



Depósito Legal: ppi201302ME4323

ISSN: 2343-595X

Revista Venezolana de Investigación Odontológica de la IADR

<http://erevistas.saber.ula.ve/index.php/rvio>


ARTÍCULO DE INVESTIGACIÓN

Antibiotipos bacterianos ambientales en una clínica de radiología oral y maxilofacial universitaria, Mérida, Venezuela

Elsa Velazco G.¹, María Alviárez², Quiesly Torres³, María Parra³, Alejandro Padilla⁴

1. Profesora titular, Jefe del Laboratorio de Investigación en Bacteriología Clínica “Dr. Roberto Gabaldón Parra”. Departamento de Microbiología y Parasitología. Facultad de Farmacia y Bioanálisis. Universidad de Los Andes (ULA), Mérida, Venezuela.
2. Profesora del Laboratorio de Investigación en Bacteriología Clínica, Facultad de Farmacia y Bioanálisis, ULA, Mérida, Venezuela.
3. Odontóloga egresada de la ULA, Mérida, Venezuela.
4. Profesor del Departamento de Medicina Oral, Facultad de Odontología. ULA, Mérida. Venezuela.

RESUMEN

Historial del artículo

Recibo: 06-10-19

Aceptado: 15-05-20

Disponible en línea:
01-08-2020

Palabras clave:

Antibiotipos bacterianos, Radiología oral, Control de Infección, infección cruzada, microorganismos, líquidos de revelado radiográfico, personal odontológico.

En radiología oral, el potencial de infección cruzada es alto, ya que las manos del personal odontológico pueden contaminarse por el contacto directo con la boca del paciente, con fluidos como saliva, sangre u otros. Así mismo, la contaminación puede ocurrir al momento del revelado radiográfico en el cuarto oscuro. Debido a esta gran problemática, en el presente estudio se planteó como objetivo evaluar antibiotipos bacterianos de origen ambiental en la clínica de Radiología Oral y Maxilofacial, de la Facultad de Odontología de la Universidad de Los Andes (FOULA). El muestreo se obtuvo de las superficies de mayor contacto y de las soluciones (líquidos) de revelado radiográfico. El estudio microbiológico se basó en aislamiento, identificación y pruebas de susceptibilidad antimicrobiana. En las superficies de contacto se aislaron especies de *Staphylococcus aureus* resistente a la meticilina, con resistencia a la eritromicina y clindamicina, así como especies del grupo *Staphylococcus coagulasa* negativo resistentes a eritromicina. En los líquidos de revelado radiográfico, se observó un desarrollo mayor de 100.000 UFC/mL de agua del complejo *Enterobacter cloacae* productor de enzimas beta-lactamasas de espectro expandido (BLEE) tipo AmpC cromosomal inducible. La especie *S. epidermidis* aislada en dos superficies distintas presentaron el mismo antibiotipo, caso contrario en el resto de las especies del género *Staphylococcus* que mostraron distintos antibiotipos. Si bien no se determinó crecimiento bacteriano significativo en las superficies evaluadas, las soluciones de revelado radiográfico evidenciaron un conteo bacteriano elevado de una enterobacteria con un antibiotipo de multirresistencia antimicrobiana, lo que representa un alto riesgo de infección cruzada en el área evaluada.

¹ Autora de contacto: Elsa Velazco, correo electrónico: elsavelazco1@gmail.com

Environmental bacterial antibiotypes in a university oral and maxillofacial radiology clinic, Mérida, Venezuela

ABSTRACT

In oral radiology, the potential for cross infection is high, since the hands of dental personnel can be contaminated by direct contact with the patient's mouth, with fluids such as saliva, blood or others. Also, contamination can occur at the time of radiographic development in the dark room. Due to this great problem, in the present study the objective was to evaluate bacterial antibiotypes of environmental origin in the Oral and Maxillofacial Radiology clinic of the Faculty of Dentistry of the University of Los Andes (FOULA). The sampling was obtained from the surfaces of greatest contact and from the (liquid) solutions for radiographic development. The microbiological study was based on isolation, identification and antimicrobial susceptibility testing. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* species, with resistance to erythromycin and clindamycin, as well as coagulase-negative *Staphylococcus* species resistant to erythromycin, were isolated from contact surfaces. In radiographic development liquids, a greater development of 100,000 CFU / mL of inducible chromosomal AmpC ESBL producing complex *Enterobacter cloacae* was observed. The species *S. epidermidis* isolated on two different surfaces presented the same antibiotype, otherwise in the rest of the species of the genus *Staphylococcus* that showed different antibiotypes. Although no significant bacterial growth was determined on the surfaces evaluated, the radiographic development solutions showed an antimicrobial multiresistant antibiotype an enterobacteria of high bacterial count, which represents a high risk of cross infection in the area evaluated.

Keywords: Bacterial antibiotypes, oral radiology, Infection control, cross infection, microorganisms, radiographic development liquids, dental personnel.

INTRODUCCIÓN

La radiografía oral muestra problemas únicos en el control de las infecciones, debido al contacto directo del operador con la cavidad bucal de los pacientes, al momento de la toma y revelado radiográfico. El riesgo de infección cruzada en radiología oral es alto; debido a que las manos del operador pueden resultar contaminadas por el contacto directo con la boca del paciente y con películas contaminadas por saliva. La contaminación también puede ocurrir cuando los operadores abren los paquetes de películas en el cuarto oscuro. En las clínicas radiográficas, los pacientes representan potenciales rutas de transmisión de microorganismos patógenos, los cuales podrían comenzar una cadena de transmisión infecciosa al llevar la infección a la clínica radiológica, en donde probablemente no se está cumpliendo al máximo con las medidas necesarias para el control de infección, lo cual puede conllevar al operador a contaminarse y así continuar infectando a otros pacientes sanos. El medio ambiente odontológico incluyendo las clínicas radiográficas, contiene numerosos microorganismos (1), pero sólo en algunos casos se ha demostrado claramente una

relación causa-efecto entre la presencia de microorganismos en este medio y el desarrollo de infección en humanos (2).

