



UNIVERSIDAD MICHOACANA DE SAN NICOLÁS DE HIDALGO

FACULTAD DE ODONTOLOGÍA

DIVISIÓN DE ESTUDIOS DE POSGRADO DE LA FACULTAD DE
ODONTOLOGÍA

ESPECIALIDAD EN ORTODONCIA

TESIS

**CONTROL DE INFECCIONES CLÍNICAS. EVALUACIÓN
INICIAL EN LA ESPECIALIDAD DE ORTODONCIA DE LA
UNIVERSIDAD MICHOACANA DE SAN NICOLÁS DE
HIDALGO**

Para obtener la especialidad de Ortodoncia

Presenta:

C.D. NAYELI PAOLA VARGAS HERMO

ASESOR:

DR. RENATO NIETO AGUILAR

COASESOR:

CMF. MIGUEL TAPIA RUIZ

ASESOR METODOLÓGICO:

DRA. DEYANIRA SERRATO OCHOA

MORELIA, MICHOACÁN, ENERO 2017

DEDICATORIA

A mis papás Janet y Roberto:

Por su incondicional apoyo a lo largo de toda mi vida, por creer en mí, por motivarme a seguir adelante a pesar de cualquier obstáculo, por guiarme y corregirme cuando me equivoco. Por enseñarme a ser independiente y aspirar a lograr lo que me proponga.

A mi hermano Carlos:

Por que como buen hermano mayor siempre al pendiente, por mostrarme que el camino al éxito no es fácil pero si te esfuerzas lo suficiente te vas acercando. Por ser mi ejemplo.

A mi novio Luis Miguel:

Por siempre ayudarme cuando lo necesitaba, por su compañía, por darme ánimos y ayudarme a ser mejor. Por su amor y comprensión.

A mi amiga Michelle:

Por ser la mejor amiga que puedo tener, gracias por todo siempre. Por enseñarme que nada es lo suficientemente malo como para detenerte.

A Cinthya, Gema e Ivette:

Por ayudar a integrarme, por convertirse en mis amigas, por sus consejos y ayuda durante la especialidad.

Los quiero mucho, sin todos ustedes no habría sido posible concluir esta parte tan importante en mi vida. Gracias por su confianza en mí.

AGRADECIMIENTOS

Gracias a mis compañeras por su apoyo y compañía durante estos últimos tres años, y que se han convertido ahora en grandes amigas.

Agradezco a todos mis profesores en el posgrado por brindarme los conocimientos y herramientas necesarias para que me fuera posible llegar a la culminación de la especialidad.

La realización de este proyecto pudo ser posible gracias al indispensable apoyo de los insumos necesarios gestionados por el CFM Miguel Tapia Ruiz y por el Dr. Jesús Villagrán. Así como la recepción, proceso y análisis de muestras por QFB Laura Báez y todo el personal del servicio de microbiología del hospital general “Dr. Miguel Silva” de Morelia.

En forma especial gracias al Dr. Renato Nieto Aguilar y a la Dra. Deyanira Serrato Ochoa, por su asesoramiento, correcciones, recomendaciones y motivación para iniciar, realizar y concluir la presente tesis.

INDICE

• Relación de cuadros, gráficas e ilustraciones.....	6
• Resumen	8
• Abstract.....	9
• Glosario.....	10
• Introducción.....	11
• Antecedentes generales.....	12
• Antecedentes específicos.....	16
• Justificación.....	19
• Objetivos.....	20
○ Objetivo general.....	20
○ Objetivos específicos.....	20
• Hipótesis.....	21
○ Hipótesis de trabajo.....	21
○ Hipótesis nula.....	21
• Materiales y métodos.....	21

○ Pruebas microbiológicas.....	27
• Resultados	33
• Discusión.....	39
• Conclusiones.....	40
• Recomendaciones.....	42
• Sugerencias para trabajos futuros	43
• Referencias bibliográficas.....	45

