismo celular y en la destrucción de fosfolípidos por la formación de cloroaminas que interfiere en el metabolismo celular; por la acción oxidante, con inhibición enzimática irreversible en la bacterias por la degradación de ácidos</p>

	grasos y lípidos.
Alcoholes: etanol e isopropanol.	Su acción antimicrobiana ocurre sobre las bacterias vegetativas, micobacterias, algunos hongos y virus que contienen lípidos. Presenta pobre actividad sobre esporas bacterianas y sobre algunos hongos y virus que no contienen lípidos, y se eleva con el aumento de la largura de la cadena. Son considerados bactericidas de nivel intermedio, siendo ineficaces sobre los virus hidrófilos (ej. virus de hepatitis B). El alcohol al 70% es más activo que el alcohol al 95%, pues su mayor actividad ocurre con agua.
Compuestos fenólicos	Considerados desinfectantes de nivel intermedio, presentan acción bactericida, fungicida y virucida, pero las esporas bacterianas y los virus hidrófilos se muestran resistentes, mientras que los virus lipófilos son susceptibles. Fueron asociados a los detergentes con el objetivo de facilitar la limpieza, siendo recomendados para la desinfección de superficies, siendo utilizados en hospitales.

7.3 Limpieza y desinfección del consultorio dental

El proceso de descontaminación del consultorio odontológico debe ser efectivo y capaz de prevenir IAAS e infecciones cruzadas. Por tanto, la implementación de un protocolo de limpieza y desinfección patrón y racional, desarrollado como rutina, teniendo como objetivo la excelencia para la ejecución de una técnica aséptica de tratamiento, la cual sea capaz de reducir el potencial de transmisión de enfermedades infecciosas.

El ambiente del consultorio odontológico presenta diferentes áreas de contaminación, que deben ser especialmente tratadas durante la realización del proceso de descontaminación. De esa manera, considerando el nivel de contaminación de cada área, se pueden dividir en:

- **Área crítica:** lugar de tratamiento, con mayor probabilidad de contaminación, comprende la silla, el equipo, unidad auxiliar; demandan un alto nivel de descontaminación.
- **Área semi-crítica:** área límite de tratamiento, que comprende el reflector, aparato de rayos X, interruptores de mando de la silla.
- **Área periférica:** no mantienen contacto con el paciente o agente de contaminación, que abarca áreas distintas de las de tratamiento.

El siguiente cuadro muestra los agentes recomendados para el proceso de limpieza y desinfección del consultorio odontológico.

Cuadro 4. Recomendaciones para la ejecución de los procesos de limpieza, desinfección y esterilización en el consultorio odontológico ⁽¹⁸⁾.

Fuente	Desinfección	Esterilización
Equipos odontológicos		
(Área crítica)		
Silla	Hipoclorito de sodio 1%	
Equipo		
Mesa auxiliar	Hipoclorito de sodio 1%	
Jeringa triple	Hipoclorito de sodio 1%	
Bolígrafo de alta rotación y baja rotación		Uso de autoclave

Unidad auxiliar	Hipoclorito de sodio 2.5%
Extracto metálico	Uso de autoclave
Manguera del extractor	Parte interna: el sistema de asepsia de línea para desinfección de agua de abastecimiento. Parte externa: hipoclorito de sodio 1%, compuestos fenólicos.
(Área semicrítica) Reflector / aparato de rayos X / interruptores	Hipoclorito de sodio 1%
(Área no crítica) Sala Suela / paredes / techo	Hipoclorito de sodio 1% Compuesto fenólico
Armarios	Hipoclorito de sodio 1%

7.3.1 Factores que afectan la desinfección y esterilización

Los factores que pueden afectar los procesos de desinfección y esterilización son los que a continuación se mencionan:

- Forma del instrumento a esterilizar
- Limpieza previa
- Carga orgánica, refiriéndose a material contaminado con sangre u otros fluidos

- Carga microbiana
- Concentración y tiempo de inmersión en desinfectantes
- Microorganismos resistentes a la desinfección, como *M. tuberculosis*, virus pequeños o no lipídicos, virus de tamaño medio o lipídicos (virus herpes, VIH, virus de la hepatitis B) y bacterias vegetativas.

Todas las medidas de prevención antes mencionadas tienen el objetivo principal de reducir el contagio de enfermedades infecto-contagiosas, por lo cual es imprescindible que todo el personal de salud las lleve a cabo.

7.4 Limpieza del entorno hospitalario

La limpieza es el primer paso antes de la desinfección o esterilización. La limpieza consiste en eliminar la suciedad depositada en superficies inanimadas por medios mecánicos (fricción), físicos (temperatura) o químicos en un determinado período.⁹

La limpieza regular del entorno hospitalario es necesaria para asegurar que el ambiente está visiblemente limpio y sin polvo ni suciedad.

En las instituciones que presten servicios de salud debe haber normas que especifiquen la frecuencia de la limpieza y los agentes que son empleados para las paredes, los pisos, ventanas, instalaciones fijas, muebles y baños, los cuales presentan un menor riesgo de transmisión de enfermedades.

Las pruebas bacteriológicas del medio ambiente no se recomiendan, excepto en ciertas circunstancias, como lo son actividades de control de calidad al cambiar de prácticas de limpieza ⁽¹⁵⁾.

7.4.1 Limitar la contaminación de superficies

Durante el trabajo clínico el personal de salud toca diversas superficies, principalmente con guantes contaminados. Además, en la atención odontológica se pueden generar aerosoles y salpicaduras que contaminan las superficies alrededor

del paciente, y también se coloca instrumental y equipo contaminado sobre las charolas u otras superficies. Por lo antes mencionado, las superficies de un consultorio se dividen en:

- Superficies de contacto, que como su nombre lo dice, son aquellas que se tocan. Estas superficies de contacto clínico deben estar protegidas con una barrera o limpiarse y desinfectarse entre un paciente y otro en la práctica odontológica.
- Superficies de salpicaduras, donde se asientan aerosoles y salpicaduras.
- Superficies de transferencia, como las charolas donde se colocan instrumentos y otros artículos contaminados.

El Dr. Enrique Acosta-Gío ⁽¹⁹⁾ recomienda aplicar una combinación de dos estrategias para reducir la contaminación de superficies:

1. Utilizar cubiertas desechables para cubrir las superficies antes de iniciar el trabajo clínico.
2. Limpiar y desinfectar entre cada paciente las áreas expuestas, con desinfectantes de bajo nivel.

Sin embargo, no se recomienda aplicar soluciones esporicidas como el glutaraldehído para desinfectar superficies clínicas. Cuando hay manchas de sangre o se toca con los guantes contaminados con sangre superficies, es necesario emplear desinfectantes con actividad contra *Mycobacterium tuberculosis*.

7.5 Evitar accidentes punzocortantes

La práctica clínica conlleva riesgos para el personal de salud por lesiones percutáneas, tales como pinchazos o cortes con agentes u otros objetos punzantes. El riesgo de infección se debe a que hay una proporción de pacientes que son portadores asintomáticos de agentes infecciosos que se pueden transmitir por la

sangre, como lo son el virus de inmunodeficiencia humana (VIH), el virus de la hepatitis B (VHB) y el virus de la hepatitis C (VHC) ⁽¹⁹⁾. Debido al carácter asintomático de dichas infecciones es necesario aplicar las medidas de protección con todos los pacientes, independientemente de saber si son portadores.

Los objetos o materiales que pueden crear riesgo de exposición son aquellos con borde filoso o puntudo, que pueden cortar o penetrar la piel o las mucosas, como lo son las hojas de bisturí, tijeras, instrumentos dentales, pieza de mano de alta velocidad, agujas sólidas y agujas huecas.

El personal de salud expuesto a accidentes con objetos corto punzantes es aquel que haya estado en contacto con dichos objetos contaminados con sangre u otro fluido de cavidad normalmente estéril del organismo. Sin embargo, hay diversos factores que inciden en el riesgo de accidentes punzocortantes, como lo son el tipo de procedimiento e instrumental utilizado, adherencia al uso de guantes, manipulación inadecuada de agujas y jeringas, cansancio del personal de salud, exceso de carga de trabajo, trabajo en condiciones de alta presión y alteración de percepción de riesgo.

Por ello, algunas de las medidas para reducir el riesgo de accidentes punzocortantes son:

- Uso de guantes.
- Manipulación segura de instrumentos.
- Separación y eliminación segura de los objetos punzocortantes utilizados.

Una vez realizado el procedimiento con objetos punzocortantes, éstos deben eliminarse inmediatamente y bajo condiciones seguras, en contenedores especiales los cuales deben ser impermeables y resistentes a punciones y cortes, exclusivos para este tipo de objetos y debidamente identificados.

7.5.1 Manejo de residuos contaminados

Todos los residuos peligrosos biológico-infecciosos (RPBI), que son todos los materiales generados por los servicios de atención médica o estomatológica que contengan microorganismos, que por el contenido de sus componentes puedan representar un riesgo y causar efectos nocivos a la salud y al ambiente ^(17,21), deben ser tratados de tal forma que no se perjudique a la población y al medio ambiente. Por lo antes mencionado, para el manejo de los desechos se deberá de cumplir con las recomendaciones federales, estatales y locales que apliquen. En México, la NOM-087-ECOL-SSA1-2002, Protección ambiental- Salud ambiental- Residuos peligrosos biológico-infecciosos- Clasificación y especificaciones de manejo, establece la obligatoriedad de separar en la unidad médica o consultorio los residuos peligrosos biológico-infecciosos de acuerdo a su potencial infeccioso.

Se debe de contar con recipientes impermeables rojos, irrompibles y a prueba de derrames para desechar agujas, hojas de bisturí, limas de endodoncia, y otros desechos punzocortantes. Estos contenedores se sellan y desechan cuando el contenido llega al 80% de su capacidad, para evitar punciones y cortes con material. Por otro lado, los desechos sólidos no punzocortantes como algodones y gasas contaminadas con sangre y saliva se deben colocar en bolsas rojas.

Los RPBI deben ser tratados por métodos físicos y químicos que garanticen la eliminación de microorganismos patógenos y tienen que hacerse irreconocibles para su disposición final en sitios autorizados por las autoridades competentes. En las áreas de generación de los establecimientos generadores, se deben separar y envasar todos los RPBI de acuerdo con sus características físicas y biológicas infecciosas, conforme al siguiente cuadro:

Cuadro 5. Separación y envasado de los RPBI ⁽²¹⁾.

Tipo de residuos	Estado físico	Envasado	Color
Sangre	Líquidos	Recipientes herméticos	Rojo
Cultivos y cepas de agentes infecciosos	Sólidos	Bolsas de polietileno	Rojo
Patológicos	Sólidos	Bolsas de polietileno	Amarillo
	Líquidos	Recipientes herméticos	Amarillo
Residuos no anatómicos	Sólidos	Bolsas de polietileno	Rojo
	Líquidos	Recipientes herméticos	Rojo
Objetos punzocortantes	Sólidos	Recipientes rígidos polipropileno	Rojo

8 Normatividad vigente para prevención de infecciones

En México, existen diferentes ordenamientos encaminados a abatir la IAAS con la aplicación de los criterios contenidos y en apego a la Norma Oficial Mexicana NOM-026-SSA2-1998, Para la vigilancia epidemiológica, prevención y control de las infecciones nosocomiales, que establece los criterios que deben seguirse para la prevención, vigilancia y control epidemiológicos de las infecciones nosocomiales que afectan la salud de la población usuaria de los servicios médicos prestados por los hospitales. En dicha norma se menciona que la vigilancia epidemiológica tiene como propósito la aplicación de normas, procedimientos, criterios y sistemas de trabajo multidisciplinario para la identificación temprana y el estudio de infecciones nosocomiales, preservando en todo momento la salud del paciente y, además,

garantizar la calidad de la atención médica. En la norma se indica que las áreas físicas, mobiliario y equipo con mayor riesgo de generar infecciones nosocomiales deben contar con un manual de procedimientos para determinar las características, la frecuencia del aseo y limpieza del área, así como los mecanismos que permitan llevar a cabo una vigilancia estricta sobre su cumplimiento, dejando constancia en una bitácora de control ⁽²²⁾.

En la Norma Oficial Mexicana NOM-059-SSA1-2015, "Buenas prácticas de fabricación de medicamentos" se mencionan valores de bioseguridad admisibles para el control microbiológico de cuartos tipo Clase D (ISO-Clase 8), para los cuales se realiza monitoreo cada 6 meses, clasificación que es aplicable en áreas que presten servicios de atención a la salud ⁽²³⁾.

Cuadro 6. Valores de bioseguridad admisibles para control microbiológico ⁽²³⁾.

Características	Unidades Formadoras de Colonias (UFC)
Placa de sedimentación de 90mm de diámetro, con exposición no menor a 30 minutos y no mayor a 4 horas.	<100 / placa
Muestreo de aire	<200 / m ³
Placa de contacto 55mm de diámetro	<50 / placa

9. Métodos de muestreo

9.1 Toma de muestra ambiental

La evaluación de la calidad microbiológica del aire puede realizarse mediante métodos estáticos (pasivos) y volumétricos (activos):

- I. Estáticos: es el método por sedimentación pasiva. Se basa en dejar placas abiertas durante un tiempo determinado, esperando que se depositen sobre

ellas los microorganismos suspendidos en el aire. Los microorganismos viables que están en el aire, son llevados a la superficie del medio sólido a través de las corrientes de aire presentes en el área. Este método es más fácil de realizar y, además, económico, el cual permite obtener información sobre los microorganismos capaces de sedimentar en el aire. La técnica consiste en exponer al ambiente la placa de Petri que contenga medio Agar Triptona Soya (ATS) en un período de 1 a 4 horas. Para el cultivo de hongos filamentosos se recomienda un medio selectivo como el agar Sabouraud con cloranfenicol y gentamicina o el agar papa-dextrosa (PDA).