Si bien es cierto que existen numerosas bacterias en el ámbito odontológico, es relevante destacar que los patógenos para los cuales existe mayor evidencia de su capacidad de sobrevivir en reservorios ambientales son: *Clostridium difficile*, enterococos, incluyendo los enterococos resistentes a la vancomicina, y *Staphylococcus aureus*, incluyendo *S. aureus* resistente a la meticilina (2). En relación a lo anterior, la literatura afirma que la aparición de patógenos resistentes a agentes antimicrobianos como los antes mencionados, supone un crítico problema clínico, epidemiológico y de salud pública, puesto que disminuye la efectividad del tratamiento con agentes antimicrobianos, incrementando su número de efectos secundarios, lo que conlleva a un impacto ecológico sobre la microbiota humana (3). En tal sentido, algunos autores refieren la evaluación microbiológica en superficies de contacto y soluciones utilizadas durante los procedimientos radiográficos de atención odontológica (4-11). En una revisión sistemática realizada por Gamboa (12) se evidencia la poca literatura referente a estudios bacteriológicos ambientales en áreas de radiología oral, así como la necesidad de la limpieza y desinfección de los elementos en los cuales el operador de imágenes tiene contacto por representar reservorios importantes de microorganismos patógenos. Si bien, en la Facultad de Odontología de la Universidad de Los Andes, Mérida, Venezuela se han realizado estudios muy puntuales en relación con la evaluación de la carga bacteriana y su etiología en diferentes áreas de atención odontológica (13,14); no se han realizado estudios de evaluación de susceptibilidad antimicrobiana de las bacterias aisladas en relación con los agentes antimicrobianos que pueden ser útiles en el manejo terapéutico de potenciales infecciones ocasionadas por las mismas. En Venezuela, no existen publicaciones relacionadas a antibiogramas bacterianos en el área de radiología oral. Por tal motivo, el presente estudio se enfoca en la evaluación de antibiogramas bacterianos de origen ambiental en la clínica de Radiología Oral y Maxilofacial, de la Facultad de Odontología de la Universidad de Los Andes (FOULA), Mérida, Venezuela.

Metodología

Tipo y diseño de investigación: La presente investigación es de tipo descriptivo, de enfoque cuantitativo (15) con diseño observacional y corte transversal (16).

Muestra: Las muestras se recolectaron el lunes antes de iniciar la guardia clínica y el viernes una vez finalizada la misma, sin previo aviso al personal docente, estudiantil y técnico que se encontraba en la clínica de Radiología Oral y Maxilofacial de la FOULA, con la finalidad de determinar la carga bacteriana en esa semana en la cual se habían atendido pacientes en la mañana y tarde durante toda la semana. La selección de la muestra se realizó mediante una observación previa y un muestreo no probabilístico, ya que no todas las superficies tuvieron la posibilidad de resultar seleccionadas, por el contrario, es el investigador quién manipuló dicha selección a través

de los criterios de exclusión; por otra parte, la selección de la muestra se realizó de manera no aleatoria considerando las superficies que con mayor frecuencia manipula el estudiante durante la toma y procesado radiográfico (16).

Criterios de exclusión: Las superficies seleccionadas para la recolección de la muestra que hayan sido desinfectadas en los últimos 60 minutos antes de la recolección de la muestra. Los líquidos de revelado que hayan sido cambiados el mismo día de la recolección de la muestra.

Estudio piloto: Para asegurar la confiabilidad de la investigación, se realizó un estudio piloto la semana previa a realizar el experimento, el miércoles ya finalizada la guardia clínica, con el propósito de adquirir destrezas a fin de evitar complicaciones innecesarias durante el experimento que pudieran influir en los resultados. Se tomaron muestras de las superficies de contacto seleccionadas (técnica de hisopo) y líquidos de revelado (con inyectora estéril) y se procesaron para su estudio microbiológico. La identificación bacteriana y pruebas de susceptibilidad se realizaron de acuerdo con el procedimiento establecido para tal fin. El estudio piloto permitió evaluar cada paso de la metodología llevada a cabo en la presente investigación.

Procedimiento

Muestreo de las áreas seleccionadas: Las áreas se seleccionaron de acuerdo al contacto con los estudiantes, siendo las de mayor manipulación: la manilla de la puerta corrediza del cubículo, cabezal del aparato radiográfico, disparador del aparato radiográfico, panel de control del aparato radiográfico (botón de encendido y apagado y botón selector de exposición), tiras del chaleco de plomo, mesa de trabajo del cubículo radiográfico, tope de apertura del paquete radiográfico y líquidos de revelado radiográfico (revelador, agua y fijador).

Estudio microbiológico: Para la recolección de muestra de las superficies se utilizó la técnica de hisopo, las muestras se transportaron en un medio de transporte (Stuart), luego se procedió a inocular en los siguientes medios de cultivo: Agar Sangre humana al 5% (BBLTH), Agar Mac Conkey (BBLTH) y Agar Manitol Salado (Britania®) por la técnica de agotamiento (estimación cuantitativa de las cargas bacterianas) (Ver figura 1).