RELACIÓN DE CUADROS, GRÁFICAS E ILUSTRACIONES

- Tabla 1: Horario de muestreo en la clínica de ortodoncia de la UMSNH
- Ilustración 1: Muestreo en superficie de jeringa triple
- Ilustración 2: Muestreo de la superficie de la lámpara de la unidad dental
- Ilustración 3: Muestreo de agua proveniente de la jeringa triple
- Ilustración 4: Muestreo de superficie del arenador
- Ilustración 5: Muestreo de la superficie de CEyE
- Ilustración 6: Medio de cultivo deshidratado agar Mac Conkey
- Ilustración 7: Medio de cultivo deshidratado agar sal y manitol
- Ilustración 8: Medio de cultivo deshidratado base de agar sangre
- Ilustración 9: Pesaje de medio de cultivo y medición de agua en pipeta para su preparación
- Ilustración 10: Homogenización de la mezcla
- Ilustración 11: Esterilización
- Ilustración 12: Vaciado del preparado en cajas de Petri
- Ilustración 13: Aplicación de calor para retirar burbujas
- Ilustración 14: Deshidratación en campana de flujo laminar
- Ilustración 15: Estriado de medio de cultivo
- Ilustración 16: Siembra de muestra en medio de cultivo
- Ilustración 17: Desarrollo de colonias bacterianas en agar base sangre
- Ilustración 18: Desarrollo de colonias en agar sal y manitol y mac conkey
- Ilustración 19: Tinción con cristal violeta
- Ilustración 20: Cristal violeta
- Ilustración 21: Colocación de solución yodada o lugol
- Ilustración 22: Lugol
- Ilustración 23: Colocación de alcohol-cetona
- Ilustración 24: Alcohol-cetona
- Ilustración 25: Reacción de prueba catalasa y peroxidasa
- Ilustración 26: Reacción de prueba coagulasa
- Ilustración 27: Reacción de prueba DNAsa
- Ilustración 28: Colocación de solución salina
- Ilustración 29: Aislado de colonia con asa estéril

- Ilustración 30: Ajuste de turbidez en densitómetro
- Ilustración 31: Tarjeta GN para VYTEK
- Ilustración 32: Inoculación de tarjetas por tubo de transición
- Ilustración 33: Tarjetas y antibiogramas inoculadas
- Ilustración 34: Muestras en VYTEK
- Grafica 1: Número de muestras con contaminantes
- Tablas 2: Microorganismo encontrados en el cultivo de muestras en diferentes horarios

RESUMEN

El objetivo del presente trabajo fue analizar las superficies de mayor contacto en la clínica de ortodoncia del Posgrado de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, esto con la finalidad de determinar qué tipo de organismos patógenos se encuentran en dichas superficies en diferentes horarios para poder conocer si el protocolo de control de infecciones cruzadas llevado a cabo es correcto.

Se tomaron muestras del maneral de la lámpara de la unidad dental, de la superficie de la jeringa triple y del agua proveniente de esta. Se muestreó también el área de CEyE y los arenadores de uso común en la clínica, esto durante diferentes horarios intercalando entre la atención a pacientes y limpieza y al azar en distintas unidades dentales. Todas las muestras fueron realizadas con hisopos estériles y depositados en un medio de transporte de tioglicolato.

Las muestras fueron recibidas en el servicio de microbiología del Hospital Dr. General Miguel Silva de Morelia, en donde se sembraron de tres medio de cultivo: agar base sangre, agar McConkey y agar sal y manitol. Las muestras se incubaron durante 24 horas para su posterior análisis completo. Se llevaron a cabo las pruebas de tinción de Gram, cuagulasa, catalasa, desoxirribonucleasa y prueba de identificación bacteriológica mediante VYTEK.

Una vez obtenidos los resultados se encontró el 83.33% de las setenta y ocho muestras analizadas con contaminantes microbianos, el 100% de las muestras obtenidas de la superficie de lámpara se encontraron contaminadas. La superficie con menor cantidad de muestras contaminadas fue el área de CEyE (6%).