La técnica de recogida de muestra en los métodos no volumétricos se recomiendan un mínimo de 6 puntos de muestreo, incluyendo una a la entrada de aire y el resto en el entorno del paciente, realizando la toma a un metro de altura. Debido a la variabilidad a la que puede estar sometido este procedimiento de muestreo, siempre se deben de colocar dos placas en cada punto de muestreo. La técnica de muestreo ambiental por sedimentación no permite una estandarización objetiva de los resultados y, además, está sujeta a una amplia variabilidad metodológica y de evaluación, por lo cual se recomienda solo cuando no es posible realizar el muestreo volumétrico.

- II. Volumétricos: es el método por impacto, donde el dispositivo muestreador hace pasar un volumen de aire determinado a través de una rejilla, impactándolo contra un medio de cultivo. Los aparatos que se utilizan en el muestreo se basan en el muestreador de Andersen. El sistema aspira e impulsa un caudal de aire de 100 L / minuto a través de un cabezal perforado con numerosos orificios que impactan sobre la superficie de una placa de cultivo. La velocidad de impacto debe ser suficientemente elevada para

permitir captar las partículas viables de un tamaño superior a 1 μm y suficientemente baja como para garantizar su viabilidad y evitar su alteración mecánica o ruptura celular. Otros métodos volumétricos menos utilizados son: impacto en diferentes caudales, filtración por membrana, burbujeo en caldo (impingers) y centrifugación (Sampler RCS) ^(24,25).

La selección del método y dispositivo de muestreo se debe hacer en función de diversos factores como lo son las condiciones ambientales (humedad, temperatura), las cualidades ergonómicas del equipo, características técnicas del mismo, etc. En cualquier caso, para llevar a cabo alguno de los dos métodos mencionados, se debe tener en cuenta la clasificación de la sala, el diseño de la climatización, el tipo de filtración y el flujo de aire.

9.1.1 *Procesamiento de la muestra*

Las muestras se incuban en estufa convencional a una temperatura de 30-35 °C durante 3 a 5 días en el caso del medio ATS, mientras que para el cultivo de hongos la placa de cultivo PDA se debe incubar de 3 a 5 días a temperatura ambiente (21-28 °C, aproximadamente) y el medio selectivo como el agar Sabouraud con cloranfenicol y gentamicina se incuba a 30-37 °C durante 7 días.

Se deben realizar lecturas diarias de las placas para detectar crecimiento. En cada lectura realizada, se debe hacer recuento de colonias e identificación; es conveniente realizar una identificación presuntiva rápida a través de la visualización del aspecto de las colonias y la observación microscópica.

9.1.2 *Información de resultados*

Los resultados se pueden informar a través de dos formas: estudio cuantitativo y el cualitativo.

- a. Estudio cuantitativo (número de colonias), el recuento de colonias que hayan crecido se expresan en unidades formadoras de colonias (UFC), referidas a 1 m³ de aire.
- b. Estudio cualitativo (identificación de la biota): el de hongos se realizará siempre.
 - Hongos filamentosos oportunistas: *Aspergillus* sp., *Mucor* sp., *Rhizopus* sp., *Scedosporium* sp., etc.
 - Otros hongos: *Penicillium* sp., *Candida* sp., otras levaduras, etc.

Los niveles de hasta 100 UFC/m³ de hongos saprofitos pueden ser considerados normales, siempre y cuando se trate de ambientes en los que no exista población con deficiencias o enfermedades del sistema inmunitario ⁽²⁶⁾.

9.2 Toma de muestra de superficies

Para la evaluación de la calidad microbiológica de superficies existen dos tipos de análisis: cualitativo y cuantitativo (muestreo con placas de contacto).

- I. **Para las superficies irregulares**, se utiliza un hisopo estéril humedecido con medio BHI (Brain Heart Infusion). Tras humedecerlo se retira el exceso de líquido presionándolo varias veces contra los bordes internos del tubo del medio BHI. Una vez hecho esto, se introduce el hisopo en la superficie a estudiar. Si se desea utilizar un medio de transporte, el procedimiento se realiza introduciendo un hisopo estéril en una solución salina al 0.8% realizando un barrido sobre la superficie con un ligero movimiento de vaivén en varias direcciones en un área determinada (normalmente de 100 cm²) y delimitada por una plantilla. A continuación, se introduce la torunda en un tubo con un líquido estéril apropiado, pudiendo ser el mismo tipo de líquido que el utilizado para humedecer la torunda. El análisis se realiza por cultivo

mediante la siembra del contenido con el hisopo, ya sea directamente, o tras hacer diluciones del mismo.

II. **Para las superficies planas como estanterías, ropa, interruptores o encimeras**, se pueden emplear varios métodos como las esponjas, los trapos húmedos o las cintas adhesivas, pero el más comúnmente utilizado por su sencillez, es el de las placas de contacto o placas RODAC (Replicate Organism Direct Agar Contact).

- *Placas de contacto*: las placas RODAC están llenas de medio de cultivo, ligeramente en exceso, el cual es medio ATS, hasta obtener una superficie convexa que sobresale del borde de la misma. Consiste en la aplicación, mediante una ligera presión, de una placa de contacto (placa RODAC). Posteriormente, la placa se incuba para la posterior identificación y recuento de las colonias. Sin embargo, presenta la desventaja de que no se puede utilizar para superficies irregulares y, además, representa un problema importante de interpretación, lo cual se debe a que no existe evidencia de que el nivel de contaminación se correlacione con el desarrollo o la aparición de infecciones ⁽³⁾.

Además, existen las placas Petrifilm para recuento de aerobios totales (aerobic count AC) que son un medio de cultivo que viene listo para ser usado, contiene nutrientes del Agar Standard Methods, un agente gelificante soluble en agua fría y un tinte indicador de color rojo el cual facilita el recuento de las colonias, así como una cuadrícula para hacer el recuento de las UFC. Sin embargo, las muestras a inocular deben de ser líquidas, por lo cual, si se trata de una muestra sólida, debe diluirse 1:10 o más, para inocular 1 mL.

- *Muestreo con cinta adhesiva*: el método también se emplea sobre superficies lisas y se lleva a cabo presionando una cinta impregnada con una sustancia adhesiva sobre la superficie a muestrear y realizando la posterior identificación de las partículas atrapadas con un microscopio. Sin embargo, este método no puede emplearse para determinar concentraciones de microorganismos y, además, no permite la caracterización a nivel de especie.

9.2.1 Procesamiento de la muestra

Las muestras se incuban en estufa convencional a una temperatura de 30-35 °C durante 24-48 horas.

9.2.2 Información de resultados

Los resultados se expresan como UFC por placa cuando se utilizan las placas de contacto; por el método de la torunda y esponja, los resultados se expresan como UFC por área.

Sin embargo, los valores admisibles dependen de los criterios microbiológicos que son la aceptabilidad sanitaria de una superficie basada en la ausencia, presencia o en un límite permisible de microorganismos del área muestreada.

9.3 Toma de muestra del personal

El método microbiológico empleado para el personal se centra sobre todo en las manos:

- I. Por inmersión de las manos en bolsas estériles de polietileno. Estas bolsas deben contener aproximadamente 50 mL de caldo BHI y se introducen las manos en dichas bolsas durante 1 minuto. Pasado este tiempo, se retiran las manos y se cierra la bolsa herméticamente y,

- II. Por la impresión de los dedos de la persona a estudiar en placas de agar: se presionarán las placas levemente con cada yema de los dedos realizando posteriormente un movimiento de vaivén hacía delante a medida que se presiona hasta producir un pequeño corte en el agar con las uñas, ya que suelen ser estas, zonas altamente contaminadas ^(25, 27).

9.3.1 Procesamiento de la muestra

Las muestras se incuban en estufa convencional a una temperatura de 30-35 °C durante 24-48 horas.

9.3.2 Resultados

Los resultados se expresan en UFC por mano.

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

En la práctica clínica, de forma particular en la consulta odontológica, siempre está presente el riesgo de infección para el paciente y el personal de salud, debido a que muchas de las infecciones pueden ser transmitidas a través de la sangre o saliva en forma directa, de persona a persona, a través de las manos y ropa del personal de salud; o de forma indirecta, refiriéndose al contacto con superficies contaminadas por medio de aerosoles y salpicaduras ⁽¹⁵⁾.

Asimismo, el uso de instrumentos punzantes o cortantes y el contacto con fluidos orgánicos potencialmente contaminados en odontología conllevan, como en otras especialidades médicas y quirúrgicas, un riesgo de transmisión de infecciones al personal de salud y al paciente ⁽¹⁶⁾. En este sentido cuando los fluidos orgánicos caen sobre las superficies y equipos, el personal de salud y el paciente tienen el riesgo de adquirir alguna IAAS, pueden afectar a pacientes en cualquier tipo de entorno en el que reciban atención sanitaria, y aparecer también después de que el paciente reciba el alta. Asimismo, incluyen las infecciones ocupacionales contraídas por el personal sanitario ⁽¹⁷⁾.

Cada día, las IAAS provocan la prolongación de las estancias hospitalarias, discapacidad a largo plazo, una mayor resistencia de los microorganismos a los antimicrobianos, enormes costos adicionales para los sistemas de salud (hasta 8990 dólares por episodio), elevados costos para los pacientes y sus familias, y muertes innecesarias. Por ello, para minimizar el riesgo de adquirir una IAAS es necesario llevar a cabo un control microbiológico de las áreas dirigidas a la atención de los pacientes.

Por lo anterior, nos planteamos la siguiente pregunta de investigación: ¿En qué condiciones de asepsia se encuentran las superficies, instrumental clínico y manos del personal de las unidades odontológicas de la CUAS Zaragoza, en un período comprendido de octubre de 2017 a mayo de 2018?

HIPÓTESIS

Debido que en las unidades odontológicas de la Clínica Universitaria para la Atención a la Salud (CUAS) Zaragoza no cuentan con procedimientos de limpieza y desinfección, suponemos que es posible encontrar una gran diversidad de microorganismos sobre las superficies odontológicas elegidas (tarja, campo clínico), principalmente bacterias y hongos. Debido a la falta de seguimiento en las medidas básicas para la prevención de infecciones asociadas a la atención sanitaria por parte del personal de salud, es posible encontrar microorganismos en sus manos. Por otra parte, por los procesos de esterilización a los que se somete el instrumental clínico, esperamos no encontrar microorganismos.

OBJETIVOS

General

Realizar el control microbiológico del área de odontología (medio ambiente, superficies, instrumental y manos del personal) de la CUAS Zaragoza.

Específicos

- Determinar la presencia o ausencia de microorganismos en las superficies elegidas de las unidades odontológicas de la CUAS Zaragoza.
- Determinar los microorganismos presentes en las manos del personal de salud patógenos para el paciente.
- Documentar las medidas de prevención y vigilancia epidemiológica en la CUAS Zaragoza.

MATERIAL Y MÉTODOS

Diseño de estudio: Estudio observacional, prolectivo, transversal, descriptivo.

Población: Se seleccionaron las 28 unidades odontológicas de la Clínica Universitaria para la Atención a la Salud (CUAS) Zaragoza, al igual que los estudiantes elegidos al azar (área de atención dental), de la licenciatura de Cirujano Dentista.

Período del estudio y muestreos. El muestreo se realizó de octubre de 2017 a mayo de 2018, de acuerdo con un calendario previamente establecido, seleccionando un día de cada semana para realizar el monitoreo de:

- Las superficies seleccionadas fueron: campo clínico y tarja. El área de atención dental cuenta con 28 unidades odontológicas, eligiendo una al azar para el monitoreo. Además, se realizó muestreo del instrumental clínico (kit básico).
- Muestreo de personal (manos): seleccionados al azar.
- Muestreo ambiental (entradas de aire): realizado los días martes de cada semana.

Variables

Condiciones de asepsia y desinfección de la unidad odontológica de la CUAS Zaragoza.

Cultivos microbiológicos de las superficies, instrumental clínico, manos del personal y medio ambiente de la unidad odontológica de la CUAS Zaragoza.

Material

Cajas de Petri

Tubos de ensayo con tapa de baquelita

Asas bacteriológicas

Asas micológicas

Triángulos de vidrio

Pinzas de metal

Mechero Fisher

Gradilla

Hisopos estériles

Guantes

Cubre bocas

Matraces Erlenmeyer

Probetas graduadas

Portaobjetos

Solución salina (0.8%)

Sangre de carnero

Glicerol 10%

Formaldehído

Medios de cultivo

- Base para Agar Sangre
- Agar Sal y Manitol
- Agar MacConkey
- Agar Papa Dextrosa
- Agar Soya Trypticase
- Agar Sabouraud

Reactivos para tinción

- Cristal violeta

- Yodo
- Solución Alcohol- acetona
- Safranina
- Azul de algodón

Agua destilada

Pruebas bioquímicas:

- Agar Hierro Triple Azúcar (TSI)
- Agar Hierro de Kliger (KIA)
- Agar Lisina Hierro (LIA)
- Medio Movilidad-Indol-Ornitina (MIO)
- Medio Sulfuro-Indol-Movilidad (SIM)
- Rojo de Metilo-Voges Proskauer (RM-VP)
- Citrato

Prueba del Indol

Prueba de catalasa

Prueba de coagulasa

Equipo

Estufa

Microscopio

Balanza granataria

Olla de presión para esterilización

Procedimiento

Obtención de muestras ambientales

El muestreo y análisis del medio ambiente para determinar microorganismos presentes en éste, consideró el método de sedimentación pasiva, el cual es un

método estático, y consiste en dejar dos placas con agar soya tripticaseína (AST) y agar papa dextrosa (PDA) respectivamente, durante un período de 90 minutos. Una vez elegido el punto de muestreo, el responsable se debe colocar guantes y cubre bocas, enseguida colocar las dos placas sobre la superficie por 90 minutos. Incubar el medio de cultivo AST a 37 °C por 24 h para observar detalles de las características morfológicas de las bacterias. Tras aislar cocos grampositivos o bacilos gramnegativos en el medio AST, realizar resiembra de las colonias en agar sal y manitol y agar MacConkey, respectivamente, para posteriormente observar sus características morfológicas y realizar pruebas como lo son catalasa, coagulasa o pruebas bioquímicas (KIA, LIA, Citrato de Simmons, MIO, SIM; y RM-VP).