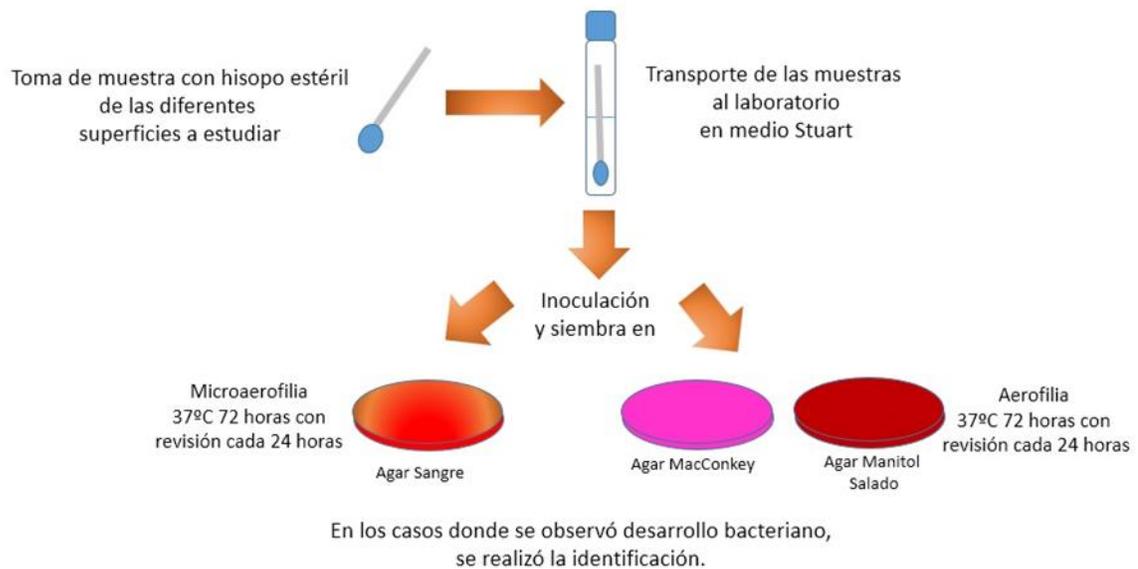


Figura 1: Técnica del Hisopo

Para la recolección de la muestra de los líquidos se utilizó una jeringa estéril de 20 mL tomando un total de 5 mL del total del líquido, en la cual se transportaron al laboratorio, se procedió a inocular en los medios de cultivo por el método de asa calibrada (estimación cuantitativa en UFC) (Ver figura 2) de acuerdo con lo descrito por Koneman y cols. (17). Las placas de Agar MacConkey y Agar Manitol Salado se incubaron en aerobiosis, mientras que las placas de Agar Sangre se incubaron en microaerofilia, todas a 37 °C por 72 horas con revisión cada 24 horas.

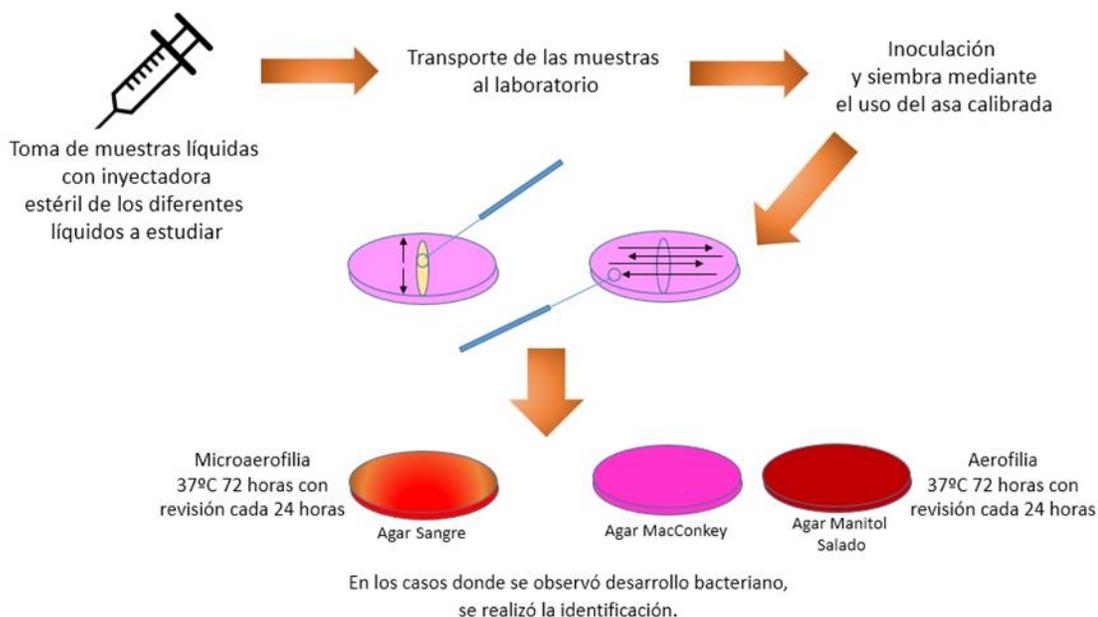


Figura 2: Método de asa calibrada

Identificación bacteriana: Se realizó de acuerdo con lo descrito por Koneman y col. (17). Las bacterias del grupo *Staphylococcus Coagulasa Negativa* (SCN) se identificaron a nivel de especie mediante el esquema de identificación descrito por Fariña y cols. (18). Las bacterias gram negativas también se identificaron por el método API 20E.