Los organismos patógenos identificados mediante VYTEK fueron los siguientes: *Pseudomonas Oryzihabitans*, *Pseudomonas Pútida*, *Acitenobacter Radioresistens*, *Streptococcus Sanguinis*, *Pantoea sp*, *Streptococcus Parasanguinis*, *Acitenobacter Baumannii* y *Enterobacter Aerogenes*. Estos microorganismos se encontraron en el 14.11% de las muestras analizadas, la mayoría de ellos se encontraron en la superficie de la lámpara (61.53% de las muestras contaminadas con microorganismos patógenos). Se concluye que existen fallas en el protocolo de control de infecciones ya que las superficies contaminadas no mostraron diferencias en los distintos horarios antes y después de la limpieza.

Palabras clave: contaminación en clínicas, análisis bacteriológico, control de infecciones.

ABSTRACT

The aim of this study was to analyze the surfaces which have more contact with the patients and the dentists in the clinic of orthodontics at the Michoacana University (Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo), to determine what type of pathogenic organisms were found in those surfaces at different times to know if the cross-infection control protocol installed was correct

Samples were taken as follows: from the dental unit's lamp, the surface of the triple syringe and the water coming from it, the area of sterilization and packaging and the surface of common use blasters in the clinic were sampled as well, at different times interspersed between patient care and cleaning also randomly in different dental units. All samples were performed with sterile swabs and deposited in a conveyance of thioglycolate.

The samples were received and processed at the Microbiology Service of the General Hospital "Dr. Miguel Silva" in Morelia, where they were planted on three culture media: blood agar base, MacConkey agar and salt mannitol agar. Samples were incubated during 24 hours for further comprehensive analysis, carrying out the following tests: Gram stain, coagulase, catalase, DNase and bacteriological identification test by VYTEK.

After obtaining the results it was found that 83.33 % of the seventy eight samples analyzed contained microbial contaminants, 100% of the samples obtained from the surface of lamp were found contaminated, the surface with less contaminated samples was the area sterilization and packaging (6 %).

Pathogens identified by VYTEK were: *Pseudomonas oryzihabitans* , *Pseudomonas putida* , *Acitenobacter Radioresistens* , *Streptococcus sanguinis* , *Pantoea sp* , *Streptococcus parasanguinis* , *Acitenobacter baumannii* and *Enterobacter Aerogenes*. This microorganisms were found in 14.11 % of the samples analyzed, the majority of they were found on the surface of the lamp (61.53 % of the samples contaminated with pathogenic microorganisms).

It is concluded that there are flaws in the infection control protocol as contaminated surfaces showed no differences in the various times before and after cleaning.

Key words: contamination in dental clinics, infection control, bacteriological analysis

GLOSARIO

Personal dental: término inclusivo que se refiere a todos aquellos involucrados en la práctica dental, como son, odontólogos, personal de soporte clínico y administrativos.

Zona contaminada: es el área en la cual ocurre contaminación por fluidos de pacientes como sangre y saliva, puede darse por transferencia, salpicaduras. Incluye el campo operatorio, así como el área de limpieza del instrumental y cuarto de esterilización. La contaminación deberá estar limitada a estas áreas.

Desinfección: destrucción de patógenos y otro tipo de microorganismo por medios físicos o químicos.

Control de infecciones: en la práctica dental su propósito es prevenir la transmisión de agentes infecciosos como bacterias, virus, hongos de un paciente a otro, del personal a pacientes y de pacientes a personal.

Patógeno: cualquier microorganismo cuya supervivencia es dependiente de su capacidad para replicarse y persistir en o dentro de otras especies, al atravesar o destruir las barreras humores y celulares del huésped.

Patógeno oportunista: organismo que existe en forma inofensiva formando parte del ambiente del cuerpo humano y no se convierte en una amenaza para la salud hasta que fracasa el sistema inmunitario corporal.

Contaminación microbiana: es la contaminación producida por los microorganismos bacterianos, puede ser utilizada como indicador de calidad o salubridad.

Flora oral: conjunto de gérmenes que conviven con el huésped sin causarle enfermedad dentro de la cavidad bucal.

Análisis bacteriológico: procedimientos que se siguen para determinar la presencia, identificación y cantidad de microorganismos patógenos e indicadores de contaminación.

