



UNIVERSIDAD
CATÓLICA
DE CUENCA

UNIVERSIDAD CATÓLICA DE CUENCA

Comunidad Educativa al Servicio del Pueblo

UNIDAD ACADÉMICA DE SALUD Y BIENESTAR

CARRERA DE ODONTOLOGÍA

**CONTAMINACIÓN MICROBIOLÓGICA POR
STAPHYLOCOCCUS AUREUS EN SUPERFICIES INERTES DE
CLÍNICAS ODONTOLÓGICAS: EVALUACIÓN DE RIESGOS Y
CONTROL. UNA REVISIÓN DE LITERATURA**

**PROYECTO DE TITULACIÓN PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL
TÍTULO DE ODONTÓLOGA**

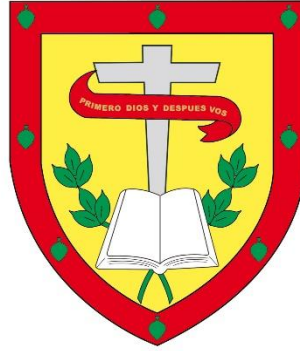
AUTOR: TÁBATA KATHERINE ZUMBA SARMIENTO

DIRECTOR: DRA. PAOLA PATRICIA ORELLANA BRAVO

CUENCA - ECUADOR

2025

DIOS, PATRIA, CULTURA Y DESARROLLO



UNIVERSIDAD CATÓLICA DE CUENCA
Comunidad Educativa al Servicio del Pueblo
UNIDAD ACADÉMICA DE SALUD Y BIENESTAR

CARRERA DE ODONTOLOGÍA

CONTAMINACIÓN MICROBIOLÓGICA POR STAPHYLOCOCCUS
AUREUS EN SUPERFICIES INERTES DE CLÍNICAS ODONTOLÓGICAS:
EVALUACIÓN DE RIESGOS Y CONTROL. UNA REVISIÓN DE
LITERATURA

**PROYECTO DE TITULACIÓN PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL
TÍTULO DE ODONTÓLOGA**

AUTOR: TÁBATA KATHERINE ZUMBA SARMIENTO

DIRECTOR: DRA. PAOLA PATRICIA ORELLANA BRAVO

CUENCA - ECUADOR

2025

DIOS, PATRIA, CULTURA Y DESARROLLO

Contaminación microbiológica por *Staphylococcus aureus* en superficies inertes de clínicas odontológicas: Evaluación de riesgos y control. Una revisión de literatura

Tábata Katherine Zumba Sarmiento¹, Paola Patricia Orellana Bravo², Carlos Fernando Andrade Tacuri³.

¹Estudiante de la Carrera de Odontología. Universidad Católica de Cuenca. tabata.zumba.96@est.ucacue.edu.ec. ORCID: 0009-0009-6718-3693

² Universidad Católica de Cuenca. Unidad Académica de Salud y Bienestar. Carrera de Odontología. Laboratorio de Biotecnología del Centro de Investigación, Innovación y Transferencia de Tecnología de la Universidad Católica de Cuenca (CIITT). Grupo de investigación en Genética y Biología Molecular de Microorganismos (GI-GyBM2). Cuenca, Ecuador. <https://orcid.org/0000-0001-6276-0521>.

³ Universidad Católica de Cuenca. Unidad Académica de Salud y Bienestar. Carrera de Odontología. Laboratorio de Biología Molecular y Genética del Centro de Investigación, Innovación y Transferencia de Tecnología de la Universidad Católica de Cuenca (CIITT). Grupo de investigación en Genética y Biología Molecular de Microorganismos (GI-GyBM2). Cuenca, Ecuador. <https://orcid.org/0000-0003-3983-1314>.

RESUMEN

Introducción: La contaminación microbiana en entornos odontológicos constituye un problema relevante para la salud pública, especialmente por la persistencia de patógenos como *Staphylococcus aureus* en superficies inertes expuestas a aerosoles y contacto frecuente. Esta situación aumenta el riesgo de infección cruzada y resulta la necesidad de protocolos estandarizados de limpieza y desinfección.

Objetivo: Realizar una revisión bibliográfica sobre la presencia de *S. aureus* en las superficies inertes de clínicas odontológicas para identificar las áreas de mayor riesgo de contaminación y evaluar los protocolos de desinfección.

Metodología: Se realizó una revisión bibliográfica con artículos publicados entre 2019 y 2025 en bases de datos como PubMed, Scopus, SciELO y Google Scholar. Se incluyeron artículos originales, revisiones sistemáticas y estudios experimentales sobre la contaminación por *S. aureus*, resistencia y protocolos de desinfección.

Revisión de la literatura: *S. aureus*, bacteria que coloniza piel y mucosas humanas, que puede sobrevivir en superficies inertes, lo que incrementa su papel como reservorio en entornos de atención en salud. Sus mecanismos de virulencia, la capacidad de desarrollar resistencia antimicrobiana y su persistencia ambiental favorecen la transmisión y aumentan el riesgo de infección cruzada. En consecuencia, múltiples estudios han evaluado su detección y cuantificación en superficies odontológicas, con el fin de aportar evidencia para el control y la prevención.

Conclusión: *S. aureus* constituye un riesgo epidemiológico relevante en entornos odontológicos debido a su capacidad de persistencia en superficies y favorecer la infección cruzada. Su control requiere la aplicación sistemática de protocolos de bioseguridad y desinfectantes con eficacia comprobada.

Palabras clave: *Staphylococcus aureus*, Clínicas Odontológicas, Desinfección, Infecciones Bacterianas, Bioseguridad, Contaminación biológica.

ABSTRACT

Introduction: Microbial contamination in dental settings represents a significant public health concern, mainly due to the persistence of pathogens such as *Staphylococcus aureus* on inert surfaces exposed to aerosols and frequent contact. This situation increases the risk of cross-infection and underscores the need for standardized cleaning and disinfection protocols.

Objective: To conduct a literature review on the presence of *S. aureus* on inert surfaces in dental clinics to identify areas of highest risk of contamination and evaluate disinfection protocols.

Methodology: A literature review was conducted using articles published between 2019 and 2025 in databases such as PubMed, Scopus, SciELO, and Google Scholar. Original articles, systematic reviews, and experimental studies on *S. aureus* contamination, resistance, and disinfection protocols were included.

Literature Review: *S. aureus*, a bacterium colonizing human skin and mucous membranes, can survive on inert surfaces, serving as a reservoir in healthcare settings. Its virulence mechanisms, ability to develop antimicrobial resistance, and environmental persistence facilitate transmission and increase the risk of cross-infection. Consequently, multiple studies have evaluated its detection and quantification on dental surfaces to provide evidence for control and prevention.

Conclusion: *S. aureus* constitutes a significant epidemiological risk in dental settings due to its ability to persist on surfaces and promote cross-infection. Controlling it requires the systematic implementation of biosafety protocols and the use of disinfectants with proven efficacy.

Keywords: *Staphylococcus aureus*, Dental Clinics, Disinfection, Bacterial Infections, Biosafety, Biological Contamination.

INTRODUCCIÓN

La contaminación microbiológica en entornos clínicos representa un desafío persistente para la salud pública mundial, especialmente en los espacios de atención odontológica, donde el contacto directo con fluidos corporales y superficies favorece la proliferación de agentes patógenos (1,2). Entre estos, *Staphylococcus aureus* (*S. aureus*) destaca por su alta capacidad de adaptación, resistencia antimicrobiana y patogenicidad, convirtiéndose en un importante riesgo sanitario (1,3). Aunque forma parte de la microbiota normal de la piel y mucosas humanas, *S. aureus* puede actuar como un microorganismo oportunista, capaz de provocar infecciones tanto superficiales como sistémicas, afectando tanto a pacientes como al personal clínico (1,4).

La transmisión de *S. aureus* en entornos odontológicos se ve favorecida por el contacto directo, la exposición a superficies contaminadas y la dispersión a través de aerosoles generados durante los procedimientos (1,3,5). El uso de piezas rotatorias de alta velocidad, ultrasonidos y sistemas de irrigación producen aerosoles que alcanzan distancias de hasta 1,8 metros, manteniéndose en suspensión por más de 30 minutos (5,7). Estudios recientes han identificado la presencia de esta bacteria y otros microorganismos patógenos en superficies críticas como bandejas, lámparas, sillones, teclados y manijas, confirmando que estas áreas, si no son desinfectadas adecuadamente, actúan como reservorios de contaminación cruzada (2,5,8,9).

La adherencia incompleta a protocolos de limpieza, la variabilidad en los productos empleados y la falta de estandarización en las prácticas de bioseguridad incrementan significativamente los riesgos de diseminación microbiana (2,6,9). Particularmente preocupante, es la propagación de cepas resistentes como *S. aureus* resistente a meticilina (SARM), las cuales representan no solo una amenaza para los pacientes, sino también para los profesionales de salud expuestos (1,4,10).

Por otro lado, las investigaciones sobre el comportamiento de los aerosoles han mostrado que partículas contaminadas se dispersan ampliamente por el entorno clínico, contaminando tanto superficies cercanas como áreas distantes del sillón odontológico (5–7,10). Esto subraya la necesidad de considerar no solo la limpieza de superficies, sino también estrategias de control ambiental para reducir la carga microbiana en el aire (3,6,7).

Evaluar el riesgo microbiológico en estos espacios requiere no solo identificar los microorganismos presentes, sino también analizar los factores que favorecen su supervivencia, como la naturaleza de las superficies, el tipo de procedimientos realizados, el flujo de personas y la adherencia del personal a las normas de higiene (4,6,7). En este contexto, una revisión de la literatura permite reunir evidencia científica actualizada sobre la presencia de *S. aureus* en clínicas odontológicas, identificar los puntos críticos de contaminación y evaluar la eficacia de los protocolos de desinfección aplicados (1–4). Esta información resulta fundamental para proponer mejoras prácticas que fortalezcan la bioseguridad y optimicen la seguridad microbiológica en el entorno odontológico (2,4,6).

A pesar de la evidencia disponible sobre contaminación en entornos hospitalarios, persiste un vacío de conocimiento específico sobre la prevalencia, distribución y persistencia de *S. aureus* en las superficies de clínicas odontológicas (2,3,8). Este desconocimiento limita el desarrollo de estrategias efectivas de prevención y control dentro del consultorio dental (3,6,8).

De este modo, se reconoce la urgencia de reforzar los protocolos de limpieza y desinfección en clínicas dentales a través del conocimiento basado en evidencia científica. El objetivo de este trabajo es realizar una revisión bibliográfica sobre la presencia de *Staphylococcus aureus* en las superficies inertes de clínicas odontológicas con el fin de identificar las superficies con mayor contaminación y los protocolos de desinfección aplicados.