Pruebas de susceptibilidad antimicrobiana: La susceptibilidad antimicrobiana de las cepas y detección de betalactamasas de espectro expandido en la cepa del complejo *Enterobacter cloacae* se realizó utilizando el método de difusión en disco (Kirby Bauer), de acuerdo con los criterios establecidos por el Instituto de Normas Clínicas y de Laboratorios (CLSI, 2018) (19). Los discos utilizados fueron (BD BBLTM): ampicilina (10 µg), amoxicilina/ácido clavulánico (30/15 µg), ampicilina-sulbactam (10/10 µg), piperacilina tazobactam (100/10 µg), ceftazidima (30 µg), cefotaxima (30 µg), cefepime (30 µg), cefoxitin (30 µg), gentamicina (10 µg), tobramicina (10 µg), amikacina (30 µg), ciprofloxacina (5 µg), imipenem (10 µg), eritromicina (15 µg), clindamicina (2 µg), trimetropim-sulfametoaxole (1,25/23,75 µg).

Para todos los procedimientos microbiológicos se utilizaron como cepas controles *E. coli* ATCC 25922 y *S. aureus* ATCC 25923, *E. faecalis* ATCC 29212, *P. aeruginosa* ATCC 27953 y *Klebsiella pneumoniae* ATCC 23357.

Los resultados obtenidos en el presente estudio fueron procesados mediante un análisis descriptivo, se evaluaron los fenotipos bacterianos de origen ambiental de acuerdo con sus perfiles de susceptibilidad antimicrobiana.

Resultados

En el estudio piloto, se observó desarrollo bacteriano menor a 20 UFC en las siguientes superficies: cabezal del aparato radiográfico de *Staphylococcus epidermidis* y *Staphylococcus caprae*; y tiras del chaleco de *Staphylococcus epidermidis* y *Staphylococcus aureus*. En los líquidos utilizados durante el proceso de revelado radiográfico, se observó un desarrollo bacteriano de más de 100 000 UFC/mL de agua del complejo *Enterobacter cloacae*.

En el muestreo realizado el lunes antes de comenzar la guardia clínica, se observó desarrollo bacteriano menor a 20 UFC en las siguientes superficies: cabezal del aparato radiográfico de *Staphylococcus aureus*; tiras del chaleco de *Staphylococcus aureus*; mesa del cubículo radiográfico de *Staphylococcus aureus* y tope de apertura radiográfica de *Staphylococcus caprae*. En los líquidos utilizados durante el proceso de revelado radiográfico, se observó un desarrollo bacteriano de más de 100.000 UFC/mL de agua de un bacilo gram positivo pleomórfico.

En el muestreo realizado el viernes, una vez finalizada la guardia clínica, se observó desarrollo bacteriano menor a 20 UFC en las siguientes superficies: cabezal del aparato radiográfico de *Staphylococcus aureus* y *Staphylococcus caprae*; tiras del chaleco de *Staphylococcus caprae*; mesa del cubículo radiográfico de *Staphylococcus cohnii* y tope de apertura radiográfica de *Staphylococcus aureus*. En los líquidos utilizados durante el proceso de revelado radiográfico, se observó un desarrollo bacteriano de más de 100.000 UFC/mL de agua de un bacilo gram positivo pleomórfico. En la evaluación de la susceptibilidad antimicrobiana de las especies de estafilococos aisladas del estudio piloto, se observó que *Staphylococcus aureus* mostró resistencia a la meticilina (SARM) acompañada de resistencia intermedia a la eritromicina. El resto de las especies de estafilococos (*Staphylococcus coagulasa negativo*, SCN) mostraron susceptibilidad a oxacilina, gentamicina, clindamicina, ciprofloxacina y trimetropim sulfametoxazol con resistencia a eritromicina. En el muestreo realizado antes del inicio de la guardia clínica del lunes (estudio inicial) se observó desarrollo de cepas de SARM en el cabezal del aparato radiográfico. Las cepas de SARM mostraron resistencia a otros agentes antimicrobianos como eritromicina y clindamicina.

Asimismo, se aislaron cepas de *S. caprae* que mostraron resistencia a meticilina y eritromicina. En la mesa del cubículo radiográfico se aislaron cepas de *S. aureus* que evidenciaron resistencia a eritromicina. En el muestreo realizado en las superficies una vez finalizada la guardia clínica del viernes (estudio final), se observó que *S. caprae* evidenció resistencia a meticilina, ciprofloxacina y trimetropim-sulfametoxazol aislada de las tiras del chaleco de plomo. En la mesa de cubículo radiográfico se aislaron cepas de *S. cohnii* que mostraron resistencia a eritromicina, clindamicina, trimetropim-sulfametoxazol. En el tope radiográfico se aislaron cepas de *S. aureus* que evidenciaron resistencia a eritromicina y clindamicina. El complejo *Enterobacter cloacae*, aislado del agua utilizada durante el proceso de revelado radiográfico, es productor de enzimas beta-

lactamasas de espectro expandido (BLEE) tipo AmpC cromosomal inducible, por mostrar resistencia a: amoxicilina-ácido clavulánico, ampicilina sulbactam, resistencia intermedia a cefotaxime y sensibilidad a: cefepime e imipenem. Por otra parte, la antibiotipia demostró que la especie *S. epidermidis* aislada del cabezal del aparato radiográfico es igual a la especie de *S. epidermidis* aislada de las tiras del chaleco. (Tabla 1).

Tabla 1. Antibiotipos de especies de *Staphylococcus* aisladas de superficies de la Clínica de Radiología Oral de la Facultad de Odontología de la Universidad de Los Andes. Estudio Piloto.