Medio de cultivo: es un sustrato o una solución de nutrientes que permite el desarrollo de microorganismos.

Pruebas microbiológicas: conjunto de procedimientos y técnicas complementarias empleadas para establecer el tipo de microorganismo presente en un medio de cultivo.

INTRODUCCIÓN

La cavidad oral es un ambiente que por sí misma provee de nutrientes para el crecimiento bacteriano. La placa dental, tanto supragingival como aquella dentro de la bolsa periodontal, es la mayor fuente de estos microorganismos. En la boca se albergan bacterias y virus provenientes de la nariz, garganta y el tracto respiratorio. Cualquier procedimiento dental que tenga potencial para producir aerosoles que contengan saliva causará contaminación con los organismos de todas o alguna de las fuentes mencionadas (Abichandani y Nadiger, 2013).

11

Por ello las clínicas odontológicas están constantemente expuestas a fluidos biológicos como son la saliva, el fluido gingival y la sangre, los cuales son los causantes de infecciones cruzadas. Es por esta razón que los odontólogos como los pacientes y los trabajadores que ahí se encuentran están expuestos a contagios de enfermedades.

Los odontólogos se encuentran expuestos a la transmisión de virus como: hepatitis B, hepatitis C y VIH, ya que la profesión involucra el uso de instrumentos pequeños, filosos y contaminados con sangre u otros fluidos corporales. Algunas de las medidas preventivas que deben llevarse a cabo por los profesionales son: mantener uñas cortas y limpias, no utilizar joyería o relojes, practicar el lavado de manos antes y después de la atención de cada paciente. Esto reduce el número de microorganismos residentes y transitorios que son capaces de transmitir enfermedades. Se recomienda el uso de ropa protectora como uniformes, así como no consumir bebidas ni alimentos en la zona clínica y de esterilización, la utilización de gafas de protección como prevención de daños en ojos por partículas macroscópicas y organismos microscópicos y el uso guantes para evitar heridas químicas e infección por microbios. Es recomendable también contar con las inmunizaciones para hepatitis A, hepatitis B, varicela, meningitis, rubéola, influenza, tétanos y difteria (Abichandani y Nadiger, 2013).

Es necesario instalar un protocolo de desinfección y limpieza en todas las clínicas odontológicas, que sea aplicable a todas las acciones que realiza el profesional de salud, ya que a pesar de los avances en esta área se siguen presentando infecciones en los pacientes y personal de centros de salud pública. Por lo cual en este trabajo de investigación se pretende identificar el tipo de bacterias que se desarrollan en las superficies de mayor riesgo a que se inicie una contaminación cruzada en la clínica de

posgrado de ortodoncia de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, para así lograr proponer un protocolo de control de infecciones adecuado para las necesidades de dicha clínica.

ANTECEDENTES GENERALES

Según distintos estudios que se han realizado en instituciones de salud, tanto en el país como en el extranjero, demostraron la presencia de niveles bacterianos elevados (Muñoz Escobedo *et al.*, 2006). Ello representa un alto riesgo para generar procesos infecciosos.

Las prácticas deficientes de control de infecciones en instituciones de salud provocan un aumento en las infecciones de pacientes hospitalizados, ya que dichos pacientes se encuentran inmunosuprimidos, o fueron sometidos a procedimientos médicos y técnicas invasivas, las cuales crean vías de infección. Por otro lado promueve la hacinación y transmisión de poblaciones de bacterias farmacorresistentes encontradas en estos centros (Acosta-Gio *et al.*, 2008).

El control de infecciones apropiado beneficiará no solo a pacientes, sino también a personal de salud, extendiéndose a los acompañantes y a los contactos personales de trabajadores de instituciones de salud. A continuación se expondrá una reseña de los estudios generados al momento actual.

En el estudio bacteriológico de Muñoz Escobedo *et al.* (2006) realizado en la Universidad Autónoma de Zacatecas, se encontraron diversos microorganismos como son: Coliformes facies, *Pseudomonas*, *Streptococcus* y *Staphylococcus* presentes en la jeringa triple y pieza de mano. La presencia de dichos microorganismos varía ya que se utiliza el agua proveniente de la red pública, varía también con la propia higiene de los depósitos de agua, tuberías, llaves esterilización o grado de desinfección de la pieza de mano y la jeringa triple. Para lo cual se propuso llevar a cabo periódicamente análisis bacteriológicos de control.