Por otro lado, incubar el medio de cultivo PDA a 25±1 °C las cajas de Petri por un período de 5 a 7 días.

Obtención de muestras de instrumental clínico, campo clínico y tarja

El muestreo de la tarja, instrumental clínico y campo clínico para determinar microorganismos presentes en éstos se basó en las recomendaciones metodológicas descritas por el **Instituto Nacional de Seguridad e Higiene** (INSH) de España (NTP 409, NTP 608, NTP 1064, NTP 1065) debido a que en México no se tiene referencia de normas al respecto. El protocolo utilizado para la toma de muestras se realizó a través del muestreo con hisopo y fue el siguiente: una vez elegido el punto de muestreo, el responsable se debe colocar cubre bocas y guantes; posteriormente humedecer un hisopo estéril en solución salina estéril 0.9%, y retirar el exceso presionando el hisopo contra los bordes internos del tubo. Aplicar el hisopo con un ligero movimiento de vaivén en varias direcciones en un área determinada de la tarja y del campo clínico

(100 cm², aproximadamente), respectivamente. A continuación, realizar el cultivo mediante siembra del contenido con el hisopo en agar sangre de carnero (ASC), agar sal y manitol, agar MacConkey y PDA. En lo que se refiere al instrumental clínico, tomar la muestra del kit básico que utilizan los estudiantes de Odontología. De igual forma, tomar la muestra con un hisopo estéril humedecido en solución salina estéril, retirar el exceso presionando el hisopo contra los bordes del tubo, con un movimiento de vaivén en varias direcciones sobre los instrumentos y, posteriormente, realizar el cultivo en los mismos medios de cultivo antes mencionados. Incubar estos cultivos a 37 °C por 24 h para observar sus características morfológicas.

Obtención de muestras del personal

El muestreo de las manos del personal se debe realizar por la impresión de los dedos de la persona seleccionada; para ello, el responsable de tomar la muestra se tiene que colocar cubre bocas y guantes, e indicar al estudiante de Odontología que debe presionar las placas (ASC, sal y manitol, MacConkey y PDA) con la yema de los dedos, realizar posteriormente un movimiento de vaivén hacia adelante a medida que presiona el medio hasta producir un pequeño corte en el agar con las uñas. Incubar los medios de cultivo a 37 °C durante 24 h para posteriormente determinar sus características morfológicas.

Observaciones para hongos

- **Morfología colonial**

En el caso de los hongos considerar la textura o aspecto, tamaño (mm), color, pigmentación del micelio y al anverso del medio, forma y elevación de la colonia.

- **Morfología microscópica**

La identificación microscópica consiste en observar las conidias, hifas, conidióforos y cuerpos fructíferos teñidos con azul de algodón. Posteriormente, realizar microcultivo de los hongos aislados.

Observaciones para bacterias

- **Morfología colonial**

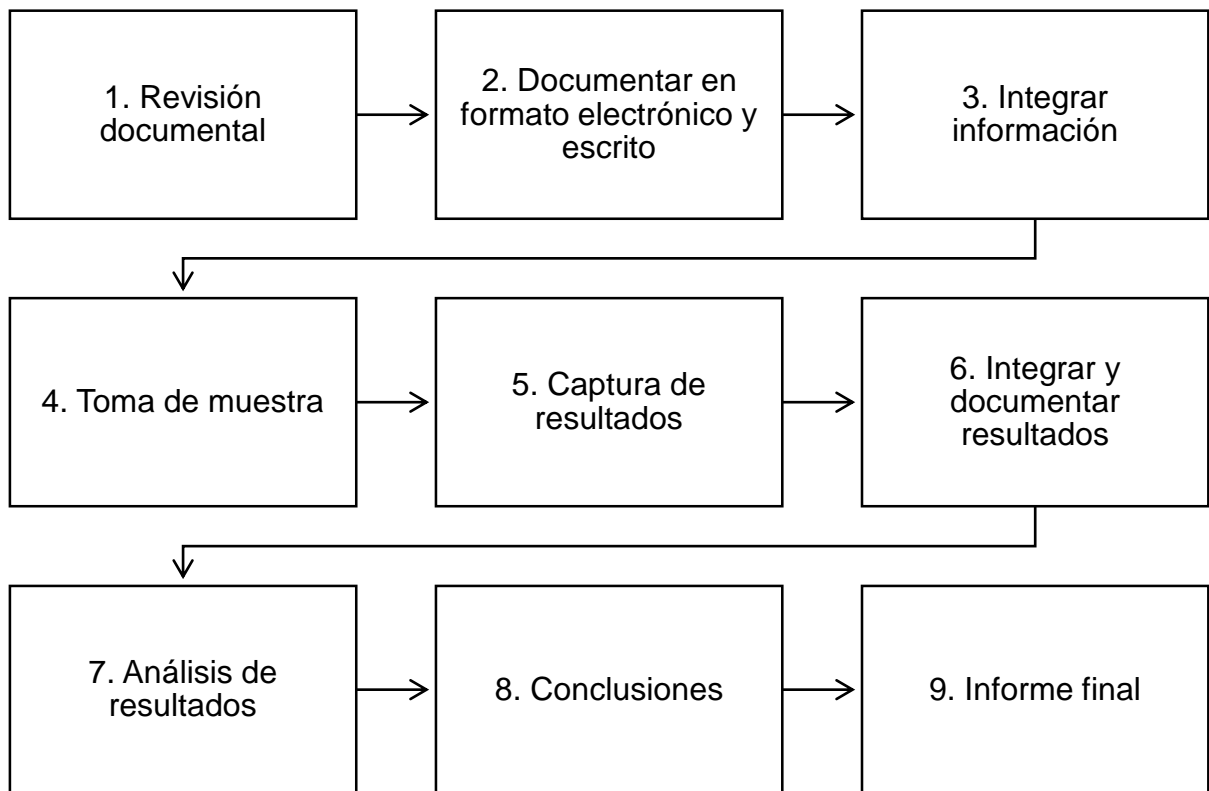
Considerar la textura, color, forma, tamaño, borde y elevación.

- **Morfología microscópica**

Realizar tinción de Gram.

- **Pruebas bioquímicas (fisiología)**

Realizar pruebas como lo son catalasa, coagulasa y pruebas bioquímicas (KIA, LIA, Citrato de Simmons, MIO, SIM; y RM-VP).



RESULTADOS

I. Control microbiológico

- Medio ambiente

De las muestras analizadas, se encontró que la concentración de hongos osciló en un intervalo de 8 a 40 UFC/placa/90 min, siendo la unidad odontológica número 16 donde se presentó la mayor concentración de UFC (cuadro 13). Tanto la observación macroscópica y microscópica nos permitió identificar a los hongos de mayor frecuencia: *Cladosporium* sp. con un 90%, *Penicillium* sp., con 57%, *Alternaria* sp. 52% y *Candida* sp. con 52% (cuadro 6), los cuales forman parte de un total de 16 géneros.

Respecto a las bacterias aerobias encontradas en los bioaerosoles del medio ambiente, se presentó un intervalo de 51 a 86 UFC/placa/90min (cuadro 12). Se identificaron 10 géneros bacterianos (cuadro 7), encontrándose con mayor frecuencia *Staphylococcus* sp., *S. aureus* y *Bacillus* sp. (Figura 7).

Cuadro 7. Bacterias aerobias y facultativas, y hongos aislados del medio ambiente

Bacterias	Hongos
<i>Bacillus sp.</i>	<i>Cladosporium sp.</i>
<i>Staphylococcus sp.</i>	<i>Aspergillus terreus</i>
<i>S. aureus</i>	<i>A. flavus</i>
<i>Actinomyces sp.</i>	<i>A. fumigatus</i>
<i>Corynebacterium sp.</i>	<i>A. niger</i>
<i>Serratia liquefaciens</i>	<i>Mucor sp.</i>
<i>Acinetobacter Iwoffii</i>	<i>Penicillium sp.</i>
<i>Klebsiella ozaenae</i>	<i>Alternaria sp.</i>
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Fusarium sp.</i>
<i>Proteus mirabilis</i>	<i>Bipolaris sp.</i>
<i>Escherichia coli</i> (inactiva)	<i>Chrysonilia sp.</i>
	<i>Scedosporium sp.</i>
	<i>Acremonium sp.</i>
	<i>Trichoderma sp.</i>
	<i>Geotrichum sp.</i>
	<i>Botrytis sp.</i>
	<i>Ulocladium sp.</i>
	<i>Rhizopus sp.</i>
	<i>Candida sp.</i>

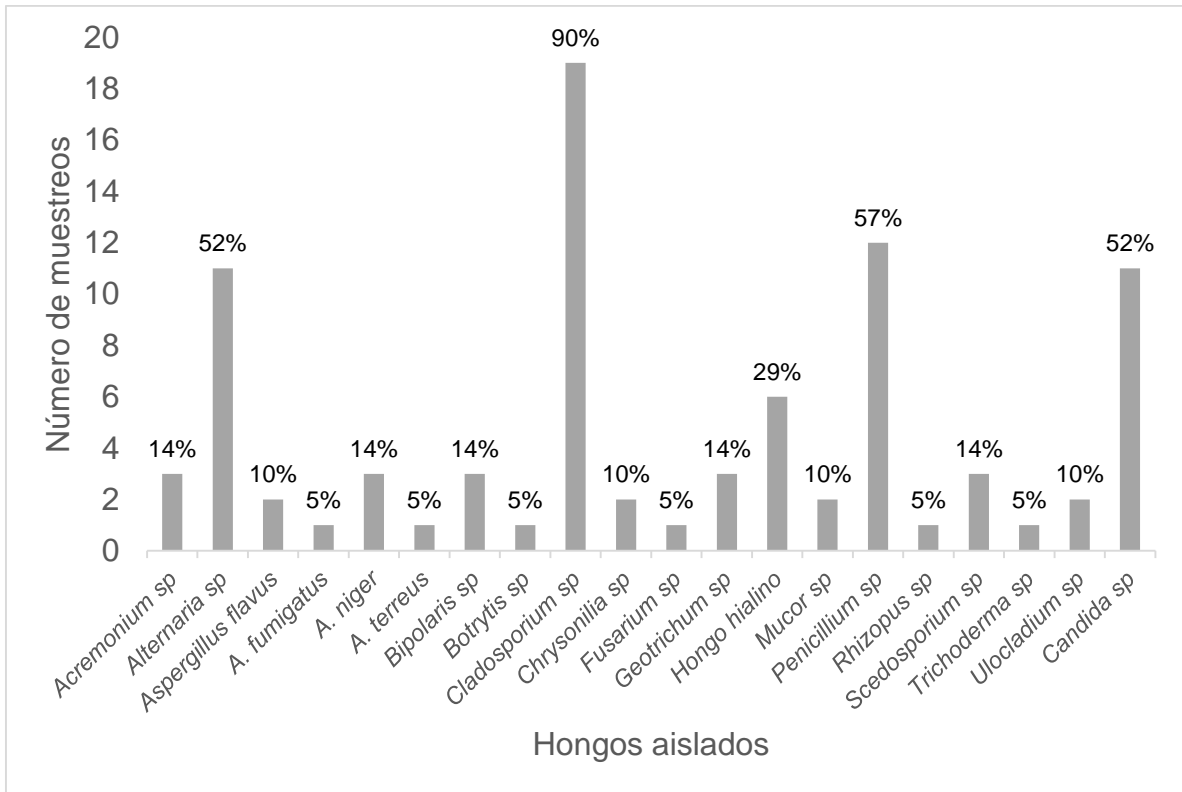


Figura 6. Hongos aislados del medio ambiente.