Superficies	Cepa	Especie	Antibiotipo
Cabezal del aparato Rx	2AP	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	OX ^S GEN ^S E ^R CC ^S CIP ^S TXS ^S
Cabezal del aparato Rx	2BP	<i>Staphylococcus caprae</i>	OX ^S GEN ^S E ^R CC ^S CIP ^S TXS ^S
Tiras de Chaleco	5AP	<i>Staphylococcus aureus</i>	OX ^R GEN ^S E ^R CC ^S CIP ^S TXS ^S
Tiras de Chaleco	5BP	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	OX ^S GEN ^S E ^R CC ^S CIP ^S TXS ^S

OXA: Oxacilina, GEN: Gentamicina, E: Eritromicina, CC: Clindamicina, CIP: Ciprofloxacina, SXT: Trimetoprim/sulfametoxazole.

S: Susceptible, R: Resistente

Se observaron diferentes antibiotipos de *S. aureus* en las superficies muestreadas (Tabla 2).

Tabla 2. Antibiotipos de especies de *Staphylococcus* aisladas de superficies de la Clínica de Radiología Oral de la Facultad de Odontología de la Universidad de Los Andes. Estudio Inicial.

Superficies	Cepa	Especie	Antibiotipo
Cabezal del aparato Rx	2AL	<i>Staphylococcus aureus</i>	OX ^R GEN ^S E ^R CC ^S CIP ^S TXS ^S
Tiras de Chaleco	5AL	<i>Staphylococcus aureus</i>	OX ^S GEN ^S E ^S CC ^S CIP ^S TXS ^S
Mesa del cubículo Rx	6AL	<i>Staphylococcus aureus</i>	OX ^S GEN ^S E ^R CC ^S CIP ^S TXS ^S
Tope Rx	7AL	<i>Staphylococcus caprae</i>	OX ^R GEN ^S E ^R CC ^S CIP ^S TXS ^S

OXA: Oxacilina, GEN: Gentamicina, E: Eritromicina, CC: Clindamicina, CIP: Ciprofloxacina, SXT: Trimetoprim/sulfametoxazole.

S: Susceptible, I: Intermedio, R: Resistente

Por último, se aprecia la disparidad entre los antibiotipos de la especie *S. aureus* y la especie *S. caprae* aislada de las diferentes superficies muestreadas (Tabla 3).

Tabla 3. Antibiotipos de especies de *Staphylococcus* aisladas de superficies de la Clínica de Radiología Oral de la Facultad de Odontología de la Universidad de Los Andes. Estudio Final.

Superficies	Cepa	Especie	Antibiotipo
Cabecal del aparato Rx	2AV	<i>Staphylococcus caprae</i>	OX ^S GEN ^S E ^S CC ^S CIP ^S TXS ^S
Cabecal del aparato Rx	2CV	<i>Staphylococcus aureus</i>	OX ^S GEN ^S E ^S CC ^S CIP ^S TXS ^S
Tiras de Chaleco	5AV	<i>Staphylococcus caprae</i>	OX ^R GEN ^S E ^S CC ^S CIP ^R TXS ^R
Mesa del cubículo Rx	6BV	<i>Staphylococcus cohnii</i>	OX ^S GEN ^S E ^R CC ^R CIP ^S TXS ^R
Tope Rx	7AV	<i>Staphylococcus aureus</i>	OX ^S GEN ^S E ^R CC ^R CIP ^S TXS ^S

OXA: Oxacilina, GEN: Gentamicina, E: Eritromicina, CC: Clindamicina, CIP: Ciprofloxacina, SXT: Trimetoprim/sulfametoxazole.

S: Susceptible, R: Resistente

Discusión

La radiografía oral constituye una herramienta útil y necesaria para el diagnóstico y tratamiento de las patologías bucales. Generalmente, el procedimiento de la toma y revelado radiográfico no es considerado invasivo; sin embargo, siempre existe un riesgo de contaminación cruzada entre los pacientes y el personal odontológico con fluidos de la cavidad oral como sangre y saliva, ya que éstas albergan gran cantidad de microorganismos (4,5,6). En ocasiones la rigidez de la película radiográfica produce laceraciones en la mucosa de la cavidad bucal mezclando la saliva con sangre. Sin embargo, la infección también puede transmitirse por la contaminación de superficies, líquidos de revelado en la clínica de radiología oral (6,11). El control de infección en odontología, es considerado un tema que ha tomado mucha importancia en años recientes y los protocolos establecidos para la prevención de una contaminación cruzada son prácticas comunes aplicadas en muchos países (4,5,6,7,11).

Sin embargo, por múltiples factores, muchas veces la aplicación de estas medidas no se realiza de manera satisfactoria, lo cual queda evidenciado por los resultados obtenidos en el presente estudio. Las superficies radiográficas muestreadas presentaron un bajo nivel de contaminación (< 20 UFC), lo cual difiere de los valores presentados por Paipay y cols. (6) quienes presentan en sus resultados altos valores de contaminación en superficies radiográficas (>200 UFC); al igual que en los resultados presentados por Arredondo⁸, quien también presentó alto grado de contaminación bacteriana en las superficies radiográficas (>250 UFC). La totalidad de las bacterias aisladas en las superficies muestreadas de la presente investigación estuvo representada por el género *Staphylococcus*, siendo *S. aureus* la especie aislada en mayor proporción, seguido por el grupo de SCN. Con respecto a los líquidos de revelado, sólo demuestra relevancia la carga bacteriana presente en el agua de la muestra recolectada en el estudio piloto (> a 100.000 UCF/mL), lo cual difiere de los resultados descritos por Ozsevik y cols. (9), ya que en dicho estudio no evidenció ningún crecimiento microbiano en las soluciones de revelado radiográfico.