Por otro lado con el fin de evaluar la carga bacteriana, se realizó un estudio en la Facultad de Odontología de Los Andes, donde se pretendía evaluar la presencia de patógenos como *Pseudomonas*, *Staphylococcus áureos*, *Escherichia coli* y *Acinetobacter*, por medio de muestras tomadas en el quirófano “A”. Estas muestras fueron obtenidas por hisopado de la agarradera de lámpara, manguera de succión, brazo de la unidad y rejilla de

ventilación, además de una muestra obtenida del ambiente con una placa agar Tripticasa Soya con Lecitina y Tween 80, abierta sobre la bandeja de instrumentos, antes y después de tres procedimientos quirúrgicos. Los resultados arrojaron una carga bacteriana elevada y la presencia de los patógenos antes mencionados (Zambrano *et al.*, 2007).

Por otro lado, con el fin de incluir el área de radiología oral a este tipo de estudios, realizaron el siguiente estudio, “Determinación de la presencia de bacterias por medio de análisis microbiológico durante la práctica de radiología intraoral en el servicio de radiológica oral y maxilofacial de la clínica estomatológica central de la universidad peruana Cayetano Heredia”. En este estudio se encontró contaminación en las superficies de contacto en el área de radiología oral y cuarto oscuro, en este último la concentración bacteriana aumento casi al doble comparando el inicio y final de actividades. Por ello demostraron que cada vez es más importante la aplicación de protocolos de bioseguridad en el campo de la odontológica (Gihan, 2011).

En relación al agua de uso, existen normas a nivel nacional e internacional las cuales regulan la calidad del agua potable para sus diversos usos. Estas normas establecen que el agua para ser considerada potable no puede contener un NMP/100 ml menor de 2 coliformes, un número de UFC/ml máximo de 200, cero coliformes totales y fecales, por la cual al existir valores mayores a los ya mencionados se debe aumentar la cantidad de cloro residual de 0.2 a 0.5 mg por litro de agua en todos los sistemas de distribución en las clínicas (Acosta-Gio *et al.*, 2004).

La necesidad de implementar programas de monitoreo bacteriológico en las clínicas bacteriológicas nace de la detección de cargas elevadas en el ambiente, lo cual es inadecuado para la realización de actividades quirúrgicas, y hacen notar la deficiencia en el manejo de normas de desinfección. Ajenos estudios han demostrado que a pesar de que el conteo bacteriano en clínicas dentales no es significativamente mayor al presente en áreas públicas, el riesgo de transmisión es mayor en las clínicas dentales debido al tipo de microorganismos presentes, la suceptibilidad del huésped y el tiempo de exposición (Kimmerle *et al.*, 2012).

Con base en los resultados de diferentes estudios en el campo de monitoreo bacteriológico, llegaron a la conclusión de tomar medidas que reduzcan tanto el tipo como el número de bacterias encontradas en las áreas de atención odontológica.

En los tratamientos odontológicos se utiliza agua en forma líquida o en aerosol, la cual puede producir contaminación tanto microbiana como química, generada por los procesos de degradación de los metales y materiales de transporte. Es de vital importancia conocer el grado de inocuidad del agua utilizada en el consultorio dental, para poder garantizar la seguridad de los tratamientos ahí realizados.

Un estudio realizado en la Universidad de Costa Rica, en el cual se tomaron 36 muestras del agua de la Facultad de Odontología, durante dos días, de diez y ocho lavatorios en diferentes ambientes clínicos, se obtuvo un valor de <2 NMP/L, el cual cumple con lo establecido por la normatividad local del agua potable.

Por otro lado, comprobaron en el año 2002, la importancia de conocer el grado de contaminación de las aguas suplidas por el sistema de tuberías en las clínicas, ya que estas llegan a ser ingeridas por el paciente. Se debe diferenciar si tal contaminación es química o microbiana (Depaola *et al.*, 2002).