MATERIALES Y MÉTODOS

Este trabajo corresponde a una investigación de tipo cualitativa y documental, basada en la recolección, análisis e interpretación de información proveniente de fuentes bibliográficas científicas. Se trata de una revisión de literatura narrativa, cuyo propósito es identificar, describir y analizar estudios previos sobre la presencia de *Staphylococcus aureus* en superficies inertes de clínicas odontológicas.

La búsqueda de información se llevó a cabo en bases de datos científicas reconocidas, incluyendo PubMed, Scopus, SciELO y Google Scholar. Se utilizaron palabras clave en inglés y español, tales como: “*Staphylococcus aureus*”, “clínicas odontológicas”, “desinfección”, “infecciones bacterianas”, “bioseguridad” y “contaminación biológica”. Además, se aplicaron combinaciones de términos mediante operadores booleanos para optimizar la recuperación de resultados relevantes: (*Staphylococcus aureus*) AND (dental clinics OR dental offices).

Los artículos seleccionados fueron revisados para extraer la información relevante. Se organizó una matriz de datos donde se sistematizaron aspectos clave: autores, año de publicación, país, tipo de estudio, métodos microbiológicos empleados, superficies evaluadas, principales resultados y recomendaciones sobre bioseguridad y desinfección. El análisis se realizó mediante una síntesis narrativa cualitativa, agrupando los hallazgos según patrones comunes, diferencias metodológicas y vacíos de conocimiento identificados en la literatura.

Se establecieron criterios de inclusión que contemplaron artículos científicos originales, revisiones bibliográficas y estudios experimentales que abordaran de manera específica la presencia de *S. aureus* en entornos odontológicos. Asimismo, se consideraron investigaciones orientadas a la evaluación de la contaminación de superficies, aerosoles, piezas de mano u otras áreas del consultorio dental, así como aquellas que describieran prácticas de desinfección, protocolos de bioseguridad y control microbiológico en clínicas dentales. Se priorizaron publicaciones en idioma inglés o español, con disponibilidad de texto completo, correspondientes al periodo comprendido entre 2019 y 2025.

En cuanto a los criterios de exclusión, se descartaron los artículos sin acceso completo, las investigaciones que no evidenciaron rigurosidad metodológica y aquellas que no presentaban relación directa con el ámbito odontológico. Esta estrategia de selección permitió garantizar la pertinencia, calidad y validez científica de los estudios incluidos en la revisión, asegurando su coherencia con los objetivos planteados

REVISIÓN DE LA LITERATURA

Staphylococcus aureus

1. Características morfológicas y fisiológicas.

S. aureus es una bacteria grampositiva, en forma de cocos que miden aproximadamente 0.5-1.5 micras de diámetro, tiene una organización en racimos similar a uvas, lo que facilita su identificación microscópica (11). Es una bacteria facultativamente anaerobia, pudiendo crecer en presencia o ausencia de oxígeno (11,12). Además, presenta una gran fisiología adaptativa, con capacidad para metabolizar diversos nutrientes y formar biofilms que protegen a las bacterias en diferentes ambientes, crecen en medios de cultivo generales, selectivos y diferenciales, formando colonias doradas o amarillas en la superficie del cultivo, de ahí su nombre de "golden-staph" (11,12).

Son catalasa positivos, lo que los diferencia de *Streptococcus*. lo que significa que produce la enzima catalasa que descompone el peróxido de hidrógeno (H_2O_2) en agua y oxígeno (11,12). Esta reacción permite diferenciar a *S. aureus* de los estreptococos, que son catalasa negativos y no liberan burbujas de oxígeno, por otro lado, son coagulasa positivos, lo que indica su capacidad de coagular plasma, una característica diagnóstica importante (12). Existen dos tipos de coagulasas en *S. aureus*: la coagulasa propiamente dicha (Coa) y la proteína de unión al factor de von Willebrand (vWbp); estas proteínas activan la conversión de fibrinógeno en fibrina, formando un recubrimiento de fibrina alrededor de la bacteria que la protege del sistema inmune del hospedero, impidiendo su destrucción por fagocitos. La prueba de coagulasa es una característica diagnóstica determinante para identificar *S. aureus* frente a otras especies de estafilococos (12).

2. Capacidad de sobrevivir en superficies inertes.

S. aureus puede persistir en superficies secas y endurecidas durante períodos prolongados, incluso en entornos hospitalarios, esto favorece su transmisión y colonización de nuevos huéspedes (11).

Esta bacteria tiene la capacidad de resistir condiciones como la desecación, temperaturas variables y la exposición a agentes químicos, lo que le permite mantenerse durante largos periodos de tiempo en superficies como acero inoxidable, plásticos y otros materiales que se pueden encontrar en ambientes hospitalarios (12).

Esta habilidad de supervivencia está dada por el pigmento Estafloxantina (Staphyloxanthin), el cual es un carotenoide responsable del característico color dorado de *S. aureus*, su función principal es actuar como un antioxidante que protege a la bacteria de especies reactivas de oxígeno (ROS) generadas tanto por el sistema inmunitario del huésped como por factores ambientales, como la luz ultravioleta, de esta manera cuando *S. aureus* enfrenta el ataque del sistema inmune, las células inmunitarias, como los neutrófilos, producen ROS para eliminar a la bacteria, es aquí donde la Staphyloxanthin neutraliza estas moléculas oxidantes, reduciendo el daño celular y facilitando la supervivencia de la bacteria dentro del huésped (12).

Por lo tanto, *S. aureus* puede adherirse y persistir en una variedad de superficies mediante la formación de biopelículas y la expresión de adhesinas específicas, lo que le permite sobrevivir durante períodos prolongados fuera del huésped, esta resistencia ambiental facilita la transmisión del patógeno a través de fómites, aumentando así el riesgo de infecciones cruzadas (13).

Además, ciertos factores de virulencia, como las proteínas de superficie (clumping factor B o adhesinas fibronectínicas) y componentes de la pared celular como los ácidos teicoicos juegan un papel importante en la adherencia y supervivencia en superficies no vivas (13).

3. Mecanismos de virulencia y resistencia

S. aureus es un patógeno oportunista que está distribuido ampliamente en la microbiota normal de la piel, mucosas y el medio ambiente. Tiene la capacidad de causar un amplio espectro de enfermedades, que van desde infecciones cutáneas leves como impétigo, foliculitis, celulitis, etc. hasta patologías invasivas graves como endocarditis, neumonía, sepsis, etc., las cuales son producidas por la acción combinada de múltiples factores de virulencia y la presencia de mecanismos de resistencia a los antimicrobianos, entre los principales tenemos:

- **Leucocidina de Panton-Valentine (PVL):** Toxina producida por los genes *lukS-PV*, *lukF-PV*, esta toxina tiene la capacidad de destruir los leucocitos (glóbulos blancos) mediante formación de poros, lo cual genera dificultades en el sistema inmune del hospedero, que se refleja en una mayor facilidad de la bacteria para causar infecciones cutáneas, neumonías necrotizantes y otras formas graves de infección (14).
- **Enterotoxinas estafilocócicas:** Estas toxinas son codificadas por los genes *sea*, *seb*, *sec*, *sed*, *etc.*, causan intoxicación alimentaria, actúan como superantígenos, lo que significa que inducen una activación masiva de linfocitos T y favorecen una respuesta inflamatoria descontrolada.
- **Toxina del síndrome de shock tóxico (TSST-1):** Toxina producida por el gen *tst*, relacionada con enfermedades como el síndrome de shock tóxico (TSST-1), esta toxina estimula la liberación masiva de citoquinas, relacionadas con la capacidad de la bacteria para evadir la respuesta inmune y complicar los tratamientos (15).
- **Toxinas exfoliativas A y B:** Producidas por los genes *eta* y *etb*, son toxinas protolíticas que rompen la desmogleína-1 causando el síndrome de piel escaldada estafilocócica (15).
- **Hemolisinas:** Codificadas por los genes *hla*, *hlb*, *hld*, *hlg*, contribuyen a la lisis de los eritrocitos y otras células causando daño tisular e inflamación local (15).
- **Coagulasa:** Codificada por el gen *coa*, es una enzima extracelular que coagula el plasma formando una barrera protectora alrededor del foco de infección.
- **Hialuronidasa, lipasa y DNasa:** producidas por los genes *hysA*, *lip*, *nuc*, son enzimas extracelulares que facilitan la diseminación tisular e invasión de la bacteria.
- **Proteína A:** Esta proteína de superficie es codificada por el gen *spa*, que se une a la región Fc (Fragment crystallizable) de los anticuerpos, impidiendo su función normal, por lo tanto, interfiere con la respuesta inmunitaria del huésped, además, el gen es utilizado como marcador genético para identificar y tipificar las cepas de *S. aureus* (14).
- **β -lactamasa tipo A:** Codificada por el gen *blaZ*, hidroliza el anillo β -lactámico del antibiótico inactivándolo. Esta enzima confiere resistencia especialmente a la penicilina G y otros β -lactámicos de primera generación (14).
- **PBP2a (Proteína fijadora de penicilinas):** Producida por el gen *mecA*, es el principal responsable de la resistencia a los β -lactámicos (metecilina, oxacilina, etc.), PBP2a es una proteína que tiene baja afinidad por estos antibióticos, permitiendo que la bacteria continúe construyendo su pared celular y sobreviva a pesar de la presencia de estos fármacos (14).

- **VanA:** Codificada por el gen *vanA*, que produce una enzima ligasa que confiere resistencia especialmente a la vancomicina y teicoplanina, mediante la modificación del sitio blanco de acción de estos antibióticos (14).

Clasificación de cepas de *S. aureus* según su sensibilidad a la meticilina

Las cepas de *S. aureus* se clasifican principalmente en dos grupos según su sensibilidad al antibiótico meticilina, así:

- ***Staphylococcus aureus* sensible a la meticilina (SASM):** También conocido como MSSA por sus siglas en inglés (Methicillin-Sensitive *Staphylococcus aureus*). Estas cepas no presentan el gen *mecA* y son sensibles a los antibióticos β -lactámicos como meticilina, oxacilina, etc. Son comunes en infecciones tanto comunitarias como hospitalarias (15).
- ***Staphylococcus aureus* resistente a la meticilina (SARM):** También conocido como SARM por sus siglas en inglés (Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus*). Estas cepas poseen el gen *mecA*, que codifica una proteína PBP2a con baja afinidad por los antibióticos β -lactámicos, haciéndolas resistentes.
Se subdividen en: SARM adquirido a la comunidad (SARM- AC): suele afectar a personas sanas fuera del hospital. SARM adquirido en hospitales (SARM-AH): relacionado con infecciones nosocomiales y multirresistencia (15).