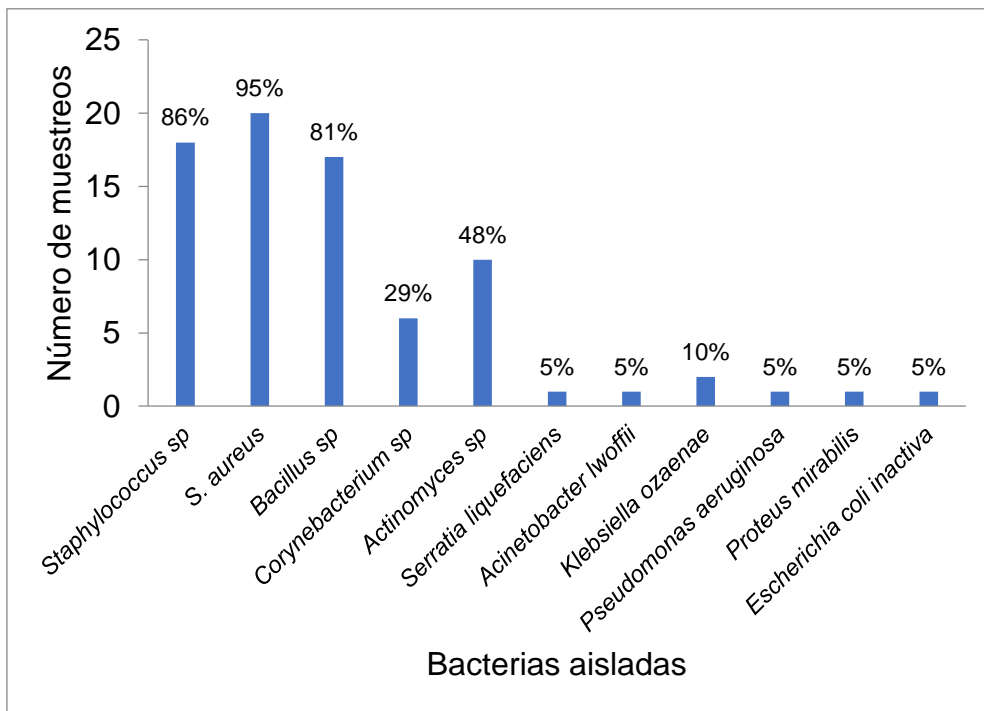


Figura 7. Bacterias aerobias y facultativas aisladas del medio ambiente.

- Campo clínico

Se aislaron 5 bacterias, pertenecientes a 4 géneros (cuadro 8), encontrándose con mayor frecuencia *Staphylococcus sp.* con 38% (Figura 8). Además, se aislaron dos géneros fúngicos: *Mucor sp.* y *Candida sp.*

Cuadro 8. Bacterias aerobias y hongos aislados del campo clínico.

Bacterias	Hongos
<i>Staphylococcus sp.</i>	<i>Mucor sp.</i>
<i>S. aureus</i>	<i>Candida sp.</i>
<i>Bacillus sp.</i>	
<i>Corynebacterium sp.</i>	
<i>Actinomyces sp.</i>	
<i>Klebsiella ozaenae</i>	

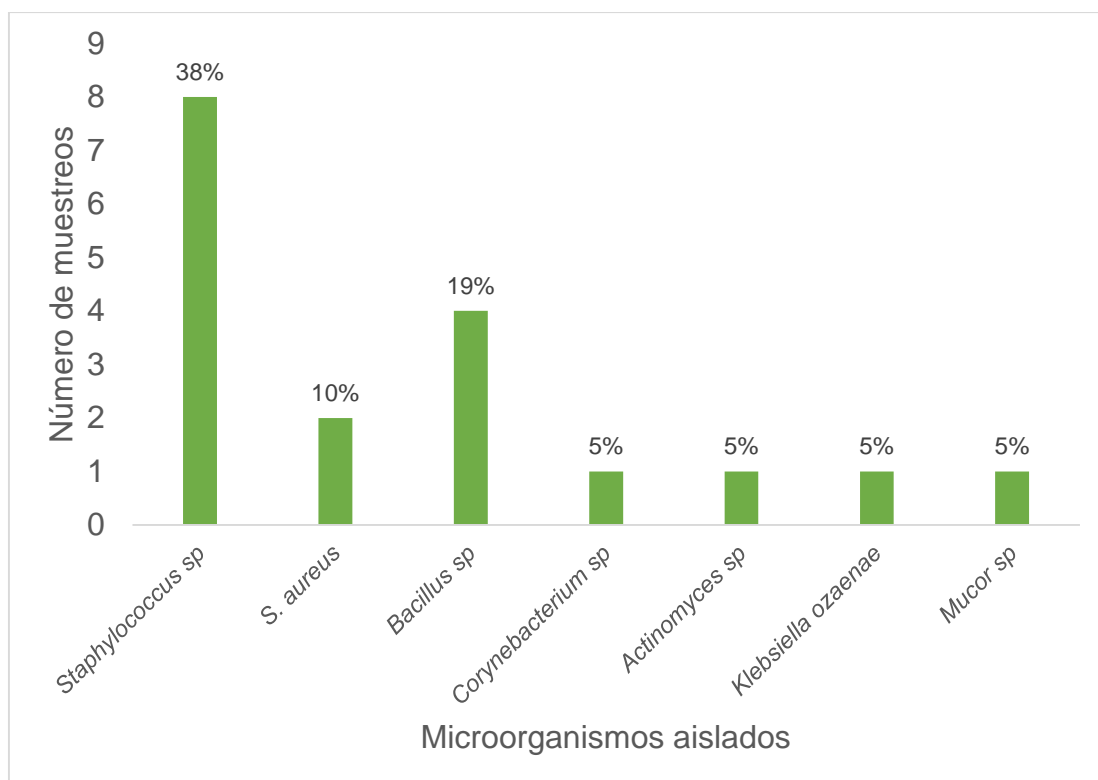


Figura 8. Microorganismos aislados del campo clínico.

- Instrumental clínico

Se aisló únicamente *Staphylococcus* coagulasa negativos en tres ocasiones, de un total de 21 muestras tomadas (cuadro 9).

Cuadro 9. Bacterias aisladas del instrumental clínico.

Bacterias	Frecuencia (%)
<i>Staphylococcus sp.</i>	10
<i>S. aureus</i>	5

- Tarjas

De 21 muestras tomadas de las diferentes tarjas con las que cuenta el área de servicio dental de la CUAS Zaragoza, se aislaron 5 bacterias pertenecientes a 4 géneros (cuadro 10), encontrándose con mayor frecuencia *Staphylococcus sp.* (figura 10). Asimismo, se identificaron 4 géneros fúngicos (cuadro 10).

Cuadro 10. Bacterias aerobias y hongos aislados de la tarja.

Bacterias	Hongos
<i>Staphylococcus sp.</i>	<i>Mucor sp.</i>
<i>S. aureus</i>	<i>Cladosporium sp.</i>
<i>Bacillus sp.</i>	<i>Penicillium sp.</i>
<i>Corynebacterium sp.</i>	<i>Candida sp.</i>
<i>Actinomyces sp.</i>	
<i>Escherichia coli</i> (inactiva)	
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	

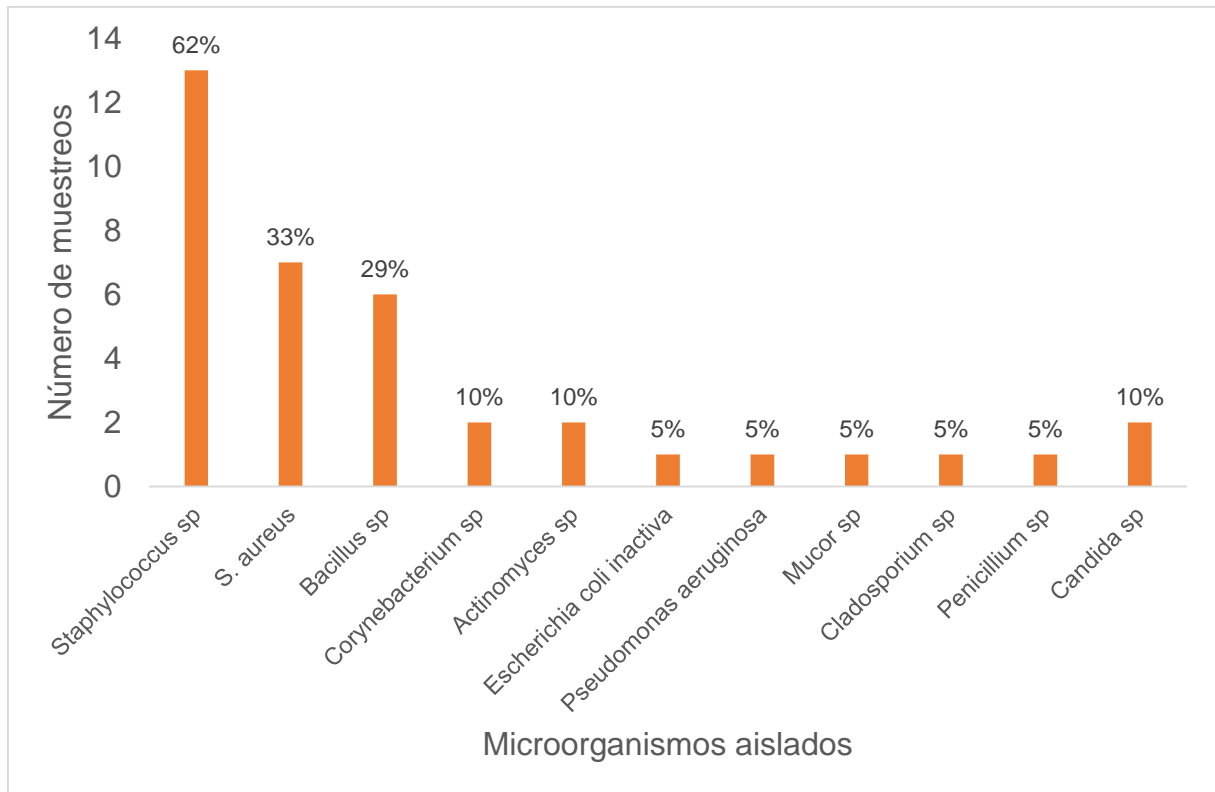


Figura 10. Microorganismos aislados de la tarja.

- **Manos del personal**

Se identificaron 5 bacterias en las manos del personal, distribuidos en 3 géneros (cuadro 11), aislándose en mayor frecuencia *S. epidermidis* (figura 11). Además, se identificaron dos especies del género fúngico *Candida* sp. (cuadro 11).

Cuadro 11. Bacterias aerobias y hongos aislados del personal

Bacterias	Hongos
<i>Staphylococcus epidermidis</i>	<i>Candida parapsilosis</i>
<i>S. aureus</i>	<i>C.albicans</i>
<i>Bacillus sp.</i>	
<i>Enterobacter cloacae</i>	
<i>Klebsiella ozaenae</i>	

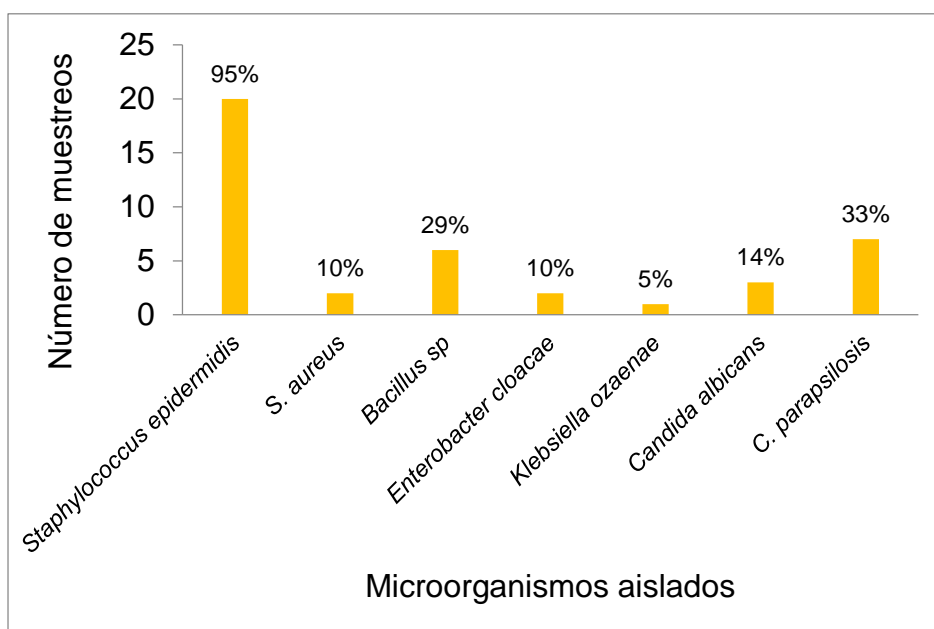


Figura 11. Microorganismos aislados en las manos del personal.

Cuadro 12. Unidades Formadoras de Colonias (UFC) de bacterias aisladas del medio ambiente.

Número de muestreo	Unidad odontológica muestreada	UFC/placa/90min
1	1	53
2	2	55
3	23	60
4	20	57
5	12	73
6	5	56
7	23	51
8	9	86
9	25	80
10	22	55
11	1	52
12	28	81
13	7	79
14	24	75
15	6	65
16	14	73
17	26	80
18	21	55
19	16	61
20	19	53
21	15	51

Cuadro 13. Unidades Formadoras de Colonias (UFC) de hongos aislados del medio ambiente.

Número de muestreo	Unidad odontológica muestreada	UFC/placa/90min
1	1	20
2	2	23
3	23	32
4	20	30
5	12	26
6	5	15
7	23	32
8	9	27
9	25	23
10	22	19
11	1	38
12	28	33
13	7	27
14	24	25
15	6	26
16	14	28
17	26	38
18	21	35
19	16	40
20	19	12
21	15	8

II. Recomendaciones para prevenir o reducir los factores de riesgo en el área de servicio dental de la CUAS Zaragoza

1. Lavado de manos de acuerdo a las recomendaciones de la CDC y de la OMS
 - Técnica de lavado de manos con agua y jabón de la OMS, visible para todo el personal de salud. Se sugiere colocar carteles en el área con el procedimiento.
 - Los cinco momentos de la higiene de manos recomendadas por la OMS en la atención odontológica, visible para todo el personal de salud.
 - Uso de desinfectante de manos a base de alcohol.
2. Establecer un rol de monitoreo con distintos sanitizantes para evaluar su efectividad.