En el presente estudio, el agua de los tanques de revelado radiográfico presentó un alto grado de contaminación por el complejo *Enterobacter cloacae*, lo cual coincide con los resultados expuestos por Jardim y cols. (10) en el cual se describe la contaminación de agua de tanques de revelado radiográfico con presencia de dicho microorganismo. Es importante destacar que en el estudio de las muestras de líquidos de revelado radiográfico, específicamente en el agua del estudio inicial y del estudio final, hubo desarrollo significativo de un bacilo gram positivo pleomórfico, corto, no esporulado ($>$ a 100.000 UCF/mL), no identificado. Sin embargo, al realizar una revisión bibliográfica, se encontraron estudios como el de Ávila y cols. (20) en el cual se identificaron especies de *Corynebacterium* en el tanque de agua de las unidades odontológicas, jeringa triple y pieza de mano. Si bien los resultados del presente estudio no representan un alarmante riesgo, permiten confirmar la posibilidad de contaminación bacteriana en las superficies y agua de los líquidos de revelado radiográfico de la clínica de Radiología Oral y Maxilofacial de la FOULA.

Las bacterias que se desarrollaron en las superficies evaluadas en el presente estudio generalmente pertenecen a la microbiota habitual del ambiente y del humano. En el hombre, algunas bacterias se encuentran en la piel, cavidad bucal, vía respiratoria alta, aparato gastrointestinal y urogenital; sin embargo, pueden ser responsables de varias enfermedades. Las infecciones pueden desarrollarse cuando estos microorganismos son llevados a los sitios donde no se encuentran generalmente y los mecanismos de defensa del huésped no son capaces de restringirlos (21). *S. aureus* se ha convertido en uno de los patógenos hospitalarios de interés epidemiológico, ya que es el agente causal de diversas enfermedades con una elevada morbilidad y mortalidad. Esta bacteria representa el agente etiológico más común de las infecciones piógenas y puede aislarse en casos de abscesos dentales, osteomielitis facial, faringitis y sinusitis. Además, algunas especies se asocian con frecuencia a una gran variedad de infecciones de carácter oportunista. Las especies del grupo SCN son consideradas en la actualidad una causa importante de infección, principalmente en pacientes inmunosuprimidos del medio hospitalario (21,22). La metilicina, es el antibiótico de elección en el tratamiento de infecciones estafilocócicas. Las especies del género *Staphylococcus* han mostrado un aumento en el patrón de resistencia a la metilicina desde su uso como terapia de elección para infecciones estafilocócicas en 1961 (23). Los patrones de susceptibilidad antimicrobiana evaluados en el presente estudio mostraron cepas de SARM, lo cual resulta bastante alarmante ya que la resistencia a la metilicina implica resistencia a más de 20 antibióticos betalactámicos (24). SARM es responsable de infecciones que afectan al tejido cutáneo y subcutáneo (lesiones supuradas o abscesificadas), infecciones de heridas quirúrgicas, bacteriemia, neumonía, osteomielitis, artritis, infecciones asociadas a catéter intravascular o sondaje urinario. En consecuencia, se pueden presentar complicaciones de estas infecciones estafilocócicas, entre las cuales se destacan la bacteriemia estafilocócica que puede desencadenar el shock séptico e infecciones metastásicas graves, como la endocarditis aguda, miocarditis, pericarditis, meningitis, artritis, osteomielitis, neumonía y abscesos (25). El aislamiento de cepas de SARM es también un factor clave de transcendencia clínico-terapéutica y sobre los costos

sanitarios, por la necesidad de tratamientos antibióticos parenterales que prolongan la estancia media de los pacientes afectados. Además, el uso masivo y selectivo de glucopéptidos, puede llegar a desencadenar, por presión selectiva, la resistencia este tipo de compuestos, con imprevisibles consecuencias (26,27,28). En el presente trabajo se evidenció que algunas cepas de SARM y *S. aureus* sensibles a meticilina también mostraron resistencia a eritromicina y a clindamicina, lo cual coincide con los resultados presentados por Morales y cols.29, quienes aislaron y tipificaron cepas de SARM y *S. aureus* sensibles a meticilina en ambientes hospitalarios, mostrando estos mismos fenotipos de resistencia. Así mismo, estos resultados coinciden con lo presentado por Castellano y cols. (24) quienes aislaron cepas de SARM y SCN con los mismos fenotipos de resistencia encontrados en la presente investigación. En lo referente al complejo *Enterobacter cloacae* identificado en el presente estudio, representa una de las enterobacterias de mayor importancia, debido a que se ha observado que en los últimos años es uno de los patógenos más importantes involucrado en infecciones hospitalarias en pacientes inmunocomprometidos y en pacientes con enfermedad periodontal (30,31,32).

También es de gran relevancia clínica ya que se ha descrito en este microorganismo un patrón de multiresistencia antimicrobiana (33,34). El complejo *Enterobacter cloacae* forma parte de la microbiota habitual del tracto gastrointestinal del hombre; no obstante en los últimos años ha surgido como un patógeno hospitalario importante. Este microorganismo exhibe una alta frecuencia de mutaciones que le confiere resistencia a diferentes agentes antimicrobianos entre los cuales se destacan las beta-lactámicos de amplio espectro y penicilinas con inhibidores de betalactamasas (34,35,36). En el presente estudio, la detección de los mecanismos de resistencia, a través de las pruebas de susceptibilidad antimicrobiana realizadas a la cepa bacteriana identificada como complejo *Enterobacter cloacae*, evidenció la producción de enzimas beta-lactamasas de espectro expandido (BLEE) tipo AmpC cromosomal inducible. Este hecho es de gran relevancia desde el punto de vista del manejo terapéutico del paciente, en virtud que se ha descrito que este complejo *Enterobacter cloacae* posee, a nivel cromosomal, una enzima betalactamasa tipo AmpC inducible, la cual les confiere resistencia a cefalosporinas de 1°, 2° y 3° generación y betalactámicos con inhibidores, siendo sensibles sólo a carbapenemos y cefalosporinas de 4° generación (19,37). Lo cual limita el tratamiento antimicrobiano de elección de periodontitis en los pacientes colonizados por este tipo de bacteria en la cavidad oral a causa de una infección cruzada adquirida en el ambiente odontológico (38).