Superficies inertes como reservorios microbianos en odontología

En la práctica odontológica, diversos elementos del entorno clínico como: bandejas, lámparas, sillones y teclados, pueden contaminarse fácilmente durante la atención, ya que están expuestos al contacto con fluidos corporales y aerosoles generados en los procedimientos. Estas superficies, aunque no siempre estén en contacto directo con el paciente, pueden favorecer la transmisión indirecta de infecciones si no se aplican medidas de limpieza y desinfección adecuadas. Para reducir este riesgo, es necesario implementar medidas que contemplen el uso correcto del equipo de protección, la higiene de manos y la desinfección sistemática del ambiente clínico tras cada atención (16).

- **Tipos de superficies: críticas, semicríticas y no críticas en clínicas**

En algunos estudios estos tipos de superficies son descritos de acuerdo a la cantidad de veces en las que son manipuladas, sin embargo, en el contexto odontológico, son catalogadas como **superficies críticas** cuando son cortopunzantes y penetran en los tejidos estériles como es el sistema sanguíneo; así tenemos bisturís, agujas, fórceps, instrumental quirúrgico, etc. (Figuras 1 y 2) (17).



Figura 1. Superficies críticas: bisturís, agujas, jeringas. Elaboración propia.



Figura 2. Instrumental quirúrgico. Elaboración propia.

Las **superficies semicríticas** comprenden aquellos elementos que entran en contacto con mucosas; en el ámbito odontológico, este grupo abarca componentes como instrumentos rotatorios, jeringas triples, lámparas de fotopolimerización, espejos y otros instrumentos intraorales, cubetas de impresión, entre otros dispositivos ubicados en la zona operativa (Figuras 3, 4, 5 y 6) (18).



Figura 3 y 4. Instrumentos rotatorios y jeringa triple del sillón dental. Elaboración propia.



Figura 5. Lámpara de fotocurado. Elaboración propia



Figura 6. Set de diagnóstico intraoral. Elaboración propia

Por último, las **superficies no críticas** son aquellas que son manipuladas frecuentemente durante los procedimientos clínicos por el operador o paciente únicamente con la piel, en especial con las manos que, de igual manera, son una fuente de contaminación. Así podemos identificar el sillón dental, sillas, monitores, teclados, mangos de instrumentos, mesones, etc. (Figuras 7, 8 y 9) (18).



Figura 7. Sillón dental. Elaboración propia

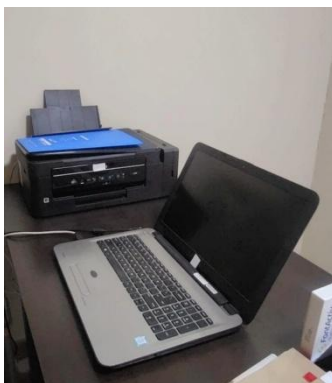


Figura 8. Monitor, teclado, impresora. Elaboración propia



Figura 9. Mesón. Elaboración propia

Véliz et al. (2018), en un estudio realizado en un servicio dental chileno, consideraron que la zona más contaminada durante la atención dental es la **unidad portainstrumental** (mesa de instrumental que viene incluida en el sillón dental), el **área de higiene de manos** (mesón que incluye lavabo, dispensador de jabón, desinfectante y servilletas de papel) y la **manija de la lámpara intraoral** (lámpara que ilumina la boca del paciente y viene incluida en el sillón dental) (Figuras 10, 11 y 12), debido a que son tocadas reiteradamente durante la atención al paciente. Luego de implementar un

programa de limpieza y monitoreo se evidenció una mejora, pero no en su totalidad, lo que indica la necesidad de mantener protocolos estrictos de desinfección continua para reducir la carga microbiana en zonas de alta manipulación clínica (17).



Figura 10. Unidad porta-instrumental. Elaboración propia.



Figura 11. Área de higiene de manos. Elaboración propia.



Figura 12. Manija de la lámpara intraoral. Elaboración propia.

Abusalim (2022) investigó la presencia de bacterias en este tipo de superficies y documentó la detección de *Staphylococcus* spp. (incluyendo *S. aureus*) en áreas como **grifos, manijas de lámparas, respaldares, dispensadores y mesas de trabajo** (Figura 13). La evidencia sugiere que esta bacteria puede permanecer viable en superficies de uso frecuente, lo que constituye un riesgo significativo, si no se aplican protocolos estrictos de desinfección (19).



Figura 13. Mesa de trabajo. Elaboración propia.

La **contaminación de teclados, monitores y manijas de lámparas**, comúnmente olvidados en la desinfección rutinaria, ha sido documentada por Tonello et al. (2022), quienes evaluaron la carga microbiana en estas superficies, demostrando que contenían cocos grampositivos como *Staphylococcus spp.* antes de aplicar desinfectantes. Compararon la eficacia de tres sustancias antimicrobianas y observaron que, aunque el etanol al 70 % redujo significativamente la contaminación bacteriana, ninguno de los productos logró eliminarla completamente. Esto refuerza la importancia de aplicar no solo desinfectantes efectivos, sino también barreras físicas (Figura 14) y procedimientos repetidos de limpieza en áreas de contacto recurrente (20).



Figura 14. Barreras físicas. Odontólogo con equipo de protección personal completo para procedimientos con generación de aerosoles: gorro, mascarilla, careta facial, gafas protectoras, bata impermeable, guantes y cubrezapatos. Imagen elaborada con inteligencia artificial (ChatGPT, OpenAI).

Navarro et al. (2021), en una revisión de guías de bioseguridad para consultorios odontológicos durante la pandemia de COVID-19, señalaron que los aerosoles (Figura

15) generados durante procedimientos clínicos contribuyen a la dispersión de microorganismos sobre múltiples superficies del entorno dental, recomendando el uso de barreras plásticas, ventilación adecuada y limpieza entre pacientes como estrategias esenciales para reducir el riesgo de contaminación ambiental indirecta (21).



Figura 15. Generación de aerosoles durante un procedimiento odontológico con turbina de alta velocidad. Elaboración propia. Imagen elaborada con inteligencia artificial (ChatGPT, OpenAI).

Finalmente, Gaudichon y Astagneau (2022), destacaron que la transmisión de *S. aureus*, incluyendo cepas SARM, está estrechamente vinculada a la insuficiente desinfección de dispositivos y superficies en los servicios de salud. Subrayaron que este patógeno puede sobrevivir durante periodos prolongados sobre materiales inertes, por lo que el cumplimiento estricto de normas de limpieza y esterilización es esencial para limitar su propagación en entornos clínicos (22).



Figura 16. Autoclave. Elaboración propia.

- **Estudios previos sobre contaminación por *S. aureus* en contextos odontológicos.**

Diversos estudios han confirmado la presencia de *S. aureus* en superficies y equipos utilizados durante la atención odontológica. Reino et al. (2022) analizaron 25 turbinas dentales de alta velocidad y aislaron *S. aureus* en el 8 % de las muestras, confirmando la presencia del patógeno mediante pruebas fenotípicas (coagulasa, DNasa, catalasa) y genotípicas (genes *nuc*, *nucA* y *femB*), lo cual evidencia su persistencia en instrumentos semicríticos frecuentemente expuestos a fluidos orales (5).

Montesinos et al. (2023) evaluaron la carga microbiana en espacios clínicos durante procedimientos que generan aerosoles y salpicaduras, midiendo las unidades formadoras de colonias (UFC) en diferentes ubicaciones. Reportaron valores de 298,83 UFC en el paciente, 79,1 UFC en el pecho del operador y 34,13 UFC en el asistente, demostrando la exposición de múltiples superficies al riesgo de contaminación bacteriana, aunque no se especificaron porcentajes de *S. aureus* (23).

Sanmartín et al. (2021), identificaron seis cepas de *S. aureus* en distintas zonas hospitalarias, incluida el área odontológica. Todos los aislamientos mostraron resistencia a penicilina, oxacilina y amoxicilina, lo que evidencia perfiles de resistencia relevantes, aunque no se reportó presencia específica de cepas SARM, ni análisis molecular en este estudio (24).

Por su parte, Saliba et al. (2021), incluyeron en su revisión integradora un estudio experimental en el que *S. aureus* fue aislado junto a *Enterobacter spp.* a partir de muestras recolectadas en superficies como sillones odontológicos y mesones (que incluye gavetas y cajones), usando hisopos estériles y cultivo en agar manitol salado, se destaca como evidencia directa de la colonización de superficies clínicas por *S. aureus* en contextos odontológicos (10).

- **Factores que favorecen la persistencia de *S. aureus***

La persistencia de este microorganismo en clínicas odontológicas está influenciada por múltiples factores ambientales y estructurales que favorecen su adherencia, supervivencia y diseminación. Uno de los principales mecanismos que sostiene su permanencia en superficies y sistemas hidráulicos es la formación de biopelículas. Hussain, et al. (2023), evidenciaron contaminación microbiana en todas las unidades

dentales evaluadas en una clínica universitaria, incluyendo la presencia de géneros como *Staphylococcus* y *Corynebacterium*. Esta contaminación se asoció a la proliferación de biopelículas en el interior de las líneas de agua, que actuaron como reservorios microbianos resistentes a la limpieza, incluso tras aplicar un protocolo de desinfección sistemático (25).

La humedad persistente en los sistemas hidráulicos también representa un entorno favorable para la colonización bacteriana. Cicciù (2020), advirtió que el estancamiento de agua en conductos, mangueras o válvulas puede facilitar la formación de biopelículas, especialmente cuando no existe un control riguroso sobre la calidad del agua que ingresa a las unidades dentales. Incluso el agua considerada potable puede albergar microorganismos oportunistas que, en condiciones propicias, colonizan los circuitos internos y representan un riesgo para pacientes y personal odontológico (26).

El contacto directo y repetido con superficies clínicas amplifica el riesgo de persistencia de patógenos. Yang et al. (2021), evaluaron la distribución de partículas aéreas durante el uso de piezas de mano y ultrasonido, en un entorno clínico simulado, observaron **aumentos significativos** de aerosoles en zonas como el **pecho del dentista, del paciente, del asistente** y a 3 pies (91,44 cm) por **encima del paciente**. Aunque no se identificaron bacterias específicas en el estudio, los hallazgos subrayan cómo estas partículas pueden permanecer suspendidas en el entorno clínico y depositarse en múltiples superficies, lo cual representa un riesgo potencial para la transmisión de patógenos si no se aplica succión de alto volumen y control ambiental adecuadas (27).