Cuadro 14. Sustancias desinfectantes ⁽¹⁸⁾

Sanitizantes
Aldehídos: formaldehído y glutaraldehído
Compuestos halogenados: contienen yodo o cloro (por ejemplo hipoclorito de sodio)
Alcoholes: etanol e isopropanol (70%)
Compuestos fenólicos

3. Establecer guías que especifiquen la frecuencia de la limpieza y los agentes empleados para las paredes, pisos, ventanas, muebles y baños.
4. Establecer protocolo de control microbiológico, con frecuencia de monitoreo máxima de 6 meses o cada vez que se cambie de personal.
5. Limpieza y desinfección de la unidad odontológica y del entorno hospitalario entre cada paciente, con desinfectantes de bajo nivel (se sugiere uso de hipoclorito de sodio al 1%).

6. Control del proceso de esterilización: aplicación de testigos biológicos en cada corrida y llevar una bitácora de registro como control de calidad.
7. Inmunización del personal de salud.
8. Uso de equipo de protección personal: bata, cubre bocas o mascarillas y guantes.
9. Correcto manejo de residuos contaminados (RPBI) ⁽²¹⁾.

DISCUSIÓN DE RESULTADOS

Numerosos investigadores han estudiado el impacto de las IAAS en el ámbito médico hospitalario, ya que, el conocimiento de dichas infecciones ha conllevado a mejorar la prevención y control de enfermedades infecciosas. Sin embargo, la información epidemiológica de las IAAS proviene, en su mayoría, de hospitales de tercer nivel, por lo cual es un área casi desconocida para el cirujano dentista. Por lo que al implementar un programa de monitoreo ambiental en los espacios clínicos odontológicos podemos conocer la eficacia de las técnicas de desinfección, ya que las áreas que se usan en odontología, ya sea para tratamiento preventivo, restaurador o quirúrgico, son consideradas áreas de alto riesgo por la contaminación ambiental que pueden presentar ^(28, 30).

Los resultados obtenidos, demuestran que, en la clínica odontológica de la CUAS Zaragoza, se encuentra un rango de carga bacteriana de 51 - 86 UFC/placa/90 min en el medio ambiente, resultado que puede ser comparado con el obtenido en un estudio realizado por Maldonado et al. (2014) en donde reportan una concentración de bacterias de 40-232 UFC/m³ en un hospital privado mientras que, en un hospital público, la concentración fue de 90-548 UFC/m³. En México, no existe una norma que unifique valores de referencia para determinar si las UFC son significativas. Sin embargo, algunos autores recomiendan seguir los valores de referencia de la NOM 059, Buenas prácticas de fabricación de medicamentos, en donde puede aplicarse el Apéndice A normativo en la Clase D (ISO-Clase 8), para el cual se realiza monitoreo cada 6 meses, en ésta se especifica que el número de UFC en placas de sedimentación de 90 mm de diámetro, con exposición no menor a 30 minutos y no mayor a 4 horas, debe ser menor a 100 UFC/placa/tiempo de exposición. Con base a los resultados obtenidos y a las especificaciones de la NOM, la carga bacteriana

del medio ambiente de las áreas estudiadas está dentro del límite permitido; sin embargo, el resultado está próximo al límite máximo de UFC permitido, lo cual se asocia a la afluencia de pacientes a la CUAS, a las entradas de aire, y, además, a la falta de un protocolo de limpieza y desinfección.

En el presente estudio la bacteria que se aisló con mayor frecuencia fue *Staphylococcus* coagulasa negativos, el cual forma parte de la microbiota normal del hombre, y que se puede encontrar en la piel, así como en secreciones corporales. De acuerdo con estudios realizados por Zambrano y Luna (2013), Carvalho et al (2007), Zambrano et al (2007) y Cássia et al (2009) determinaron la calidad microbiológica de ambientes de diferentes unidades odontológicas, registrando a *Staphylococcus* como el género de mayor abundancia. Cássia determinó que tras el procedimiento clínico el número de colonias de *S. aureus* aumentó considerablemente, pasando de 51 a 575 colonias en el entorno clínico, lo cual se debió a los aerosoles generados durante la atención. Umar et al. (2014) también encontraron a *Staphylococcus* coagulasa negativos y *S. aureus* como bacterias contaminantes del entorno de una clínica dental, pero en un porcentaje menor, representando el 5 y 6%, respectivamente, de un total de 100 muestras, comprobando que existe una gran carga bacteriana en la clínica odontológica, con un 86% y 95% de *Staphylococcus* coagulasa negativos y *S. aureus* respectivamente. Autores como Carvalho mencionan que una especie en particular, del género *Staphylococcus*, *S. aureus*, puede sobrevivir durante largos períodos de tiempo en el ambiente y, en consecuencia, este patógeno oportunista representa un gran problema potencial para la comunidad, por el riesgo de contraer IAAS, ya sea superficiales (piel) o infecciones más profundas (endocarditis bacteriana, septicemia). También, mencionan que la alta cantidad de este género en el

ambiente clínico odontológico procede de aerosoles durante los procedimientos clínicos, tal como lo demostró Cássia et al. (2009), lo cual es debido a que *S. aureus* se encuentra en piel humana, especialmente en las fosas nasales, y se ha relacionado con diferentes tipos de infección, como neumonía, meningitis, osteomielitis, infecciones de la piel y tejidos. La transmisión de este patógeno oportunista puede ocurrir a través del contacto con personal o elementos contaminados, ocurriendo principalmente por la contaminación de heridas y mucosas, por la inoculación accidental a través de pinchazos o cortes con objetos contaminados.

En segundo lugar, otro de los géneros aislados con más frecuencia fue *Bacillus sp.* (81%), que es un microorganismo que se encuentra distribuido ampliamente en diversos hábitats y la presencia de endosporas bacterianas constituye una estructura de resistencia que le permite permanecer viable durante una gran cantidad de tiempo, sobreviviendo en condiciones extremas de temperatura de desecación, pH, entre otros, hasta que las condiciones se tornen favorables para el desarrollo de la forma vegetativa, lo cual justifica que este género se encuentra presente en alta proporción en el ambiente de la clínica odontológica de la CUAS Zaragoza.

Bustamante et al. (2014) registraron que, tras la exposición de placas de cultivo a aerosoles generados en un ambiente odontológico, el género de bacterias encontrados en mayor proporción fue *Bacillus sp.* y otros bacilos grampositivos, los cuales representaron más del 50% del total de microorganismos aislados, resultado que concuerda con el obtenido en este estudio. Asimismo, Maldonado et al., encontraron que, en el aire de dos hospitales ubicados en León Guanajuato, México había presencia del género *Bacillus sp.*, encontrándose 4 especies diferentes. Por

otro lado, Azar et al. (2008) encontraron en el aire de las salas de cirugía dental dos especies de este género: *Bacillus cereus* y *B. subtilis*.

Sin embargo, en este estudio llevado a cabo en la CUAS Zaragoza no se pudo identificar a estas bacterias a nivel de especie, debido a la falta de reactivos. Además, cabe mencionar que la cantidad de contaminación del aerosol que se genera durante los procedimientos dentales depende de factores como la saliva, la secreción nasal y de garganta, la sangre, placa dental, infección periodontal y la presencia de cualquier tipo de infección.

Por otro lado, se aislaron en menor porcentaje dos géneros bacterianos: *Actinomyces sp.* y *Corynebacterium sp.*, donde el primer muestreo se aisló en un 48% de las muestras y el segundo en un 29%. Maldonado et al., encontraron en el aire interior de dos hospitales analizados el género *Corynebacterium sp.*, específicamente *C. efficiens*; Bustamante et al. (2014) demostraron la presencia de este género en un porcentaje bajo a partir de aerosoles generados por el uso de una pieza de mano de alta velocidad, mientras que Szymánska y Dutkiewicz (2008) encontraron esta bacteria en líneas de agua de unidades dentales antes y después de la desinfección de éstas.

Szymánska y Dutkiewicz, y Swaminathan y Tony (2013) mencionan el género *Actinomyces sp.* como microorganismo contaminante de las líneas de agua de las unidades dentales.

Con respecto a los resultados obtenidos del aislamiento de hongos, Maldonado et al., encontraron una concentración de UFC/m³ en un hospital privado en un intervalo de 56 a 184, mientras que en un hospital público la concentración osciló de 32 a 442 UFC/m³, y en este estudio se encontró una concentración de 8 a 40 UFC/placa/90 min, este bajo resultado a comparación de los anteriores, puede ser debido a la

dimensión de las unidades de la clínica odontológica con respecto a la de los hospitales y a las entradas de aire. Dentro de los géneros que aislaron e identificaron estos autores en ambos hospitales se encuentra: *Fusarium sp.*, *Penicillium sp.*, *Acremonium sp.*, *Cladosporium sp.*, *Trichoderma sp.*, *Mucor sp.*, *Alternaria sp.* y *Aspergillus sp.*, los cuales también se aislaron e identificaron en este estudio. Sin embargo, también se encontraron los siguientes géneros: *Bipolaris sp.*, *Botrytis sp.*, *Chrysonilia sp.*, *Geotrichum sp.*, *Rhizopus sp.*, *Scedosporium sp.* y *Ulocladium sp.*. También Azari et al. (2008) encontraron en el aire de las salas de cirugía dental la presencia de géneros fúngicas como *Aspergillus sp.* y *Penicillium sp.* La concentración de UFC de hongos encontrada en la CUAS Zaragoza, es un valor aceptable tomando como referencia la Nota Técnica de Prevención (NTP 409) del Instituto Nacional de Seguridad e Higiene en el Trabajo de España, debido a que en México no se tiene referencia de normas al respecto; dicho documento señala que niveles de hasta 100 UFC/m³ de hongos saprofitos pueden ser considerados normales, siempre y cuando se trate de ambientes en los que no exista población con deficiencias o enfermedades del sistema inmunitario, ya que, el aislamiento de un género fúngico se asocia a las corrientes de aire exterior, debido a que a través de ésta los microorganismos son transportados y depositados mediante sedimentación sobre las superficies. Cabe mencionar que autores como Swaminathan y Toby (2013) señalan los géneros *Penicillium sp.*, *Cladosporium sp.* y *Alternaria sp.* como los más comunes en ambientes de clínicas dentales.

La importancia en el aislamiento e identificación de hongos radica en que éstos pueden provocar infecciones, como lo son las feohifomicosis, un grupo de micosis causadas por hongos negros o feoides, en particular especies de los géneros de *Alternaria sp.*, *Cladosporium sp.*, *Scedosporium sp.* y *Bipolaris sp.* Estos hongos son

ubicuos y se adquieren por inhalación o por inoculación percutánea. En pacientes inmunodeprimidos la incidencia es baja; las formas clínicas que se presentan comúnmente son la sinusitis, la neumonía, abscesos cerebrales y formas diseminadas, esta última se asocia a especies de los géneros *Scedosporium prolificans* y *Bipolaris sp.*, los cuales se aislaron e identificaron en este estudio en una frecuencia baja, ambos con un 14%.

En contraparte están las hialohifomicosis, infecciones causadas por hongos filamentosos, tabicados y hialinos, donde destacan los géneros *Fusarium sp.*, *Scedosporium sp.*, *Trichoderma sp.*, *Acremonium sp.*, *Geotrichum sp.*, *Penicillium sp.* y *Chrysonilia sp.*

La primera causa de infecciones por hongos filamentosos es el género *Aspergillus sp.*, éste está presente de forma ubicua en la naturaleza y, por ende, es de distribución universal; se adquiere frecuentemente por vía aérea (por inhalación de las conidias hasta el pulmón) y es en este sitio donde se presentan manifestaciones clínicas, lo cual depende de la capacidad inmunológica del hospedero. La manifestación clínica que se presenta principalmente es a nivel respiratorio; la infección por este hongo tiene un impacto muy importante en mortalidad y morbilidad, de forma particular en pacientes inmunodeprimidos. Sin embargo, este hongo tiene un amplio espectro clínico, el cual incluye reacciones alérgicas, colonización asintomática, infección superficial y la enfermedad invasora; la presentación clínica va a depender, como ya se mencionó anteriormente, del estado inmune del hospedero, así como de factores de riesgo asociados que estén presentes.

En segundo lugar, se encuentran las infecciones causadas por *Fusarium sp.*, que pueden ser desde reacciones alérgicas hasta ser responsables de infecciones

superficiales, subcutáneas o invasivas, las cuales se pueden presentar tanto en pacientes inmunocompetentes como en inmunocomprometidos.

Por otro lado, el género *Scedosporium sp.*, conformado por 2 especies de importancia médica, *S. apiospermum* y *S. profilicans*, donde este último es un hongo dematiáceo y por lo tanto es una causa más de feohifomicosis. Ambas especies son patógenos oportunistas causantes de infecciones graves y de tratamiento difícil; pueden colonizar superficies, conductos o cavidades corporales y producir infecciones focales o diseminadas, con tendencia a invadir el sistema nervioso central. Las infecciones suelen ocurrir en contexto de cirugía y procedimientos instrumentales como inmersión accidental de aguas contaminadas. *S. apiospermum* produce mayormente infecciones diseminadas como neumonía, sinusitis y abscesos cerebrales; por el contrario, *S. profilicans* puede producir infecciones cutáneas y de heridas.

En tanto que el género *Trichoderma sp.*, antes considerado contaminante, en la actualidad es un patógeno oportunista en pacientes inmunocomprometidos. Sin embargo, la fuente más probable de contaminación es a través de la inhalación de aerosoles de agua no estéril.

Por otro lado, *Acremonium sp.* que es un hongo saprofito ambiental, tiene como puertas de entrada la vía respiratoria y la digestiva. No obstante, son una causa infrecuente de abscesos subcutáneos, micetomas, artritis séptica y neumonía.