Los métodos de tipificación bacteriana representan una herramienta de gran utilidad para el estudio de la epidemiología del control de infecciones en centros de salud, dentro de los cuales no escapan las unidades odontológicas. En el laboratorio de microbiología, el antibiograma permite establecer los patrones de susceptibilidad de las bacterias aisladas de diferentes fuentes: humanas o ambientales.

La antibiotipia permitió establecer los fenotipos de las especies bacterianas aisladas en el presente estudio. Las cepas de *Staphylococcus epidermidis* aisladas de las diferentes superficies presentaron igualdad en los patrones de susceptibilidad, siendo resistentes a eritromicina. El resto de las especies de estafilococos aisladas (*S. aureus*, *S. epidermidis*, *S. caprae* y *S. cohnii*) presentaron desigualdad en el antibiotipo, lo cual concuerda con los resultados expuestos por Castro y cols. (39), quien evidenció distintos comportamientos en la fenotipificación de resistencia de las distintas cepas aisladas para el grupo de SCN, *S. aureus* y SARM de origen hospitalario y comunitario.

Conclusiones

En el presente estudio se demostró la presencia de bacterias potencialmente patógenas aisladas tanto en superficies de contacto (*S. aureus*, *S. epidermidis*, *S. caprae*, *S. cohnii*) como en el agua de los líquidos de revelado radiográfico (Complejo *Enterobacter cloacae*), encontrándose en este último enterobacterias en una proporción bastante elevada. La evaluación de los patrones de susceptibilidad antimicrobiana demostró la presencia de SARM y de especies de SCN multirresistentes, donde la antibiotipia permitió establecer la relación entre dos cepas de *S. epidermidis* aisladas de diferentes superficies muestreadas, así como la presencia de un antibiotipo del complejo *Enterobacter cloacae* multirresistente en el agua que se utilizó en el proceso de revelado radiográfico.

Recomendaciones

Los resultados obtenidos en la presente investigación manifiestan la necesidad de desarrollar e implementar un nuevo y estricto protocolo de bioseguridad y control de infección, el cual debe tener un monitoreo epidemiológico especialmente en los líquidos de revelado radiográficos, y de esta manera se tendrá un mejor control de infecciones durante la práctica radiográfica en la mencionada unidad de estudio.

Referencias

1. Escolano J, Velazco E, Alviárez M, Briceño A, Molina M. Microbiota bacteriana de la indumentaria del personal odontológico de la clínica privada, Mérida, Venezuela. *Rev Venez Invest Odont IADR*. 2017;5(2): 204-2017.
2. Barrios J, Delgado-Iribarren A, Ezpeleta C. Control microbiológico ambiental. *Rev. Seimc [En línea]*. 2012. 42. Disponible en: <http://www.seimc.org/contenidos/documentoscientificos/procedimientosmicrobiologia/seimc-procedimientomicrobiologia42.pdf>
3. Rodríguez-Alonso E, Rodríguez-Monje M. Tratamiento antibiótico de la infección odontogénica. *Rev. Terapéutica*. 2009;33(3): 67-79.
4. Freitas C, Dias L, Araujo C. Assessment of microbiological contamination of radiographic devices in School of Dentistry. *Braz Dent Sci*. 2012;15(1): 39-46.
5. Pinheiro SL. Assessment of microbial contamination of radiographic equipment and materials during intraoral imaging procedures. *Restorative Dentistry, PUC-Campinas Dental School, Vinhedo, Campinas, São Paulo, Brazil. Minerva Stomatol*. 2012;61(5): 197-203.
6. Paipay L, Calderón V, Maurtua D, Cristóbal R. Evaluation of microbiological contamination on radiographic equipment in a private dental clinic. *Rev Estomatol Herediana*. 2014;24(2): 73-81.
7. Centers for Disease Control Recommended infection control practices for dentistry. *MMWR*. 1986; 35: 237-242.
8. Arredondo D. Aplicación de métodos de asepsia y desinfección en la Práctica de la radiología intraoral. [Tesis Odontólogo]. Universidad de Chile, Facultad de Odontología; 2006.
9. Ozsevik S, Cicek E, Bodrumlu E, Guney AK. Bacterial survival in the radiographic processes. *Gaziantep University Dental Faculty, Operative Dentistry and Endodontics Department Gaziantep, Turkey. Minerva Stomatol*. 2012;61(4): 135-40.
10. Jardim E, Gaetti E, Schweitzer C, Landucci L, Pescinini L. Microbial contamination of radiographic developing and fixing solutions: risk of cross infection. 2011;11(2): 193-198.
11. Lee G, Calderón V, Sacsquisque S. Bacterias en superficies contactadas durante las tomas radiográficas orales. *Rev. Estomatol. Herediana*. 2016;26(1): 4-12.
12. Gamboa, G. Limpieza y desinfección relacionada con transmisión de microorganismos patógenos. *Revista Criterios*. 2019;26(1): 71-79