Los aerosoles y salpicaduras generadas durante procedimientos odontológicos desempeñan un papel relevante en la dispersión espacial de *Staphylococcus aureus*. Zemouri et al. (2020), en una revisión sistemática sobre bioaerosoles en entornos odontológicos, reportaron que este patógeno ha sido identificado en aerosoles dentales y que su dispersión puede alcanzar hasta 1,5 metros desde el foco de generación, especialmente durante el uso de instrumentos rotatorios y ultrasonidos (4). Este patrón fue respaldado por Florez et al. (2021), quienes cuantificaron la distribución espacial de partículas de 0.3 a 20 µm en una clínica con 12 unidades dentales, observando **acumulación significativa** en **monitores, bandejas y superficies peribucales**. La concentración de partículas disminuyó progresivamente con la distancia, y el uso de un

dispositivo de contención de aerosoles, logró reducirlas hasta 8.56 veces, confirmando la alta carga ambiental generada en ausencia de medidas de control específicas (28).

Por su parte, Holliday et al. (2020), demostraron que el uso de fluoresceína en simulaciones odontológicas permitió visualizar la extensión del aerosol hasta 5 metros desde la fuente, concentrándose el 99.99 % del contaminante en la zona operatoria. Aunque el estudio no identificó microorganismos específicos, los autores sugirieron que este tipo de dispersión podría representar un medio eficaz para la contaminación indirecta de superficies manipuladas, especialmente si no se implementan mecanismos eficaces de succión y ventilación (29).

Finalmente, Ahmed y Ahmed (2023), destacaron que *S. aureus* posee alta resistencia a la desecación y capacidad de permanecer viable en superficies plásticas y metálicas durante periodos prolongados. Esto, sumado a su habilidad para formar biopelículas y a su presencia documentada en bioaerosoles generados durante la atención dental, lo posiciona como un patógeno de riesgo permanente en clínicas odontológicas, especialmente si no se implementan medidas de limpieza rigurosas y constantes (30).

Riesgo de transmisión y efectos en salud pública

- **Infección cruzada entre pacientes, personal y entorno.**

La infección cruzada hace referencia al intercambio de bacterias, virus y hongos entre miembros de una unidad sanitaria, estos incluyen pacientes, operadores y cualquier persona que esté propensa a enfermedades dentro del entorno de atención médica. Esto puede ocurrir por contacto directo entre personas, contacto indirecto a través de superficies contaminadas, así también por aerosoles que se encuentren en el ambiente o fluidos corporales contaminados (31).

En la atención odontológica, la exposición constante a aerosoles y salpicaduras convierte al consultorio en un entorno con alto potencial para la transmisión cruzada de patógenos como *S aureus*. Saliba et al. (2024), revisaron 23 estudios que demuestran que procedimientos como el raspado ultrasónico, la exodoncia o el uso de turbinas generan aerosoles contaminados que se depositan en superficies clínicas, extendiéndose

hasta 1,82 metros desde la cavidad oral y permaneciendo suspendidos en el aire por más de 20 minutos. En uno de estos estudios, se reportó la presencia de *S. aureus* en el 20 % de las muestras de superficie tras la atención clínica (10).

Polednik (2020), realizó un estudio cuantitativo en un consultorio odontológico donde se midieron concentraciones de aerosoles y bioaerosoles durante procedimientos rutinarios. Se observó que las concentraciones de partículas finas (PM₁) y gruesas (PM>1) fueron respectivamente 3,8 y 6,5 veces más altas durante los procedimientos en comparación con los periodos sin intervención, y hasta 19,5 veces mayores que los niveles registrados en el ambiente exterior. Asimismo, las concentraciones de bacterias y hongos aumentaron en 2,1 y 1,7 veces, respectivamente, durante las intervenciones clínicas. El autor destacó que el mayor número de partículas liberadas se encontraba en el rango nanométrico (0,052–0,072 μm), lo cual tiene implicaciones relevantes en la transmisión aérea de enfermedades infecciosas, como la provocada por SARS-CoV-2. Estos resultados refuerzan la preocupación sobre la exposición constante del personal odontológico a contaminantes biológicos y partículas inhalables que pueden permanecer suspendidas, facilitar infecciones cruzadas y representar un riesgo acumulativo significativo si no se implementan medidas de mitigación efectivas (32).

En un estudio experimental, Noordien et al. (2021), utilizaron un modelo in vivo para cuantificar la contaminación por aerosoles con colorante en procedimientos con turbina. Evaluaron la eficacia de distintos sistemas de evacuación y encontraron que la combinación de un **eyector de saliva de bajo volumen** (Figura 16) con un **dispositivo de succión de aerosol dental extraoral (DASD)** (Figura 17) redujo en un 62 % la contaminación sobre el operador, frente al 53 % logrado con la succión de alto volumen. Además, el DASD redujo la contaminación en las muñecas del operador en un 50 % y en el tórax en un 30 %, lo que demuestra su eficacia superior en la contención de aerosoles (33).



Figura 17. Eyector de saliva de bajo volumen. Elaboración propia



Figura 18. Dispositivo de succión de aerosol dental extraoral (DASD). Imagen elaborada con inteligencia artificial (ChatGPT, OpenAI).

Majeed y Nabil (2022), en un estudio realizado en clínicas universitarias, evaluaron el riesgo de transmisión bacteriana por materiales de impresión dental. Tomaron hisopos de la cavidad oral y del alginato del mismo paciente, cultivaron las muestras en agar sangre y MacConkey, y aplicaron métodos de identificación bioquímica (API y VITEK 2). Aunque no especificaron el tipo de bacterias encontradas, los autores concluyeron que los pacientes odontológicos son un grupo de alto riesgo para adquirir y transmitir infecciones a través de estos materiales si no se siguen protocolos adecuados (34).

Por su parte, Manzur, Prada y Heredia (2023), describieron cómo la pandemia de COVID-19 transformó profundamente los estándares de bioseguridad en odontología. Antes de 2020, la limpieza ambiental era subestimada, pero la evidencia sobre transmisión por aerosoles y contacto con superficies llevó a implementar protocolos más estrictos: entrevistas previas, control de temperatura, triaje telefónico, separación de áreas (atención, desinfección y esterilización), uso de barreras físicas, mascarillas N95 y capacitación continua del personal. Resaltan también la necesidad de asegurar la

ventilación del ambiente y minimizar la carga de aerosoles mediante dispositivos de succión y aislamiento absoluto (35).

Finalmente, Meinen et al. (2021) analizaron más de 20.000 aislamientos clínicos en prácticas odontológicas y hospitales de Alemania, encontrando que *Staphylococcus* spp. fue uno de los microorganismos más frecuentes. En particular, SARM en el 12 % en hospitales y el 5,8 % en clínicas dentales. Estos datos alertan sobre la circulación de cepas resistentes en entornos odontológicos, y justifican la implementación de medidas efectivas de control y prevención de infecciones cruzadas (36).

- **Casos documentados de infecciones nosocomiales por *S. aureus* asociadas a odontología.**

La presencia de *S. aureus* en clínicas odontológicas ha sido documentada en diversos estudios como un factor de riesgo relevante para infecciones nosocomiales, tanto por su capacidad de persistir en superficies como por su implicación en cuadros clínicos postoperatorios.

Montesinos et al. (2023), llevaron a cabo un estudio transversal en 38 estaciones de trabajo odontológico, donde recolectaron muestras de superficies contaminadas por aerosoles y salpicaduras, tras procedimientos clínicos. En este análisis, *S. aureus* fue identificado entre los principales microorganismos aislados, se documentó que la carga microbiana en el entorno odontológico presentó recuentos cuantificables en diferentes superficies y zonas de atención, con valores de 79,1 UFC en el pecho del operador, 34,13 en el pecho del asistente y 298,83 UFC en el pecho del paciente, en superficies como encimeras e interruptores de unidades dentales, con cargas de hasta 640 UFC/100 cm² y 630 UFC/100 cm² respectivamente (23).

En el estudio de Pineda et al. (2020), realizado en 62 estudiantes de noveno y décimo semestre de una facultad de odontología en Medellín, se detectó colonización nasal por *Staphylococcus aureus* en el 67,7 % de los participantes, con una prevalencia superior al 60 % en ambos sexos. En cuanto a la resistencia antimicrobiana, los aislamientos presentaron mayores porcentajes de resistencia frente a cefoxitina (28,5 %) y oxacilina (35,7 %), comparado con ciprofloxacina (7,14 %). Estos hallazgos confirman que el

ambiente clínico odontológico constituye un escenario de riesgo para la transmisión y persistencia de *S. aureus*, incluyendo cepas SARM (41).

En la revisión de Upendran et al. (2023), se documenta que, en un estudio sobre impresiones dentales y moldes de yeso obtenidos de pacientes, se detectó de forma persistente SARM en estos materiales. Esta persistencia indica que las impresiones y modelos pueden funcionar como reservorios de *S. aureus*, constituyendo una fuente potencial de transmisión cruzada en el entorno odontológico, si no se aplican protocolos rigurosos de desinfección (37).

Donkor y Kotey señalan la presencia de *S. aureus* en pacientes que poseen prótesis dentales, las cuales puede ser agentes de infección debido a la dificultad que tienen estas para su limpieza con métodos habituales, esto explica fracasos en estrategias de descolonización y la dispersión hacia otras partes anatómicas con el surgimiento de enfermedades como la queilitis angular, osteomielitis mandibular, parotiditis, mucositis y el fracaso en la colocación de implantes, por lo que destacan la importancia de controlar este microorganismo con el uso de gluconato de clorhexidina al 0,2 % (p/v) a nivel oral y mupirocina a nivel nasal, con moderación (38).

Al-Fawares et al. (2024), analizaron 500 superficies inanimadas en distintos servicios de cuatro hospitales de Jordania, *S. aureus* fue identificado en 198 muestras (39,6 %) mediante detección del gen *coA* (coagulasa), y cepas SARM en 81 muestras (16,2 %) mediante detección del gen *mecA*. El análisis estadístico evidenció una asociación significativa ($p < 0,01$) entre el área hospitalaria y el nivel de contaminación bacteriana (39).

- **Riesgo aumentado en presencia de cepas SARM.**

La presencia de cepas de SARM en entornos clínicos odontológicos representa un riesgo elevado de infección cruzada y complicaciones terapéuticas, debido a su alta capacidad de persistencia ambiental y su resistencia a antibióticos de primera línea.

En el estudio de Kawayanagi et al. (2025), se analizaron aislamientos de *S. aureus* y SARM obtenidos de las cavidades oral y nasal de 504 pacientes odontológicos,

incluidos 65 hospitalizados y 439 ambulatorios. Se detectaron 62 aislamientos orales y 112 nasales de *S. aureus*, de los cuales 9 y 21 respectivamente correspondieron a SARM. La tipificación multilocus (MLST) evidenció que el ST8 (Sequence Type o tipo de secuencia) predominó en SARM (18 de 30 aislamientos), mientras que en cepas sensibles destacaron ST15 (25 aislamientos) y ST8 (20 aislamientos). Se observó una asociación estadísticamente significativa entre la colonización oral por *S. aureus* y el uso de prótesis dentales. En 34 pacientes con aislamientos en ambas localizaciones, 25 compartieron el mismo tipo de secuencia y 23 presentaron menos de 40 polimorfismos de un solo nucleótido, indicativo de cepas idénticas, lo que sugiere una posible transmisión o persistencia cruzada entre la cavidad oral y nasal en pacientes odontológicos (40).