Además de las feohifomicosis y hialohifomicosis, se pueden presentar zigomicosis, también denominadas mucormicosis, infecciones fúngicas con frecuencia letales, las cuales tienen predilección por afectar a pacientes diabéticos o que reciben tratamiento con esteroides o a pacientes inmunodeprimidos. Estas infecciones son causadas por hongos que forman parte del orden de los *Mucorales* (*Rhizopus sp.* y

Mucor sp.) y son ubicuos en el suelo. La infección se adquiere a través de la inhalación (senos paranasales, pulmón), por ingestión o por contaminación de heridas por esporangiosporas que pueden estar presentes en el entorno. Los factores de riesgo para el desarrollo de estas infecciones fúngicas invasoras son, como ya se mencionó, diabetes (especialmente cetoacidosis o mal controlada), pero también neutropenia, desnutrición e infección por VIH. En la CUAS Zaragoza acuden pacientes ambulatorios, donde la mayoría de los pacientes adultos padece diabetes, y algunos de estos la tienen mal controlada, y otros desconocen que la padecen. Por esta razón es importante que, en los establecimientos en los cuales se prestan servicios de atención a la salud, existan protocolos de limpieza y desinfección adecuados, debido a que los pacientes que acuden pueden estar inmunodeprimidos o ser susceptibles.

Sin embargo, la presencia en el medio ambiente de esporas de hongos y bacterias mencionados anteriormente no implica que todas las personas que acuden a la clínica puedan desarrollar la infección, se requiere de una secuencia de interacciones, es decir, que el microorganismo deje el lugar en el que vivía a través de una puerta de salida, después, a través de un mecanismo de transmisión, encontrar una puerta de entrada en un sujeto susceptible y que éste último desarrolle la enfermedad. Además, dicho microorganismo debe encontrarse en un inóculo suficiente para causar la infección.

Por otra parte, en el campo clínico y en la tarja (superficies), se aislaron 4 géneros: *Staphylococcus sp.*, *Bacillus sp.*, *Corynebacterium sp.*, y *Actinomyces sp.* Sin embargo, en el campo clínico se aislaron en un menor número de muestreos, a diferencia de la tarja. En ambas superficies el género aislado con más frecuencia fue *Staphylococcus sp.* En el campo clínico se aislaron 2 géneros fúngicos (*Mucor*

sp. y *Candida sp.*) y, por el contrario, en la tarja se aislaron 4 géneros (*Mucor sp.*, *Cladosporium sp.*, *Penicillium sp.* y *Candida sp.*). Autores como Zambrano et al. (2007) demostraron una alta carga bacteriana de diferentes superficies de un quirófano de odontología, aislando con mayor frecuencia *Staphylococcus aureus* en la rejilla del aire acondicionado, mientras que especies *Staphylococcus coagulasa* negativos se encontraron principalmente en el brazo de la unidad. Estos resultados concuerdan con los obtenidos en este estudio, a pesar de que no se muestrearon las mismas superficies, con un 10% y 38% para *S. aureus* y *Staphylococcus coagulasa* negativos respectivamente.

Zambrano y Luna (2013) demostraron la presencia de géneros como *Staphylococcus sp.*, *Enterococcus sp.*, *Pseudomonas sp.* y del grupo de coliformes totales en las superficies de bandejas y lámparas de unidades odontológicas, siendo el primero el género que se encontró en mayor prevalencia en ambas superficies. Sin embargo, la mayor abundancia de UFC de hongos se encontró en la superficie de las bandejas, resultado que se asemeja al encontrado en este estudio, de las muestras tomadas de la tarja. Es probable que la mayor prevalencia de bacterias en la tarja se deba al lavado de manos del personal de salud, así como del instrumental clínico y a que en dicha superficie las bacterias tienen condiciones favorables para sobrevivir, a diferencia del campo clínico, donde no hay condiciones adecuadas para que sobrevivan (estéril). No obstante, también se pudo presentar por el agua que sale del grifo, ya que autores como Lisboa et al. (2014) encontraron en dos unidades dentales de un total de 6, coliformes totales, pero en ninguna se encontró *Escherichia coli*, en este estudio se encontraron BGN como *E. coli* inactiva y *P. aeruginosa*.

La contaminación de superficies tiene estrecha relación con la capacidad de supervivencia de los microorganismos, la dificultad de eliminación de éstos, y, lo más importante, la falta de estándares de limpieza de superficies para microorganismos nosocomiales. La capacidad de sobrevivir de los microorganismos en superficies inanimadas secas depende de la naturaleza de éstas, las condiciones de humedad y temperatura, así como el uso de determinados sistemas de limpieza o desinfección. Aunado a esto, la contaminación de superficies ocurre principalmente por pacientes colonizados o infectados, los cuales desconocen, en la mayoría de los casos, que lo están, y debido a que en la clínica odontológica de la CUAS Zaragoza acuden pacientes ambulatorios, en el historial clínico deberá indagarse si padece alguna infección. En caso contrario, si padece alguna infección, tomar las medidas de prevención adecuadas para minimizar el riesgo de contagio y contaminación de superficies. Por lo tanto, a partir de un paciente colonizado, las superficies entorno a él se colonizan (sobre todo las que puede tocar con las manos) y pueden contaminar las manos del personal y de esta forma transmitir de forma indirecta o también por contacto directo. Esto permitiría explicar la contaminación del campo clínico de las unidades dentales muestreadas, así como en las superficies y el ambiente, puede deberse al contacto directo con el equipo odontológico y/o con el paciente enfermo. Alemán y Gonzáles (2001) señalan que la contaminación de las clínicas odontológicas aumenta debido a la gran demanda que existe, donde se realizan procedimientos quirúrgicos de bajo costo, ya que, en la mayoría de los casos se utilizan las unidades más de dos veces por sesión y turno, impidiendo que se realice un aseo adecuado entre un paciente y otro.

En el muestreo del instrumental clínico únicamente un 14% de las muestras fueron positivas (3/21), aislándose solo el género *Staphylococcus sp.* Chávez et al. (2013)

confirmaron que los residuos biológicos pueden encontrarse en la superficie de los instrumentos, aun después de la esterilización, lo cual depende principalmente, de la naturaleza de los microorganismos y de la desinfección previa del instrumental. Además, en el proceso de esterilización pueden presentarse errores en el procedimiento, como lo son temperatura, tiempo o presión, incorrectos, falta de supervisión del proceso, o un mantenimiento inadecuado del equipo utilizado. En México, la NOM-013 establece que cada dos meses se deben aplicar testigos biológicos como control de calidad de los ciclos de esterilización, con lo cual se garantiza que el proceso se ha llevado a cabo de forma correcta, además de los controles químicos.

Aunado a los errores que se pueden presentar durante el proceso de esterilización, también puede haber fallas en el transporte y almacenamiento de los instrumentos esterilizados, ya que antes de abrirse y ser usados, deben inspeccionarse para garantizar que el material de empaque no se comprometiera, es decir, no mojarse, rasgarse o perforar durante su almacenamiento y de ocurrir esto, todo el empaque debe reprocesarse.

Sin embargo, la contaminación del instrumental clínico también puede ocurrir cuando éste entra en contacto con las superficies de la unidad clínica, en particular con el campo clínico o manos del personal, en donde se demostró la presencia del género *Staphylococcus sp*, lo cual permitiría explicar la contaminación de los instrumentos.

Diferentes investigaciones han demostrado la posibilidad de minimizar un riesgo de contaminación y por ende controlar la posibilidad de infecciones a través de diversos procedimientos clínicos, y uno de ellos es el lavado de manos, la cual es una técnica básica, sencilla e irremplazable para el control de infecciones, de acuerdo a las

recomendaciones de la OMS. Por lo anterior, se procedió a obtener muestras de las manos de los estudiantes de odontología elegidos al azar. Los resultados muestran el aislamiento con mayor frecuencia de *Staphylococcus epidermidis* (95%), microorganismo que forma parte de la microbiota residente de la piel de las manos, el cual es de baja virulencia y rara vez se transmite por contacto manual; sin embargo, es difícil de eliminar con la higiene manual. En segundo lugar, se encontró *Candida parapsilosis*, microorganismo que también forma parte de la biota residente y se puede encontrar en las uñas. El género *Bacillus sp.* se aisló en un 29% (6/21) de las muestras.

En un porcentaje más bajo (10%) se aisló e identificó *S. aureus*, el cual es considerado biota transitoria y se adquiere a través del contacto con superficies, tanto animadas como inanimadas, contaminadas con dicho microorganismo y, a diferencia de la biota residente, la transitoria puede removerse mediante la higiene de manos. También se encontraron bacterias coliformes, *Enterobacter cloacae* y *Klebsiella ozaenae*, dichas bacterias son exclusivas de la materia fecal, sin embargo, tienen la capacidad de multiplicarse fuera del intestino.

La presencia de bacterias transitorias (*Staphylococcus aureus*, bacilos grampositivos o negativos), en superficies y manos sugiere su adquisición debido a una mala asepsia e inadecuado lavado de manos tras la atención del paciente.

Lo anterior concuerda con el estudio realizado por Jerónimo, Hernández, y Hernández (2004) acerca de la problemática del lavado de manos en estudiantes de odontología de la FES Zaragoza, arrojó que el 64% de la población estudiada no realizaba el lavado de manos y el 36% restante lo hacía inadecuadamente. Con la desinfección o el lavado de manos se eliminan microorganismos patógenos y también se disminuye la biota residente y, además, se elimina la biota transitoria, así

como la suciedad, sangre u otros líquidos corporales. Aunado a esto, la importancia del lavado de manos por parte de los profesionales de la odontología, radica en que éstas, una vez contaminadas con saliva, fluidos y/o sangre, son los principales vehículos de contaminación de superficies. Por ello deben ser conscientes del riesgo inherente en su trabajo, y aplicar procedimientos de bioseguridad a fin de reducir o eliminar microorganismos que afectan la seguridad del paciente.

CONCLUSIONES

1. Por medio del estudio microbiológico realizado en las diferentes áreas odontológicas y del medio ambiente de la CUAS Zaragoza, se determinó la existencia de contaminación debido a la presencia de diversos géneros bacterianos y fúngicos, lo cual se asocia a inadecuados procedimientos de limpieza y desinfección, la afluencia de personal de salud y pacientes, y por las entradas de aire.
2. Por otro lado, en las manos del personal de salud (estudiantes de odontología) se determinó la presencia de los siguientes géneros bacterianos: *Staphylococcus sp.*, *Bacillus sp.*, *Enterobacter sp.* y *Klebsiella sp.* El único género fúngico identificado fue *Candida sp.* La mayoría de estos microorganismos son patógenos para el ser humano, por lo cual es imprescindible que en cada unidad de salud existan normas y procedimientos por escrito para el lavado de manos, los cuales deben ser visibles para todo el personal de salud.
3. Cada unidad de salud deberá establecer sus valores de corte y definir si los microorganismos son de interés clínico de acuerdo al nivel de atención, y evaluar si las UFC/placa son significativas de acuerdo al nivel de atención. Cabe mencionar que algunos autores recomiendan seguir valores de referencia de la NOM 059.
4. Se logró documentar las medidas de prevención y vigilancia epidemiológica; instituciones como la OMS, recomiendan las pruebas microbiológicas del medio ambiente en ciertas circunstancias, como lo son actividades de control de calidad al cambiar de prácticas de limpieza. En este estudio, con las pruebas microbiológicas, se conoció la situación actual de asepsia del área y

personal de la CUAS y esto permitirá reducir el riesgo de adquirir una IAAS, con un enfoque de seguridad para el paciente, como lo recomienda la OMS.

ANEXO 1

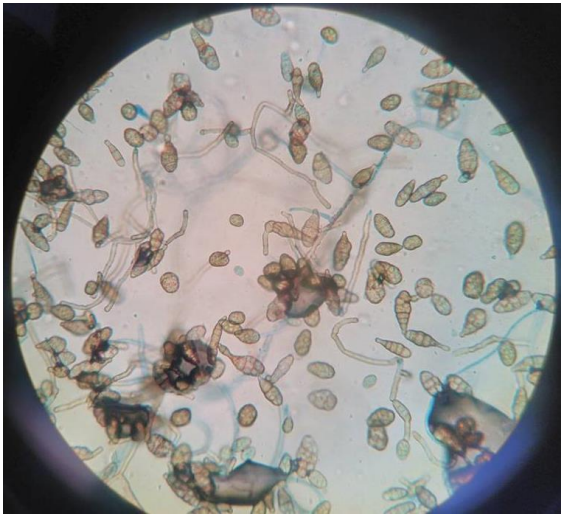
Formato para la captura de resultados

ANEXO 2

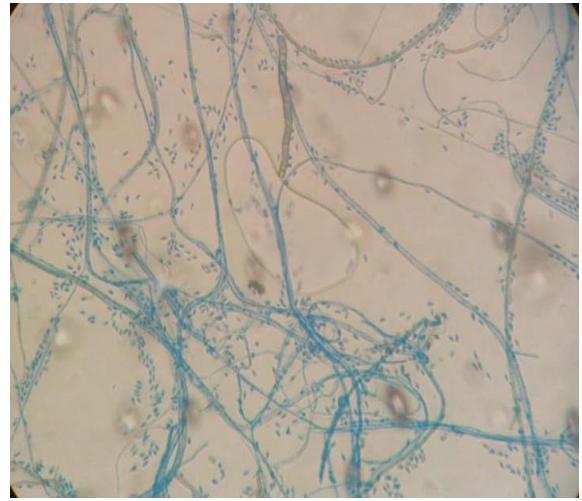
**Hongos aislados de muestras ambientales del servicio dental de la Clínica
Universitaria para la Atención a la Salud (CUAS) Zaragoza**

ANEXO 2

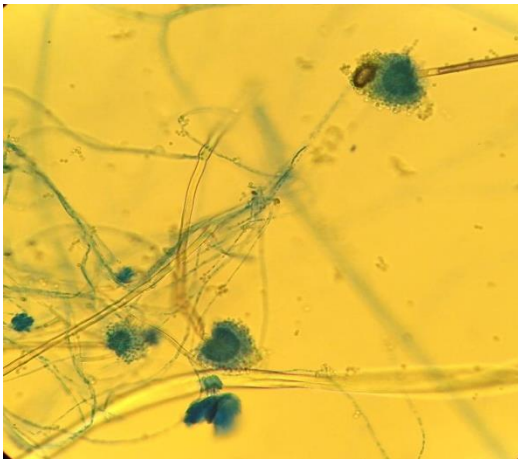
HONGOS AISLADOS DE LAS UNIDADES ODONTOLÓGICAS



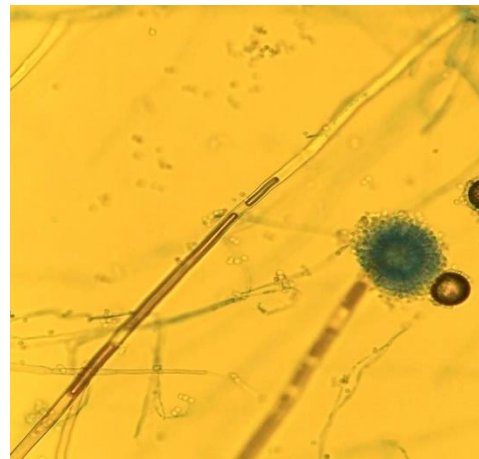
Alternaria sp.