13. Chacón I, Yépez J, Castillo J, Urdaneta L, Chidiak S, Jarpa P, et al. Aislamiento de especies de *Pseudomonas* de las líneas de agua de las unidades odontológicas. *Rev. Acta Odontológica Venezolana*. 2010;48(1): 80-85.
14. Zambrano M, Rodríguez H, Urdaneta L, González A, Nieves B. Monitoreo bacteriológico de áreas clínicas odontológicas: estudio preliminar de un quirófano. *Rev. Acta Odontológica Venezolana*. 2007;42(2): 160-165.
15. Arias F. El proyecto de investigación. Inducción a la metodología científica. 5ta ed. Venezuela: Editorial Episteme; 2006.
16. Hernández R, Fernández C y Baptista P. Metodología de la investigación. 4ta ed. México: Mc Graw Hill; 2006.
17. Koneman, E., Washington, W., Allen, S., Janda, W., Procop, G., Schreckenberger, P., Woods, G. 2008. *Koneman Diagnóstico Microbiológico*. Editorial Médica Panamericana; 2008.
18. Fariña N, Carpinelli L, Samudio M, Guillén R, Laspina F et al. *Staphylococcus coagulasa-negativa* clínicamente significativos. Especies más frecuentes y factores de virulencia. *Rev Chilena de Infectología*. 2013;30(5): 480-488.
19. Weinstein M., et al. Performance Standards for Antimicrobial Susceptibility Testing. Clinical and Laboratory Standards Institute; 2018.
20. Ávila L, Estupiñán-Torres S, Estupiñán-Torres D. Indicadores de calidad bacteriológica del agua en unidades odontológicas. *Rev. Fac. Med*. 2014;62(1): 111-117.
21. Mandell, G., Bennett, J. y Dolin, R. 2012. *Staphylococcus aureus* (incluido el shock del síndrome tóxico). En Mandell GL, Bennett JE, Dolin R. *Enfermedades Infecciosas. Principios y Práctica*. 7ma ed. Barcelona: Elsevier; 2012. p. 2543-2582.
22. Murray, R., Rosenthal, K y Pfaller, M. *Microbiología Médica*. España: Elsevier; 2017.
23. Tong, Sy., Davis, JS., Eichenberger, E., Holland, TL., Fowler, VG. *Staphylococcus aureus* infections: epidemiology, pathophysiology, clinical manifestations, and management. *Revista Clinic Microbiology*. 2015;28(3): 603-661.
24. Castellano, M., Perozo, A., Leal, J., Maldonado, C. Frecuencia y resistencia antimicrobiana en *Staphylococcus*. *Revista Kasmera*. 2017;46(1): 26.
25. Gómez, L., Núñez, D., Perozo, A., Bermúdez, J., Marín, M. *Staphylococcus aureus* con resistencia múltiple a los antibióticos (MDR) en un Hospital de Maracaibo Venezuela. *Revista Kasmera*. 2016; 44(1): 53-65.

26. Camarena J, Sánchez R. Infección por *Staphylococcus aureus* resistente a meticilina. Rev. Seimc [En línea]. [Consulta el 18 de Septiembre de 2014]. Disponible en: <https://www.seimc.org/contenidos/ccs/revisionestematicas/bacteriologia/sarm.pdf>
27. Rincón H, Navarro K. Revista Médica. Tendencias de resistencia antimicrobiana en patógenos aislados de infecciones nosocomiales. 2016;54(1): 32-41.
28. Díaz L, Medina M, Duque A, Miguélez R. Susceptibilidad antimicrobiana en muestras clínicas de pacientes con infecciones asociadas a la atención de salud. Revista Habanera de Ciencias Médicas. 2017;6(3): 337.
29. Morales G, Chávez K. Caracterización de la resistencia in vitro a diferentes antimicrobianos en cepas de *Staphylococcus spp.* en una institución hospitalaria de la ciudad de Valledupar entre enero y julio de 2009. Rev. Ciencias de la Salud. 2012;10(2): 5-13.
30. Farias F. Enfermedad periodontal. ODOUS Científica. 2003;4(1): 22.
31. Medina A. Efecto de las enterobacterias en pacientes con periodontitis crónica. Av. Periodon. Implantol. 2010;22,1: 27-35.
32. Silva F y Martínez P. Complejo *Enterobacter cloacae*. Rev. Chilena Infectol. 2018, 35(3): 297-298.
33. Seral C, Gude, MJ y Castillo F. Emergencia de Beta lactamasas AmpC plasmídicas (pAmpC o cefamicinasas): Origen, importancia, detección y alternativas terapéuticas. Rev. Esp. Quimioter. 2012;25(2): 89-99.
34. Fica C. Alberto. Resistencia antibiótica en bacilos gram negativos, cocáceas gram positivas. Implicaciones terapéuticas. Rev. Med. Clin. 2014;25(3): 432-444.
35. Alonso-Morales A, Muñoz-Castillo M, Carreon-Valle E, Silva-Sánchez J, Castro-Alarcón N. Tipificación molecular de aislamientos clínicos del complejo *Enterobacter cloacae* productores de β -Lactamasas de espectro extendido. Rev. Ciencias de la Salud. 2009;34(1): 64.
36. Tato-Rodríguez R, Oteo-Iglesias J, Álvarez-García P, Zamora-López M et al. Brote de *Enterobacter cloacae* Complex multirresistente productor de CTX-M-9 en una unidad de cuidados intensivos. Enferm. Infecc. Microbiol. Clin. 2016;34(4): 237-242.
37. Martínez, D. Betalactamasas tipo AmpC: generalidades y métodos de detección fenotípica. Rev Soc Venez Microb. 2009;29:7 8-83.
38. Moreno A y Gómez J. Terapia antibiótica en odontología de práctica general. Revista ADM. 2012;69(4): 168-175.

39. Castro, R., Villafañe, L., Rocha, J., Alvis, N.2018. Resistencia antimicrobiana en *Staphylococcus aureus* y *Staphylococcus epidermidis* y fenotipos de multirresistencia, Cartagena (Colombia). *Revista Biosalud*. 2018;17(2):25-36