En la revisión de Donkor y Kotey (2020), se señala que la cavidad oral puede actuar como reservorio de SARM, con tasas de portación reportadas que varían según la población estudiada: 10 % en dentaduras postizas de usuarios no seleccionados, 4,1 % en trabajadores de la salud, 1,9 % en estudiantes de odontología en Italia y hasta 19 % en adultos mayores. Un estudio retrospectivo de 10 años en el Hospital Dental de Glasgow, que evaluó 11312 muestras de infecciones orales, aisló *S. aureus* en el 18 % de los casos, de los cuales el 10 % correspondió a SARM, principalmente de los linajes EMRSA-15 y EMRSA-16. También se describen casos clínicos, como una osteomielitis mandibular por SARM, que evidencian la posible resistencia al tratamiento pese a la susceptibilidad in vitro (38).

En el estudio de Pineda et al. (2020), la detección de SARM se infirió a partir de la resistencia a cefoxitina (28,5 %) y oxacilina (35,7 %) en los aislamientos obtenidos de estudiantes de odontología con práctica clínica activa. Este perfil de resistencia indica la circulación de cepas con potencial multirresistente, lo que incrementa el riesgo de transmisión y de complicaciones en entornos odontológicos, especialmente ante la exposición continua a aerosoles y contacto cercano con pacientes (41).

En el estudio de Martínez et al. (2020), realizado en el Hospital Central “Dr. Ignacio Morones Prieto” de San Luis Potosí, se confirmaron 66 aislamientos de *Staphylococcus aureus*, de los cuales 17 (25,7 %) presentaron resistencia a meticilina. El análisis molecular mostró que 13 de estas cepas resistentes (76 %) correspondieron al tipo *Spa*

t895, caracterizado por un perfil de multirresistencia con resistencia del 100 % a bencilpenicilina, clindamicina, eritromicina, levofloxacin, ciprofloxacina y oxacilina, así como resistencia parcial a moxifloxacina (46,2 %). Todas las cepas t895 fueron sensibles a vancomicina, linezolid, tigeciclina, rifampicina, gentamicina, tetraciclina y cotrimoxazol (42).

En la revisión de Santaella et al. (2024), se señala que en odontología la resistencia bacteriana constituye un desafío clínico relevante debido a la persistencia de mecanismos como la expulsión de antimicrobianos por bombas de eflujo, la reducción de la permeabilidad de membrana, la inactivación enzimática de antibióticos y las alteraciones en los sitios diana. La capacidad de los microorganismos orales para organizarse en biopelículas dentales crea un microentorno que facilita el intercambio horizontal de genes de resistencia, incrementando el riesgo de colonización por cepas multirresistentes y dificultando la erradicación de infecciones (43).

Por su parte, el estudio de Sanmartín et al. (2021), realizado en un hospital de la ciudad de Cuenca, se analizaron 200 muestras de superficies hospitalarias, identificándose *S. aureus* en 6 de ellas (3 %), localizadas en las áreas de emergencia (33,33 %), vestidores, rayos X, ecografía y odontología (16,66 %). Todas las cepas fueron resistentes a penicilina, oxacilina y amoxicilina, lo que indica la presencia de cepas con fenotipo compatible con SARM (24).

Métodos de detección y cuantificación de *S. aureus*

- **Métodos tradicionales (cultivo, pruebas bioquímicas).**

Fernandes et al. (2021), mencionan que la identificación de *S. aureus* mediante métodos tradicionales continúa siendo una estrategia fundamental en microbiología clínica. El aislamiento primario se realiza generalmente en agar sangre, donde la bacteria forma colonias redondas, convexas, color dorado y con β hemólisis; o en medio Manitol salado en donde se presentan colonias redondas, lisas de color amarillo dorado, hay un viraje del medio de cultivo de rosado a amarillo por acidificación (fermentación del Manitol) (44).

Posterior al aislamiento, se realizan pruebas bioquímicas confirmatorias, las cuales incluyen el test de catalasa, positivo en *Staphylococcus*, que genera burbujas con peróxido de hidrógeno, el test de coagulasa, donde especies como *S. aureus* coagulan el plasma de conejo, indicando virulencia, y la prueba de DNasa que se aprovecha como sustrato de las enzimas desoxirribonucleasas que producen ciertos microorganismos, por lo que aparece en la prueba como un halo alrededor de las colonias y se puede usar en conjunto con ortotoluidina al 0,1 % que provoca un color rosa en las muestras (44).

La prueba de catalasa permite diferenciar *Staphylococcus spp.* de *Streptococcus spp.*, mientras que la prueba de coagulasa, tanto en tubo como por portaobjetos, identifica *S. aureus* (coagulasa positiva) de otras especies estafilocócicas. Choy et al. (2024), analizaron 200 cepas de *Staphylococcus aureus* en hospitales de Villa Clara, Cuba, mediante métodos convencionales (morfología de las colonias, tinción de Gram, catalasa y coagulasa), y permitieron así identificar a este patógeno (45).

Reino et al. (2022), realizaron la identificación de cepas de *S. aureus* aisladas de turbinas mediante siembra inicial en medio Manitol, posteriormente la confirmación mediante métodos tradicionales con pruebas como: Gram, DNasa, coagulasa y catalasa (5).

- **Métodos moleculares.**

Los métodos moleculares han revolucionado la microbiología diagnóstica al permitir una identificación rápida, específica y sensible de los microorganismos. Entre ellos, la Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR) constituye una de las herramientas más utilizadas, ya que amplifica secuencias específicas de ADN, facilitando la detección de genes de virulencia y resistencia. En el caso de *Staphylococcus aureus*, la PCR ha demostrado alta eficacia para confirmar la especie mediante genes característicos, superando las limitaciones de los métodos fenotípicos convencionales (6). Reino et al. (2022) reportaron la identificación de *S. aureus* aislado de turbinas odontológicas mediante una estrategia combinada: primero a través de métodos convencionales y posteriormente por PCR para la detección de los genes *nuc*, *nucA* y *femB*. Todas las cepas confirmadas como *S. aureus* por métodos convencionales presentaron dichos genes, lo que respalda la utilidad de estos marcadores moleculares en la confirmación de la especie (5).

Kim et al. (2021), desarrollaron un método de PCR en tiempo real (qPCR) basado en nuevos genes diana para la detección rápida y cuantificación de *S. aureus*, *S. epidermidis*, *S. capitis* y *S. caprae*. Se identificaron cuatro blancos moleculares específicos mediante análisis pangenómico: un regulador transcripcional de la familia GntR para *S. aureus*, fosfomanomutasa para *S. epidermidis*, urato hidroxilasa dependiente de FAD para *S. capitis* y una proteína de péptido señal Gram-positiva para *S. caprae*. Los cebadores diseñados mostraron una especificidad del 100 % frente a 100 cepas no diana. El límite de detección fue de 10^{-2} UFC/ml en cultivos puros. El método detectó exitosamente cepas, demostrando su eficacia para el monitoreo preciso de la contaminación por *Staphylococcus aureus* (46).

La aplicación de técnicas moleculares como PCR y qPCR permite no solo la confirmación de *Staphylococcus aureus*, sino también la caracterización de sus factores de virulencia. Entre los genes comúnmente identificados se encuentran los que codifican hemolisinas (*hla*, *hly*, *hld*, *hlg*), así como las enterotoxinas (*sea*, *seb*, *sec*, *sed*, *see*). Adicionalmente, pueden detectarse genes responsables de toxinas exfoliativas (*eta*, *etb*), de la leucocidina de Pantón-Valentine PVL (*lukS-PV*, *lukF-PV*). La detección simultánea de estos genes constituye una herramienta clave para evaluar el potencial patogénico de las cepas aisladas y su impacto en el entorno odontológico (9, 47).

Las técnicas moleculares permiten además una identificación rápida y específica de genes de resistencia antimicrobiana de cepas *S. aureus*, como del gen *mecA*, responsable de la resistencia a meticilina. Al-Fawares et al. (2025), en el estudio realizado en hospitales jordanos, emplearon métodos moleculares para detectar genes específicos. Se analizaron 500 muestras de superficies inanimadas de distintas áreas hospitalarias mediante PCR. Se utilizaron tres genes: *16S rRNA* como marcador general de *Staphylococcus spp.*, *coA* para la identificación específica de *S. aureus*, y *mecA* para determinar la presencia de SARM. Los resultados indicaron que el 42,4 % de las muestras fueron positivas para *Staphylococcus spp.*, el 39,6 % para *S. aureus*, y el 16,2 % resultaron ser SARM (39).

Sağlam et al. (2024), emplearon PCR en tiempo real para analizar genes de resistencia y virulencia en 116 aislamientos de *S. aureus* resistentes a cefoxitina. Confirmaron la

identidad bacteriana mediante detección de los genes *nuc* y *coa*, y todos los aislamientos fueron positivos para *mecA* y negativos para *mecC*. Además, el gen de *PVL* se halló en 3,4 % de las cepas (48).

- **Técnicas recientes (métodos de biopelículas, MALDI-TOF, etc.).**

La identificación avanzada de *S. aureus* ha incorporado nuevas metodologías con mayor rapidez, precisión y capacidad de análisis funcional. Una de las técnicas más relevantes es la espectrometría de masas MALDI-TOF (Matrix-Assisted Laser Desorption/Ionization-Time of Flight). En el estudio de Gao et al. (2022), se utilizó la espectrometría de masas MALDI-TOF MS con la matriz (E)-propil α -ciano-4-hidroxycinamilato (CHCA-C3) para diferenciar SARM y MSSA. Se analizaron tres cepas estándar (dos MSSA y una SARM) y 62 aislamientos clínicos (41 MSSA, 21 SARM). El uso de CHCA-C3 permitió detectar picos específicos en m/z 2306 y 2322, ausentes con matrices convencionales, y los análisis de componentes principales (PCA) mostraron una discriminación efectiva entre los perfiles espectrales de SARM y MSSA, independientemente del medio de cultivo (49).

En relación con la capacidad de formación de biopelículas, Campaña (2021), propuso métodos específicos para la preservación de *S. aureus* a corto, mediano y largo plazo, seleccionando la cepa ATCC 25923. Para el largo plazo, se planteó la liofilización usando leche descremada al 20 % como lioprotectora; para el mediano plazo, el almacenamiento en aceite mineral estéril y la desecación en perlas de vidrio; y para el corto plazo, subcultivos periódicos en medio fresco. Se incluyó una cuarta opción, la congelación a $-70\text{ }^{\circ}\text{C}$, sugerida por especialistas. Todos los métodos fueron evaluados mediante pruebas de pureza, viabilidad (recuento UFC/mL) y características bioquímicas (50).