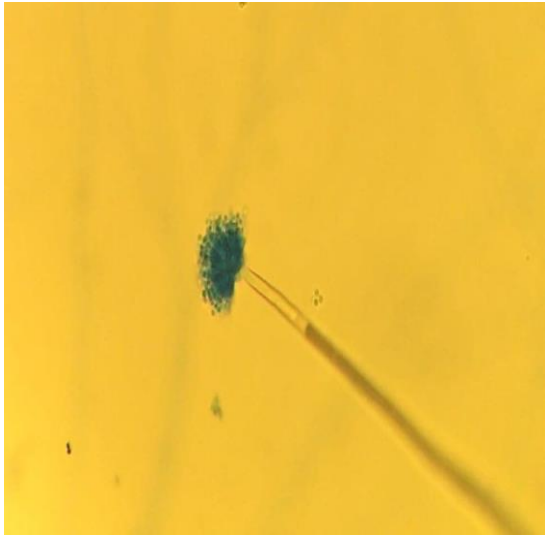
Acremonium sp.



Aspergillus flavus



Aspergillus niger



Aspergillus terreus



Aspergillus fumigatus



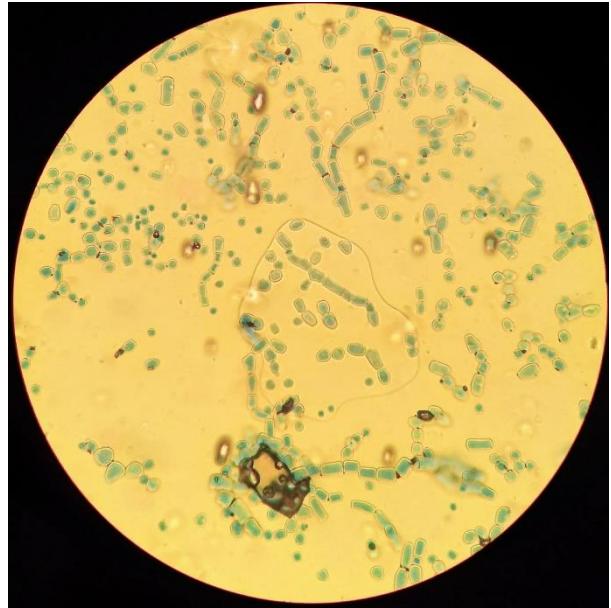
Bipolaris sp.



Botrytis sp.



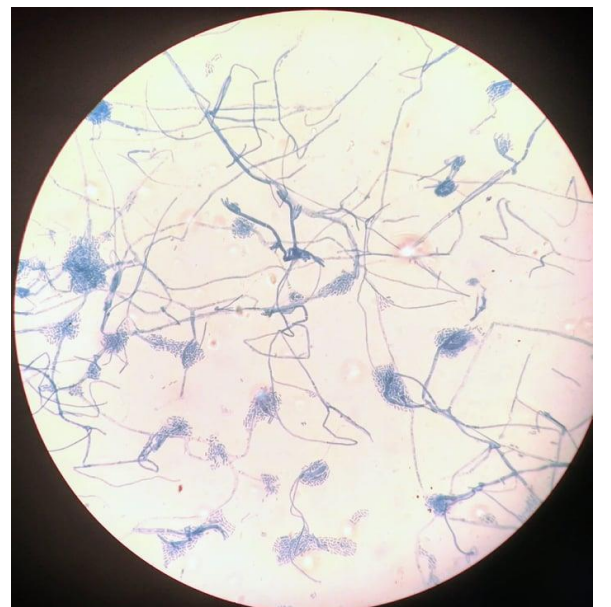
Cladosporium sp.



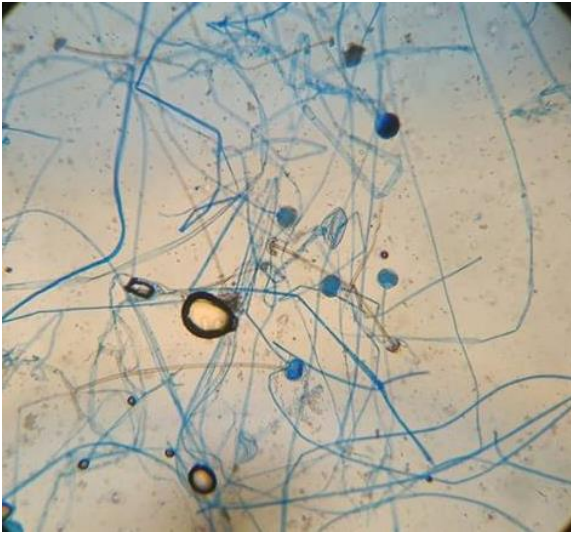
Chrysonilia sp.



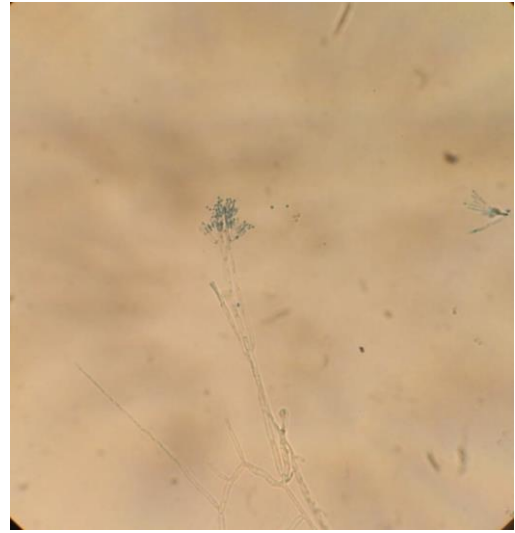
Fusarium sp.



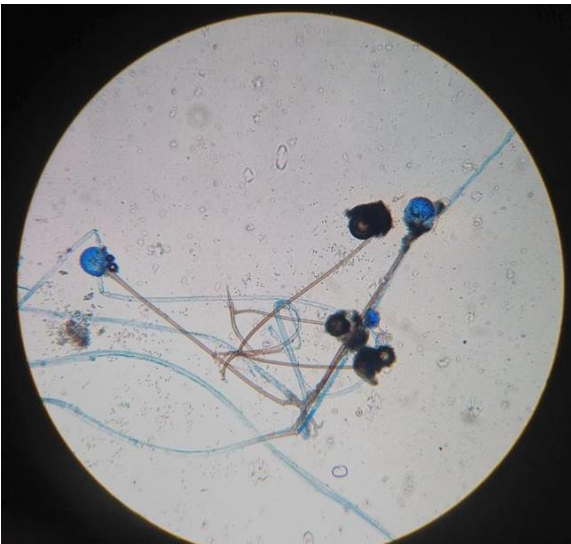
Geotrichum sp.



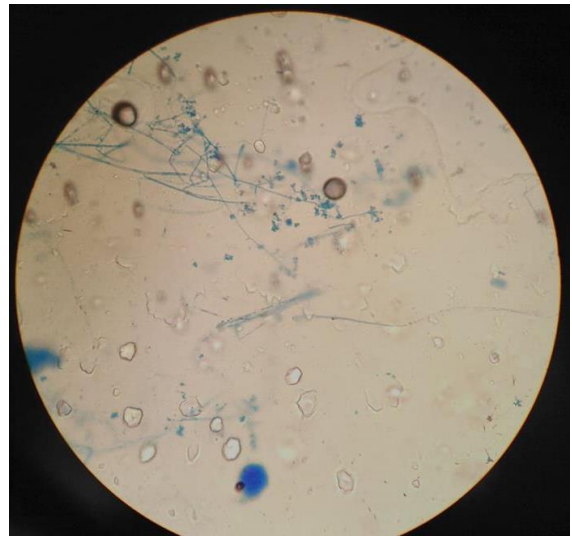
Mucor sp.



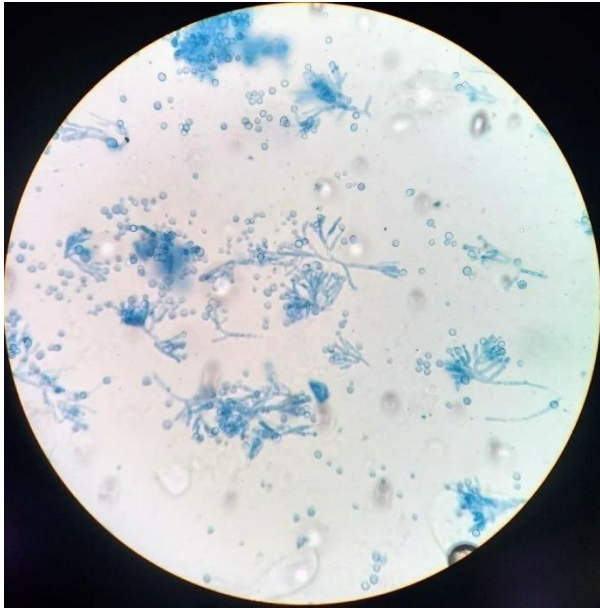
Penicillium sp.



Rhizopus sp.



Scedosporium sp.



Trichoderma sp.

REFERENCIAS

1. Galván-Meléndez M, Castañeda-Martínez L., Galindo-Burciaga M, Morales-Castro M. Infecciones asociadas con la atención de la salud y su resistencia antimicrobiana. *Rev Esp Méd Quir* 2017 ene; 22(1): 1-13.
2. López F. *Epidemiología. Enfermedades transmisibles crónico-degenerativas*. 3ª. ed. México: Manual Moderno; 2010. p. 71.
3. Frías J, Arcos J. Importancia del saneamiento ambiental procesos de desinfección y esterilización en unidades de terapia intensiva, diálisis y hemodiálisis, quirófanos y central de esterilización. Discusión crítica y recomendaciones para la mejora continua. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología* 2007; 27(4): 127-136.
4. Asociación Mexicana de Cirugía General: Federación Mexicana de Colegios de Especialistas en Cirugía General. *Tratado de cirugía general*. 3ª ed. Ciudad de México: El Manual Moderno; 2017. (cap 68).
5. Programa de Control de Infecciones Asociadas a la Atención de Salud. Ministerio de Salud, Chile, 1989.
6. Organización Mundial de la Salud [Internet]. *Carga mundial de infecciones asociadas a la atención sanitaria*. OMS; 2018 [acceso el 9 de enero de 2018]. Disponible en: http://www.who.int/gpsc/country_work/burden_hcai/es/
7. Weinstein R, Hota B. Contamination, Desinfection and Cross-Colonization: are hospital surfaces reservoirs for Nosocomial Infection? *Clinical Infectious Diseases* October 2004; 39(8): 1182-1189.

8. Ramos A. *Recomendaciones para la monitorización de la calidad microbiológica del aire (bioseguridad ambiental) en zonas hospitalarias de riesgo*. SAMPSP marzo 2016. 2016; 2: 1-36.
9. Limpieza y desinfección de superficies hospitalarias. Brasil: Agencia Nacional de Vigilancia Sanitaria; 2010.
10. Organización Panamericana de la Salud. Prevención y control de infecciones asociadas a la atención de la salud. Recomendaciones básicas. Washington, D.C.: OPS; 2017.
11. Ajenjo C. Infecciones intrahospitalarias: conceptos actuales de prevención y control. *Revista Chilena de Urología* 2006; 71(2): 95-101.
12. Guzmán E, et al. Higiene de las manos para la prevención de Infecciones Asociadas a la Atención de la Salud (IAAS): Revisión. *Prevención médica y fomento a la salud* 46-58.
13. Organización Mundial de la Salud [Internet]. *Salve vidas: límpiense las manos*. OMS; 2018 [acceso el 9 de enero de 2018]. Disponible en: <http://www.who.int/gpsc/5may/es/>
14. Burton M, et al. The effect of handwashing with water or soap on bacterial contamination of hands. *Int J Environ Res Public Health* 2011 Jan; 8(1): 97-104.
15. Organización Mundial de la Salud. Prevención de las infecciones nosocomiales. Guía práctica. 2ª ed. Malta: Organización Mundial de la Salud; 2003.
16. Pankhurst C, et al. Prevención y control de enfermedades infecciosas en odontología. México: Manual Moderno; 2018.