Estrategias de control y prevención en clínicas odontológicas.

- **Protocolos de desinfección: eficacia de agentes como clorhexidina, hipoclorito, amonios cuaternarios.**

La desinfección en clínicas odontológicas tiene como objetivo eliminar o reducir significativamente la carga microbiana viable en superficies ambientales, instrumental no crítico y materiales auxiliares. La eficacia de los desinfectantes depende de su composición, concentración, tiempo de contacto y espectro antimicrobiano.

En el estudio de Amini et al. (2020), se comparó la eficacia de los desinfectantes hospitalarios Steranios 2 % (glutaraldehído al 2%), Deconex HLDPA (ácido peracético) y Microzed Quatenol (amonios cuaternarios) mediante la determinación de sus concentraciones mínimas inhibitorias (MIC) y bactericidas (MBC). Steranios 2 % mostró la mayor eficacia, seguido de Microzed Quatenol y Deconex HLDPA. Los valores obtenidos indicaron una mayor efectividad frente a bacterias Gram-positivas que Gram-negativas, evidenciando diferencias en sensibilidad según el tipo de agente patógeno (51) .

De manera complementaria, Cerghizan et al. (2023), evaluaron la eficacia de tres desinfectantes dentales aplicados sobre materiales de impresión contaminados in vitro con *S. aureus*, *Pseudomonas aeruginosa* y *Candida albicans*. Se aplicaron dos métodos de desinfección: inmersión y spray. Los resultados mostraron que la desinfección por inmersión con Zeta 3 Soft (amonios cuaternarios más alcoholes) y Zeta 7 Solution (Glutaraldehído 2 a 2,5 %) eliminó los microorganismos, incluyendo *S. aureus*. En contraste, el empleo de Zeta 7 Spray (mezcla de alcoholes, etanol e Isopropanol, en alta concentración) resultó ineficaz, persistiendo un número elevado de colonias en las superficies tratadas. (52).

Los compuestos de amonio cuaternario presentan actividad antimicrobiana por desnaturalización de proteínas y ruptura de membranas. Ramzi et al. (2020), evaluó la actividad antibacteriana de tres desinfectantes de amonio cuaternario (DDN9®, un spray comercial y Phagosurf ND®) sobre bacterias aisladas del entorno hospitalario. La eficacia fue variable: DDN9® solo inhibió el crecimiento de bacterias Gram-positivas como *Staphylococcus aureus* con 0,25 mg/m); otro spray mostró actividad similar a una concentración de 4 mg/ml, y Phagosurf ND® inhibió únicamente cepas de *S. aureus* a una concentración mínima inhibitoria de 4 mg/ml. Se concluyó que los desinfectantes evaluados fueron eficaces solo frente a algunas bacterias, sin lograr

inhibir varias cepas aisladas del hospital por lo que se recomienda utilizar varios desinfectantes en conjunto para ampliar la eficacia antibacteriana (53).

La combinación de desinfección química con radiación UV-C ha sido propuesta como estrategia complementaria. En el estudio de Zeber et al. (2019), se evaluó el efecto de la irradiación ultravioleta (UV) como complemento a la limpieza manual con tres desinfectantes y un limpiador hospitalario en superficies de alto contacto. Se tomaron muestras en tres momentos: antes de la limpieza, después de la limpieza manual, y tras la aplicación de UV. Los resultados mostraron que la combinación limpieza manual más UV redujo las colonias bacterianas aeróbicas en un 56 % y las de SARM en un 93 % en comparación con la limpieza manual sola. La eficacia adicional del UV fue mayor cuando se usó junto a productos con menor capacidad desinfectante (54).

- **Higiene de manos, uso de barreras y esterilización.**

La **higiene de manos** constituye el **principal componente preventivo contra la transmisión cruzada de microorganismos en odontología**. Las guías del CDC (Guidelines for Infection Control in Dental Health-Care Settings (Guías de control de infecciones en entornos de atención odontológica) (2017) señala que la higiene de manos es considerada la medida más efectiva para prevenir la transmisión de infecciones en entornos odontológicos. Se debe realizar antes y después de atender a cada paciente, al ponerse y quitarse los guantes, y luego de tocar instrumentos o superficies posiblemente contaminadas con sangre, saliva u otras secreciones. En caso de suciedad visible, es obligatorio el lavado con agua y jabón; en otras circunstancias, puede usarse un desinfectante a base de alcohol. Para procedimientos quirúrgicos se requiere el lavado con técnica quirúrgica antes de usar guantes estériles, siguiendo siempre las instrucciones del fabricante del producto higienizante. Además, el uso adecuado de barreras como guantes, mascarillas, protección ocular y batas permite reducir el contacto directo con fluidos y superficies contaminadas. Estas barreras deben ser utilizadas según el nivel de exposición esperada y cambiadas entre pacientes. Complementariamente, la esterilización de instrumentos reutilizables es indispensable para romper la cadena de transmisión de patógenos; debe realizarse mediante métodos aprobados como el calor húmedo (autoclave), asegurando que todo el equipo se limpie previamente y se almacene en condiciones estériles hasta su próximo uso (55).

Ulloa y Cavero (2022), analizaron la relación entre la gestión de la bioseguridad odontológica y el riesgo de contagio por COVID-19 en cirujanos dentistas de la comisión de salud bucal de Lima durante 2021. Con una muestra de 110 profesionales y utilizando un diseño no experimental correlacional. Los resultados indicaron que el 62,7 % de los dentistas manifestó una adecuada gestión de bioseguridad, mientras que el 61,8 % reportó un bajo riesgo de contagio, concluyéndose que una mejor gestión de la bioseguridad se asocia significativamente con una reducción en el riesgo de contagio por COVID-19 en el entorno odontológico (56).

Cumbo et al. (2020), plantearon que los métodos de desinfección convencionales en odontología, al depender del factor humano, presentan limitaciones importantes. Por ello, propusieron como alternativas tecnologías automatizadas de descontaminación sin contacto, entre ellas la radiación ultravioleta tipo C (UV-C) y la vaporización de peróxido de hidrógeno. Estos métodos permiten una desinfección más homogénea, reducen el error humano y deben ser implementados como complemento a los protocolos manuales tradicionales, especialmente ante el riesgo de transmisión por aerosoles y superficies contaminadas con SARS-CoV-2 (57).

- **Políticas de limpieza y monitoreo microbiológico continuo.**

Las políticas de limpieza deben estructurarse en protocolos escritos, frecuentemente, con agentes responsables y zonas críticas claramente definidos. Según Manzur et al. (2023), **la odontología** es una de las **profesiones más expuestas a infecciones cruzadas** debido a la cercanía con la cavidad oral, especialmente ante el SARS-CoV-2. Los autores señalan que, tras la pandemia, los protocolos de bioseguridad se reestructuraron a nivel global, enfatizando medidas como la cita previa, triaje telefónico, toma de temperatura, trabajo a cuatro manos, uso de dique de goma y limpieza continua de superficies. Se requiere desinfección estricta del ambiente y zonas diferenciadas para trabajo, esterilización y desinfección. Además, destacan la importancia del monitoreo permanente para evitar la transmisión en áreas críticas, reforzando la necesidad de capacitación profesional y cumplimiento riguroso de normativas sanitarias en todos los contextos (35).

En su estudio sobre clínicas odontológicas privadas de Cuenca, Batista et al. (2025), evaluaron la percepción de los pacientes sobre los protocolos de bioseguridad implementados. A través de encuestas a 150 pacientes, identificaron que la mayoría manifestó una percepción positiva frente a las medidas aplicadas por las clínicas, mientras que los porcentajes de impacto negativo fueron bajos. Esto sugiere una aceptación general de las prácticas de bioseguridad adoptadas durante la pandemia, aunque el estudio no profundiza en la efectividad técnica de dichas medidas, sino en la percepción por parte de los usuarios (58).

Rafiee et al. (2022), investigaron la concentración, tamaño y origen del bioaerosol generado por siete procedimientos dentales distintos. Encontraron que la mayoría de las partículas eran sub-PM1, siendo más abundantes durante procedimientos como el despegue de brackets y ajuste de prótesis. A través de análisis genético, concluyeron que solo entre el 1,45% y 2,75% del bioaerosol se originaba en los fluidos nasales o salivales de los pacientes; el resto provenía de fuentes ambientales. Los autores también comprobaron que el uso de eyectores de saliva de alto volumen redujo eficazmente la dispersión del bioaerosol, lo cual tiene implicaciones relevantes para la prevención de infecciones (59).

- **Normativas internacionales.**

Las estrategias de control y prevención en clínicas odontológicas están reguladas por organismos internacionales que establecen estándares mínimos para la gestión del riesgo biológico en entornos asistenciales. Estas normativas tienen carácter vinculante en muchos países, especialmente en instituciones públicas o acreditadas bajo sistemas internacionales de calidad.

El CDC (2017), publicó las "Directrices para la prevención de infecciones en entornos odontológicos", un documento técnico de 38 páginas que establece 10 prácticas estandarizadas consideradas esenciales. Estas son:

1. Higiene de manos antes y después de cada atención clínica;
2. Uso obligatorio de equipo de protección personal (EPP);
3. Esterilización del instrumental crítico y semicrítico;
4. Desinfección de superficies clínicas después de cada paciente;

5. Manejo seguro de instrumentos punzocortantes;
6. Control de calidad microbiológica del agua en unidades dentales,
7. Gestión de residuos biológicos conforme a normativa sanitaria;
8. Inmunización del personal odontológico (incluyendo hepatitis B);
9. Capacitación continua sobre bioseguridad; y
10. Documentación de incidentes de exposición y acciones correctivas.

Estas prácticas deben ser aplicadas de forma rutinaria y verificada mediante auditorías internas (55).

La Organización Mundial de la Salud (OMS) y la Organización Panamericana de la Salud (OPS, 2024), en el marco del Reglamento Sanitario Internacional, disponen que todos los establecimientos de atención odontológica deben contar con un plan escrito de bioseguridad, que incluya: (a) protocolos de atención en caso de brotes infecciosos; (b) sistemas de vigilancia epidemiológica para enfermedades transmisibles; (c) procedimientos de limpieza y desinfección validados; (d) monitoreo ambiental regular de calidad microbiológica del aire y agua; y (e) formación certificada y actualizada del personal clínico y auxiliar, en medidas de prevención. Este reglamento, actualizado en 2024, es vinculante para los países miembros y su incumplimiento puede llevar al cierre o sanción del establecimiento (60).