17. Secretaría de Salud. Proyecto de Norma Oficial Mexicana PROY-NOM-013-SSA2-2014, Para la prevención y control de enfermedades bucales [sede web]. México: Secretaria de Salud; 27 de noviembre de 2014 [acceso 19 de febrero de 2018]. Disponible en: http://dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5372776&fecha=27/11/2014
18. Estrela C, Estrela R. Control de infecciones en odontología. Editora Artes médicas LTDA: Brasil; 2005.
19. Centros para el Control y la Prevención de Enfermedades. *Resumen de las "Prácticas para la prevención de enfermedades en entornos odontológicos: Expectativas básicas para la atención segura"*. Atlanta GA: Departamento de Salud y Servicios Humanos de los Estados Unidos, Centros para el Control y la Prevención de Enfermedades, Centro Nacional para la Prevención de Enfermedades Crónicas y Promoción de la Salud, División de Salud Oral; marzo del 2017
20. Acosta-Gío E. Prevención y control de infecciones en su consultorio dental. *PennWell-Dentegra* 1-11. Disponible en: <https://dentegrace.com/courses/2092%2FPDF%2FprevYcontrol.pdf>
21. Secretaría de Salud. Norma Oficial Mexicana NOM-087-ECOL-SSA1-2002, Protección ambiental- Salud ambiental- Residuos peligrosos biológico-infecciosos- Clasificación y especificaciones de manejo [sede web]. México: Secretaria de Salud; 17 de febrero de 2003 [acceso 15 de febrero de 2018]. Disponible en: <http://www.salud.gob.mx/unidades/cdi/nom/087ecolssa.html>
22. Secretaria de Salud. Norma Oficial Mexicana de emergencia NOM-026-SSA2-1998, Para la vigilancia epidemiológica, prevención y control de las

- infecciones nosocomiales [sede web]. México: Secretaria de Salud; 26 de noviembre de 2006 [acceso 11 de marzo de 2017]. Disponible en: <http://www.salud.gob.mx/unidades/cdi/nom/026ssa28.html>
23. Secretaría de Salud. Norma Oficial Mexicana NOM-059-SSA1-2015, Buenas prácticas de fabricación de medicamentos [sede web]. México: Secretaria de Salud; 4 de enero de 2016 [acceso 14 de marzo de 2017]. Disponible en: http://dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5424575&fecha=05/02/2016
24. Malagón G, Galán R, Pontón G. *Administración hospitalaria*. 3ª ed. Bogotá: Médica panamericana; 2008.
25. Barrios J, Delgado A, Ezpeleta C. Procedimientos en Microbiología Clínica Recomendaciones de la Sociedad Española de Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica. Barcelona: seimc; 2012.
26. Instituto Nacional de Seguridad e Higiene en el Trabajo INSHT 1996. Notas Técnicas de Prevención NTP 409: Contaminantes biológicos: criterios de valoración. Disponible en: http://www.insht.es/InshtWeb/Contenidos/Documentacion/FichasTecnicas/NTP/Ficheros/401a500/ntp_409.pdf
27. Ezpeleta C, Barrios J, Delgado A. Control microbiológico ambiental. *Enferm Infecc Microbiol Clin*. 2013; 31(6):396–40.
28. Maldonado M, et al. Bioaerosoles y evaluación de la calidad del aire en dos centros hospitalarios ubicados en León, Guanajuato, México. *Rev. Int. Contam. Ambie*. 2014; 30(4): 351-363.

29. Zambrano C, Luna, J. Diversidad microbiana presente en el ambiente de la clínica odontológica de la Universidad del Magdalena. *Rev. Intoxica* 2013; 8: 61-68.
30. Carvalho W, et al. *Staphylococcus aureus* ampicilina-resistant from the odontological clinic environment. *Rev. Inst. Med. Trop. S. Paulo* 2005; 47(1): 19-24.
31. Zambrano et al. Monitoreo bacteriológico de áreas clínicas odontológicas: estudio preliminar de un quirófano. *Acta odontológica venezolana* 2007; 45(2): 1-7.
32. Cássia T, et al. *Staphylococcus aureus* contamination in a pediatric dental clinic. *The Journal of Clinical Pediatric Dentistry* 2009; 34(1): 13-18.
33. Umar D, et al. Evaluation of bacterial contamination in a clinical environment. *Journal of international oral health* 2015; 7(1): 53-55.
34. Bustamante A, et al. Contaminación bacteriana generada por aerosoles en ambiente odontológico. *Int. J. Odontostomat* 2014; 8(1): 99-105.
35. Azari M, et al. Airborne microbial contamination of Dental Units. *Tanaffos* 2008; 7(2): 54-57.
36. Szymánska J, Dutkiewicz J. Concentration and species composition of aerobic and facultatively anaerobic bacteria released to the air of a dental operation area before and after disinfection of dental unit waterlines. *Ann Agric Environ Med* 2008; 15: 301-307.
37. Swaminathan Y, Toby J. Aerosol-a prospective contaminant of dental environment. *Journal of Dental and Medical Sciences* 2013; 11(2): 45-50.
38. Lisboa G, et al. Microbial diversity in dental unit waterlines. *Acta Odontol. Latinoam.* 2014; 27(3): 110-114.

39. Alemán SK y González P. Condiciones de bioseguridad y control de infección en el área quirúrgica dental de la clínica multidisciplinaria "Estado de México" "FES Zaragoza". [Trabajo de Grado] México, 2001.
40. Chávez E, et al. Evaluación de la eficacia de la esterilización del instrumental odontológico en la clínica de odontología de Unibe. *Revista Nacional de Odontología* 2013; 9(17): 35-39.
41. Acosta-Grass S, De Andrade, V. Manual de esterilización para centros de salud. Washington: Organización Panamericana de la Salud; 2008.
42. Alarcón E, Rodríguez J. Disminución del riesgo biológico en el procedimiento de limpieza y desinfección del centro de salud de San Miguel de Tuta (Colombia). *Salud Soc. Uptc* 2014; 1(5): 46-53.
43. Alba-Leonel A, Fajardo-Ortiz G, Papaqui-Hernández J. La importancia del lavado de manos por parte del personal a cargo del cuidado de los pacientes hospitalizados. *Revista de Enfermería Neurológica* 2014; 13(1): 19-24.
44. Ania J, et al. Higiene del medio hospitalario. Atención de enfermería en las enfermedades transmisibles. Sevilla: Editorial MAD; 2007.
45. Arreguín R, González R, De la Torre A. Infecciones adquiridas en los hospitales ¿Cuánto cuestan y cómo se calcula? *Revista Digital Universitaria* 2012; 13 (9): 1-10.
46. Bhatia S, Dehankar U. Comparative efficacy of hand hygiene techniques for removing bacteria from the hands of health care workers with microbiological evaluation. *Internacional Journal of Life Science & Pharma Research* 2017; 7(2): 9-13.

47. Centros para el Control y la Prevención de Enfermedades. [actualizada el 20 de enero de 2016; consultada el 8 de enero de 2018] Atlanta, USA. Disponible en: <https://www.cdc.gov/handwashing/esp/index.html>
48. Chanes R. Control de infección en el consultorio dental. Un procedimiento obligatorio de rutina. 1997 [Citado el 08 de junio de 2005] Disponible en URL: <http://bvs.insp.mx/componen/svirtual/ppriori/11/0798/arti.htm>
49. Cuervo S, et al. Actualización en Aspergilosis con énfasis en Aspergilosis invasora. *Rev. Infectio* 2010; 14(S2): S131-S144.
50. Fariñas M, Fernández M, Armiñanzas C. Formas clínicas y tratamiento de las infecciones causadas por otros hongos filamentosos. *Enferm. Infecc. Microbiol. Clin* 2010; 30(7): 414-419.
51. Folleto Informativo del Grupo Técnico de Patología Bucal MSAS. Normas para la prevención y control de enfermedades infecciosas en la práctica Odontológica; 1994.
52. Forder A. A brief history of infection control-past and present. *S Afr Med J* 2007 Nov; 97(11 Pt 3): 1161-4.
53. González N, Hernández H, Castañeda, J Guía para el control de las infecciones nosocomiales en Hospitales Pediátricos. 2ª ed. México: Prado; 2009.
54. Gutiérrez S, et al. Evaluación microbiológica de la desinfección en unidades odontológicas (estudio piloto). *Rev. Colomb. Cienc. Quím. Farm.* 2008; 37 (2): 133-149.
55. Instituto Nacional de Seguridad e Higiene en el Trabajo (INSHT). Notas Técnicas de Prevención NTP 1065: 2015 Calidad del aire interior. Contaminantes biológicos (II). Tipos de muestreo. Disponible en:

<http://www.insht.es/InshtWeb/Contenidos/Documentacion/NTP/NTP/Ficheros/1055a1065/ntp-1065w.pdf>

56. Jerónimo A, Hernández M, Hernández M, Control de la infección en odontología, problemática del lavado de las manos y punciones accidentales, *VERTIENTES Revista Especializada en Ciencias de la Salud*, 7(1-2):8-15, 2004.
57. Kampf G, Kramer, A. Epidemiologic background of hand hygiene and evaluation of the most important agents for scrubs and rubs. *Clin Microbiol Rev* 2004 Oct; 17(4): 863-93.
58. Limpieza de manos con desinfectantes a base de alcohol. Tomado de: Higiene de manos: ¿Por qué, cómo, cuándo? (Acceso 9 de enero de 2018). Disponible en: http://www.who.int/gpsc/5may/tools/ES_PSP_GPSC1_Higiene-de-las-Mamos_Brochure_June-2012.pdf
59. Los 5 momentos de la higiene de las manos recomendadas por la Organización Mundial de la Salud en la atención odontológica. (Acceso el 9 de enero de 2018). Disponible en: http://www.who.int/gpsc/5may/Poster_dental_care_Sp.pdf
60. López-Cerero L. Papel del ambiente hospitalario y los equipamientos en la transmisión de las infecciones nosocomiales. *Enferm Infecc Microbiol Clin* 2014; 32(7): 459-464.
61. Marques V, et al. Microbial contaminación of a University dental clinic in Brazil. *Braz J Oral Sic* 2016; 15(4): 248-251.
62. Moreno S, et al. Manual para la toma de muestras para análisis microbiológico. Bogotá: Linotipia Bolívar y Cía; 2008. Pp.: 71-82.

63. Nodarse R. Visión actualizada de las infecciones intrahospitalarias. *Rev Cubana Med Milit* 2002; 31(3): 201-8.
64. Organización Mundial de la Salud [Internet]. *Una atención más limpia es una atención más segura*. OMS; 2018 [acceso el 9 de enero de 2018]. Disponible en: <http://www.who.int/gpsc/background/es/>
65. Organización para la seguridad y los procedimientos de asepsia OSAP. Lineamientos para el control de infecciones en odontología. Anápolis md, U.S.A. 1997.
66. Pareja-Pané G. Riesgo de transmisión de enfermedades infecciosas en la clínica dental. *RCOE* 2004; 9 (3): 313-321.
67. Pérez H, Sánchez V. Propuesta de diseño monitoreo ambiental microbiológico para diagnóstico de niveles de contaminación en áreas de procesamiento aséptico.
68. Pérez L, et al. Infecciones intrahospitalarias: agentes, manejo actual y prevención. *Rev Cient Cienc Med* 2010; 13(2): 94-98.
69. Saltos I, Parra M. ¿Son los quirófanos ambientes asépticos?, uso de bioluminiscencia para detectar ATP de microorganismos en el proceso de limpieza y desinfección. *Rev Fac Cien Med (Quito)* 2015; 40(1): 67-71.
70. Shefer A, et al. Immunization of Health-Care Personnel. Recommendations of the Advisory Committee on Immunization Practices (ACIP). *Centers for Disease Control and Prevention. Morbidity and Mortality Weekly Report (MMWR)* 2011; 60(7): 1-48.
71. Técnica de lavado de manos con agua y jabón. Fuente: Organización Mundial de la Salud. (acceso el 9 de enero de 2018). Disponible en:

http://www.int/gpsc/5may/tools/ES:PSP_GPSC1_Higiene-de-las-Manos_Brochure_June-2012.pdf

72. Tood EC, et al. Outbreaks eaks where food workers have been implicated in the spread of foodburne disease. Part 10. Alcohol-based antiseptics for hand disinfection and comparison of their effectiveness with soaps. *J Food Prot* 2010 Nov; 73(1): 2128-40.
73. Utilización de guantes. Adaptado de: Higiene de manos: ¿Por qué, cómo, cuándo? Disponible en: http://www.who.int/gpsc/5may/tools/ES_PSP_GPSC1_Higiene-de-las-Mamos_Brochure_June-2012.pdf
74. Zambrano-Gari C, Luna-Funtalvo J. Diversidad microbiana presente en el ambiente de la clínica odontológica de la Universidad de Magdalena. *Rev Intropica* 2013; 8: 61-68.
75. Zarb P, Coignard B, Giskeviciene J, Muller A, Vankerckhoven V, Weist K, et al. The European Centre for Disease Prevention and Control (ECDC) pilot point prevalence survey of healthcare-associated infections and antimicrobial use. *Euro Surveill* 2012 Nov 15; 17(46). pii: 20316.
76. Zubair M, et al. Comparison of different hand washing techniques to control transmission of microorganisms. *P J M H S* 2017; 11(3): 1118-1120.