La Administración de Seguridad y Salud Ocupacional (OSHA, 2024), dependiente del Departamento de Trabajo de Estados Unidos, establece en el Estándar de Patógenos Transmitidos por Sangre (29 CFR 1910.1030) que todo consultorio odontológico debe implementar un Plan de Control de Exposición Biológica. Este debe contemplar la identificación de procedimientos con riesgo de exposición, la aplicación de métodos de protección mediante equipo de protección personal, controles de ingeniería y prácticas de trabajo seguras, así como acciones postexposición que incluyan lavado inmediato, evaluación médica y seguimiento. Además, exige el mantenimiento de registros de incidentes y capacitaciones por un mínimo de tres años, y garantiza el acceso gratuito a la vacunación contra hepatitis B para todo el personal expuesto, dentro de los primeros diez días posteriores a su incorporación laboral (61).

DISCUSIÓN

La presencia de *S. aureus* en superficies odontológicas ha sido documentada con diferentes prevalencias según el contexto geográfico y el tipo de superficie evaluada. Por ejemplo, Reino et al. (2022) en piezas de mano de alta velocidad de clínicas odontológicas en Ecuador, detectaron *S. aureus* en el 8 % de las muestras tomadas de turbinas dentales en una clínica, lo que evidencia una prevalencia moderada en instrumentos semicríticos de uso frecuente (5). En otro contexto, Sanmartín et al. (2021) en hospitales de Ecuador identificaron *S. aureus* en el 16,66 % de las áreas evaluadas en un entorno hospitalario que incluía el área odontológica, lo cual sugiere que el patógeno puede encontrarse con frecuencia en superficies clínicas con manipulación continua (24). Al-Fawares et al. (2025), reportaron una prevalencia del 39,6 % de *S. aureus* en 500 superficies inanimadas de hospitales de Jordania, y un 16,2 % de cepas SARM, lo cual pone en evidencia que la carga microbiana puede variar considerablemente según el área evaluada y el método de detección utilizado (39).

La resistencia antimicrobiana, especialmente a meticilina, agrava el riesgo epidemiológico. El estudio de Kawayanagi et al. (2025), demostró la presencia de SARM tanto en cavidad nasal como oral en pacientes odontológicos, identificando linajes predominantes como ST8 y evidenciando cepas genéticamente idénticas en ambos sitios anatómicos, lo que sugiere persistencia y posible transmisión cruzada dentro del entorno clínico (40). De igual manera, Pineda et al. (2020), reportaron resistencias del 28,5 % y 35,7 % frente a cefoxitina y oxacilina, respectivamente, en cepas aisladas de estudiantes de odontología, perfil que es compatible con SARM y alerta sobre la circulación de cepas multirresistentes en ambientes clínicos-académicos (41). Martínez et al. (2020) confirmaron que el 25,7 % de sus aislamientos fueron SARM, siendo mayoritariamente del tipo Spa t895, el cual presentó multirresistencia a varios antibióticos de uso común, lo que complica el manejo terapéutico (42).

Respecto a la eficacia de las estrategias de control, diversos estudios han señalado que la limpieza manual por sí sola no es suficiente. Zeber et al. (2019), demostraron que la combinación de limpieza con irradiación UV logró una reducción del 93 % en colonias de SARM, superando ampliamente la eficacia de la limpieza convencional (54). Cerghizan et al. (2023), hallaron que la desinfección por inmersión fue más efectiva que el método por spray, siendo capaz de eliminar completamente a *S. aureus* de los materiales de impresión, lo que resalta la necesidad de seleccionar cuidadosamente tanto el método como el agente desinfectante (52). Amini et al. (2020), evaluaron tres productos comerciales y concluyeron que Steranios 2 % fue el más eficaz, seguido por Microzed Quatenol, aunque la efectividad fue mayor frente a bacterias Gram-positivas (*S. aureus*) que contra Gram-negativas (51).

No obstante, la literatura científica presenta limitaciones importantes. Muchos estudios carecen de diseños longitudinales que permitan observar la persistencia bacteriana a lo largo del tiempo. Montesinos et al. (2023), por ejemplo, realizaron un estudio transversal que, aunque documentó la carga microbiana tras procedimientos clínicos, no evaluó la persistencia de los patógenos más allá de un único momento de muestreo (23). Además, la estandarización del muestreo es variable, como lo demuestra la diversidad de métodos empleados (hisopado, bioluminiscencia, conteo de UFC), lo cual limita la comparabilidad entre investigaciones. Asimismo, en varios estudios no se realiza tipificación molecular de los aislamientos, lo que impide confirmar la presencia de SARM y establecer relaciones genéticas entre cepas, como fue señalado por Sanmartín et al. (2021) y Montesinos et al. (2023) en sus respectivos estudios (23, 24).

La necesidad de implementar protocolos microbiológicos específicos en clínicas odontológicas, se justifica científicamente por la alta capacidad de supervivencia de *S. aureus* en superficies inertes, su facilidad para formar biopelículas, y su implicación directa en infecciones cruzadas. Ahmed y Ahmed (2023) señalaron que *S. aureus* puede permanecer viable durante largos periodos en superficies metálicas y plásticas, lo que convierte al consultorio en un reservorio potencial de patógenos (30). Saliba et al. (2024), reforzaron esta afirmación al documentar que los aerosoles contaminados con *S. aureus* se dispersan hasta 1,82 metros y permanecen en el ambiente por más de 20 minutos, representando un riesgo constante si no se establecen protocolos estrictos de limpieza y monitoreo (10). En este sentido, estudios como el de Manzur-Guevara et al. (2023) y Batista et al. (2025), resaltan la importancia de mantener auditorías constantes, monitoreo microbiológico y medidas estandarizadas de bioseguridad, respaldadas por guías internacionales como las del CDC, la OMS y la OSHA (35, 55, 57, 60, 61).

CONCLUSIONES

La evidencia científica recopilada confirma que *Staphylococcus aureus*, incluidas cepas SARM, fue identificado con frecuencia en superficies inertes de clínicas odontológicas, tales como lámparas, teclados, jeringas triples, bandejas, turbinas y unidades dentales. Su presencia confirma la capacidad del microorganismo para persistir en el entorno clínico incluso después de procesos de limpieza convencionales.

S. aureus mostró una notable resistencia ambiental, facilitada por su capacidad para formar biopelículas, adherirse a materiales como acero inoxidable o plástico, y resistir la desecación,

lo cual incrementa el riesgo de transmisión por contacto indirecto entre pacientes, personal y equipamiento clínico.

Se evidenció la circulación de cepas con perfiles de multirresistencia, particularmente a meticilina, oxacilina, amoxicilina y cefoxitina. Esto representa un riesgo clínico, ya que limita las opciones terapéuticas disponibles en caso de infección y favorece la propagación de cepas resistentes en el entorno odontológico.

A pesar de la existencia de agentes desinfectantes eficaces, como el hipoclorito de sodio, productos a base de amonios cuaternarios y la radiación UV, su uso mostró variabilidad en la eficacia dependiendo del método de aplicación, tiempo de contacto y cumplimiento del protocolo, evidenciando limitaciones en la desinfección manual o incompleta.

La falta de monitoreo microbiológico periódico, protocolos de limpieza estandarizados y capacitación continua del personal clínico, compromete la efectividad de las medidas de bioseguridad, permitiendo la persistencia de microorganismos patógenos en áreas de alta manipulación.

Es necesario integrar estudios que combinen técnicas moleculares con vigilancia ambiental en el entorno odontológico, ya que muchos trabajos no incluyen caracterización genética de las cepas ni seguimiento longitudinal de su persistencia, lo que limita la comprensión del riesgo real que representa *S. aureus* en estas áreas.

Responsabilidades éticas

Protección de personas y animales: Los autores declaran que no se realizaron experimentos en seres humanos ni en animales durante este estudio.

Protección de poblaciones vulnerables: No aplica.

Confidencialidad y privacidad: Los autores declaran que se siguieron los protocolos establecidos relacionados con la protección de la información y la divulgación de datos.

Conflicto de intereses

No existen conflictos de interés entre los participantes en esta investigación.

Agradecimientos

Los autores expresan su agradecimiento a la Universidad Católica de Cuenca por su valiosa colaboración en el desarrollo de este estudio, brindando apoyo, así como al Laboratorio de

Biotecnología (CIITT) y el Grupo de Investigación en Genética y Biología Molecular de Microorganismos (GI-GyBM2). Este artículo es parte del proyecto de investigación titulado “Evaluación de la contaminación bacteriana (*Staphylococcus aureus* y *Escherichia coli*) en superficies inertes de hospitales y análisis de la resistencia a antibióticos”, código PIC5P23-63, que respaldó el desarrollo de este estudio.

Contribución de los autores

Conceptualización: T.Z., P.O.

Metodología: T.Z., P.O., C.A.

Supervisión: T.Z., P.O.

Validación: T.Z., P.O., C.A.

Investigación: T.Z., P.O.

Todos los autores contribuyeron, leyeron y aprobaron la versión final del manuscrito.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Taheri S, Shahabinezhad G, Torabi M, Parizi S. Investigation of microbial contamination in the clinic and laboratory of the prosthodontics department of dental school. *Pesqui Bras Odontopediatria Clin Integr*. 2021;21:e0014.
2. Baudet A, Guillaso M, Grimmer L, Regad M, Florentin A. Microbiological contamination of the office environment in dental and medical practice. *Antibiotics*. 2021;10(11):1375.
3. Mirhoseini S, Bayani M. Evaluation of the bacterial contamination of air and surfaces in different dental environments. *Int J Environ Health Eng*. 2022;2022:1–5.
4. Zemouri C, Volgenant C, Buijs M, Crielaard W, Rosema N. Dental aerosols: microbial composition and spatial distribution. *J Oral Microbiol*. 2020;12(1):1762040.
5. Reino C, Orellana P, Andrade C, Centeno M. Detection of *Staphylococcus aureus* in high-speed dental handpieces. *Rev OACTIVA UC Cuenca*. 2022;7(2):21–7.

6. Medina M, Andrade C, Orellana P, Sarmiento P. Detección de *Staphylococcus aureus* en pantallas de celulares de estudiantes de Odontología mediante PCR. *Kasmera*. 2021;49(2):1–8.
7. Franz J, Scheier T, Aerni M, Gubler A, Schreiber P. Bacterial contamination of air and surfaces during dental procedures—An experimental pilot study using *Staphylococcus aureus*. *Infect Control Hosp Epidemiol*. 2024;45(5):658–63.
8. Sousa M, Silva M, Damasceno I, Ribeiro A. Eficiência da limpeza e desinfecção de superficies de uma clínica-escola de Odontologia: visão macroscópica e microscópica. *Res Soc Dev*. 2022;11(8):e11311830770.
9. Orellana P. *Staphylococcus aureus* aislados en consultorios odontológicos. Genes de resistencia y virulencia. *REDIELUZ*. 2021;11(2):131–8.
10. Saliba S, Peña M, Saliba T. Revisión integradora: cómo verificar y controlar dispersión de aerosoles y rociaduras en la práctica odontológica. *Rev Chil Infectol*. 2024;41(3):347–55.
11. Touaitia R, Mairi A, Ibrahim N, Basher N, Idres T, Touati A. *Staphylococcus aureus*: a review of the pathogenesis and virulence mechanisms. *Antibiotics*. 2025;14(5):470.
12. Nikolic P, Mudgil P. The cell wall, cell membrane and virulence factors of *Staphylococcus aureus* and their role in antibiotic resistance. *Microorganisms*. 2023;11(2):259.
13. Jiang J, Cameron D, Nethercott C, Aires M. Virulence attributes of successful methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* lineages. *Clin Microbiol Rev*. 2023;36(4):e0014822.
14. Rajiha I, Berhe N, Mekuria Z, Seyoum E. Antimicrobial resistance and virulence gene profile of clinical *Staphylococcus aureus*: a multi-center study from Ethiopia. *Infect Drug Resist*. 2023;16:4835–44.
15. Adeyemi F, Oyedara O, Yusuf N, Ajigbewu O. Guardians of resistance and virulence: detection of *mec*, *femA*, *Van*, *pvl*, *hlg* and *spa* genes in methicillin and vancomycin-resistant *Staphylococcus aureus* from clinical and food samples in Southwestern Nigeria. *BMC Microbiol*. 2024;24(1):498.
16. Bromberg N, Brizuela M. Prevención de infecciones cruzadas en el consultorio dental. *StatPearls*. 2023.
17. Véliz E, Vergara T, Percy M, Dabanch J, et al. Importancia del proceso de limpieza y desinfección de superficies críticas en un servicio dental: impacto de un programa de intervención. *Rev Chil Infectol*. 2018;35(1):88–90.
18. Sahoo N, Sahoo R. Disinfection procedures in dental office: an overview. *Indian J Forensic Med Toxicol*. 2020;14(4).
19. Abusalim G. Prevalence and investigations of bacterial contamination in dental healthcare associated environment. *J King Saud Univ Sci*. 2022;34(6).

20. Tonello S, Dutra M, Pizzolatto G, Giacomini L, Corralo D. Microbial contamination in dental equipment and disinfection potential of different antimicrobial agents. *RGO Rev Gaúcha Odontol.* 2022;70:1–11.
21. Navarro E, Gomez J, Gaitán L. Las guías de práctica clínica para el control de la infección por SARS-CoV-2 en el consultorio dental. *Rev Odontol Mex.* 2021;25(2):166–83.
22. Gaudichon A, Astagneau P. Infecciones nosocomiales e infecciones asociadas a la atención sanitaria. *EMC Trat Med.* 2022;26(2):1–8.
23. Montesinos M, Andrade K, Redrovan P, Zaruma N. Contaminación microbiana durante la atención odontológica por la producción de aerosoles y salpicaduras. *Rev Arbitr Interdiscip Cienc Salud Vida.* 2023;7(13):28–39.
24. Sanmartín M, Andrade C, Orellana P. Susceptibilidad de cepas de *Staphylococcus aureus* aisladas en superficies hospitalarias. *Vive Rev Salud.* 2021;4(11):233–45.
25. Hussain J, Behbehani J, Karched M. Biofilm growth and microbial contamination of dental unit waterlines at Kuwait University dental center. *Front Oral Health.* 2023;3.
26. Cicciù M. Water contamination risks at the dental clinic. *Biology.* 2020;9(3):1–5.
27. Yang M, Chaghtai A, Melendez M, Hasson H, Whitaker E, Badi M, et al. Mitigating saliva aerosol contamination in a dental school clinic. *BMC Oral Health.* 2021;21(1).
28. Florez F, Thibodeau T, Oni T, Floyd E, Khajotia S, Cai C. Size-resolved spatial distribution analysis of aerosols with or without the utilization of a novel aerosol containment device in dental settings. *Phys Fluids.* 2021;33(8).
29. Holliday R, Allison J, Currie C, Edwards D, Bowes C, Pickering K, et al. Evaluating contaminated dental aerosol and splatter in an open plan clinic environment: implications for the COVID-19 pandemic. *J Dent.* 2021;105.
30. Ahmed R, Ahmed S. Pathogens associated with contamination in dental clinics: evaluating emerging threats with a focus on mpox. *S Afr Dent J.* 2024;79(10):536–41.
31. Joiya Q, Abdullah S, Tasneem S, Kayani J, Gul T. Patient's perception about cross-infection prevention in Nishtar Institute of Dentistry, Multan. *Infect Dis J Pak.* 2023;32(2).
32. Polednik B. Exposure of staff to aerosols and bioaerosols in a dental office. *Build Environ.* 2021;187.
33. Noordien N, Mulder-Van Staden S, Mulder R. In vivo study of aerosol, droplets and splatter reduction in dentistry. *Viruses.* 2021;13(10).
34. Majeed A, Nabil M. Transmission of bacterial infections by dental impression. *Tex J Med Sci.* 2022;15:1–5.
35. Manzur E, Prada O, Heredia F. La bioseguridad en los servicios de estomatología: una revisión sistemática. *Int J Odontostomatol.* 2023;17(3):281–7.

36. Meinen A, Reuss A, Willrich N, Feig M, Noll I, Eckmanns T, et al. Antimicrobial resistance and the spectrum of pathogens in dental and oral-maxillofacial infections in Germany. *Front Microbiol.* 2021;12.
37. Upendran A, Gupta R, Geiger Z. Dental infection control. *StatPearls.* 2023.
38. Donkor ES, Kotey FC. Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* in the oral cavity: implications for antibiotic prophylaxis and surveillance. *Infect Dis (Auckl).* 2020 Dec 14;13:1178633720976581.
39. Al-Fawares O, Bashabsheh R, Natsheh I, Aburayyan W. Molecular investigation of *Staphylococcus aureus* isolated from inanimate surfaces in Jordanian hospitals. *Braz J Biol.* 2025;84:e285397.
40. Kawayanagi T, Kawada M, Kusaka S, Yasutomi Y, Suzuki Y. Clinical and genetic analysis of oral and nasal *Staphylococcus aureus* isolates in dental patients. *Sci Rep.* 2025;15(1):1–10.
41. Pineda S, Posada G, Giraldo L, Pulgarín L. Resistencia a antibióticos del *Staphylococcus aureus* en estudiantes de odontología. *Rev Haban Cienc Méd.* 2020;19(6).
42. Martínez R, Montalvo F, Magaña M, Terán Y. Prevalencia y caracterización genotípica de cepas de *Staphylococcus aureus* resistente a meticilina aisladas en un hospital regional mexicano. *Rev Chil Infectol.* 2020;37(1):37–44.
43. Santaella L, Bazurto M, Ramirez K. Impacto de la resistencia bacteriana en la elección de antibióticos en odontología: tendencias actuales. *Más Vida.* 2024;6(1):55–72.
44. Fernández G, Cordeiro L, Andrade J. Principales métodos de laboratorio utilizados para el aislamiento e identificación de *Staphylococcus spp.* *Rev Colomb Cienc Quím Farm.* 2021;50(1):5–28.
45. Choy A, Guerra M, García D, Arbolaez M. *Staphylococcus aureus* y fenotipos de resistencia MLSb. *Medicentro Electrónica.* 2024;28.
46. Kim E, Yang S, Won J, Kim D, Kim D, Kim H. Real-time PCR for detection and quantification of pathogenic *Staphylococcus species* based on novel molecular target genes. *Foods.* 2021;10(11):2839.
47. Tenezaca N, Orellana P, Andrade C, Ortiz J. *Staphylococcus aureus* resistentes a meticilina aislados de teléfonos móviles de estudiantes de Enfermería en Cuenca. *Rev Argent Microbiol.* 2025;57(1):54–8.
48. Sağlam M, Kılıç İ, Zer Y. Investigation of SCCmec types using the real time PCR method in cefoxitin-resistant *Staphylococcus aureus* isolates. *Indian J Med Microbiol.* el 1 de julio de 2024;50:100649.
49. Gao W, Li B, Ling L, Zhang L, Yu S. MALDI-TOF MS for differentiation of methicillin-sensitive and methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*. *Talanta.* 2022;244:123405.

50. Campaña A. Propuestas de métodos de preservación para *Staphylococcus aureus*. Rev CENIC Cienc Biol. 2021;52(2).
51. Amini F, Nabizadeh R, Mirzaei N, Hosseini N, Yousefi M, Valizade M. Comparative efficacy of hospital disinfectants against nosocomial infection pathogens. Antimicrob Resist Infect Control. 2020;9(1):1–7.
52. Cerghizan D, Janosi K, Ciurea C, Popelea O, Balos M, Craciun A, et al. The efficacy of three types of disinfectants on the microbial flora from the surface of impression materials used in dentistry. Appl Sci. 2023;13(2).
53. Ramzi A, Oumokhtar B, Zoubi Y, Filali T, Benboubker M, Lalami A. Evaluation of antibacterial activity of quaternary ammonium disinfectants on germs isolated from the hospital environment. Biomed Res Int. 2020;2020.
54. Zeber J, Coppin J, Villamaria F, Williams M, Copeland L, Chatterjee P, et al. Use of ultraviolet irradiation in addition to hospital disinfectants further reduces bioburden on high-touch surfaces. Open Forum Infect Dis. 2019;6(12).
55. Centros para el Control y la Prevención de Enfermedades. Prácticas para la prevención de enfermedades en entornos odontológicos. Atlanta, GA: Departamento de Salud y Servicios Humanos de EE. UU.; 2017.
56. Ulloa N, Cavero C. Gestión de la bioseguridad odontológica y riesgo de contagio por COVID-19. Cienc Lat Rev Cient Multidiscip. 2022;6(1):20–40.
57. Cumbo E, Gallina G, Messina P, Scardina G. Alternative methods of sterilization in dental practices against COVID-19. Int J Environ Res Public Health. 2020;17(16):1–14.
58. Batista A, Mendez C, Berlines D, Cabrera J. Implementación de protocolos de bioseguridad y su impacto en la percepción de los pacientes. RECIMA21 Rev Cient Multidiscip. 2025;6(7):e676673.
59. Rafiee A, Carvalho R, Lunardon D, Flores C, Major P, Quemerais B, et al. Particle size, mass concentration, and microbiota in dental aerosols. J Dent Res. 2022;101(7):785–92.
60. Organización Panamericana de la Salud. Reglamento Sanitario Internacional. OPS; 2024.
61. Departamento del Trabajo de los EE. UU. Todo sobre OSHA. Washington DC; 2024.