Para evitar la contaminación por el sistema de suministro, una alternativa es el uso de un sistema de agua estéril conocido como SWS, el cual consiste en un contenedor presurizado que es el compresor dental estándar (Karpa *et al.*, 1999).

En un estudio realizado en 2003, donde muestrearon las líneas de agua de las unidades dentales, lograron la identificación de características morfológicas y bioquímicas, así como el rango de la flora bacteriana. Observaron que la contaminación de las aguas es debida a dos mecanismos: la multiplicación bacteriana y el desprendimiento de trozos de esta al flujo central de agua (Szymanka, 2003); otro mecanismo mediante el cual se presenta la contaminación del agua potable es por la actividad metabólica de las bacterias, ya que arrojan metabolitos al flujo acuático, los cuales se pueden utilizar como nutrientes y es útil para la multiplicación bacteriana (Marais y Brözel, 1999).

Encontraron en la biopelícula formada dentro de tuberías de materiales como PVC o hierro, sustancias producto de corrosión o cristales de los mismos materiales (Donlan *et al.*, 2002). Algunos factores que promueven la adhesión de la biopelícula a las tuberías, se encuentra en que el polivinil cloruro poliuretano es hidrofílico. Esto es un excelente medio para la adhesión microbiana, no siendo así con el vidrio o el metal (Szymanka, 2003).

El análisis bacteriológico del agua, es de gran importancia actualmente, ya que se tiene conocimiento de los peligros ocupacionales en los consultorios dentales y el riesgo a la

salud de los pacientes que presentan resistencia disminuída a los microorganismos patógenos ahí presentes (Shearer, 1996).

Distintas enfermedades sistémicas como la *diabetes mellitus* y la infección por VIH, así como los tratamientos para transplantes de órganos y para quimioterapia, dan como resultado diversos grados de inmunosupresión, esto aumenta las posibilidades de contaminación, y más rápidamente en el consultorio dental (Castellanos *et al.*, 2002). Para la atención de este tipo de pacientes se sugiere la utilización de uso de tecnología especial para el monitoreo bacteriológico, así como un sistema de agua independiente o de agua estéril (SWS). Algunas de las desventajas al utilizar este tipo de suministro de agua en el consultorio es el consumo de tiempo y energía requeridos para el cambio diario de los filtros, la posibilidad corrosiva del hipoclorito de sodio, la probable contaminación del agua estéril por compresores de aire sucios y el costo de producción o compra de agua estéril (Marais y Brözel, 1999).

En otros estudios se recomienda dejar correr el agua por varios minutos al inicio de cada día, con el objetivo de eliminar la acumulación de microorganismos almacenados durante la noche en el los fines de semana, esto ayudaría a mejorar la calidad del agua. Por ejemplo al utilizar piezas de alta velocidad dejar correr el agua por 20-30 segundos, después de uso con cada paciente (Shearer, 1996).

En otros reportes es recomendado, por la Asociación Dental Americana (ADA), el lavado a presión la pieza de alta velocidad y de la punta de agua y aire, aunado a su desinfección por medio de ultrasonido durante dos minutos al inicio de la jornada laboral y previo a la atención de cada paciente. Esto debido a que se ha comprobado una disminución de bacterias de entre el 96% al 98%. El protocolo antes mencionado debe ser acompañado de la desinfección mediante productos como el cloro, o distintos antisépticos para la mayor disminución de bacterias, ya que ningún sistema garantiza la eliminación absoluta de la película bacteriana, aún utilizándolos simultáneamente (Meiller *et al.*, 1999).

En este contexto se sabe que los microorganismos proliferan con mayor facilidad en el agua estancada, es por esto que el odontólogo debe dejar correr el agua de tuberías, y de la proveniente de la pieza de mano de 1 a 2 minutos al inicio de cada día. Es recomendable también, en sitios donde existe exposición vascular, el uso de irrigación mediante agua destilada o solución salina (Pankhurts *et al.*, 1998).

Un estudio realizado para determinar si existe contaminación cruzada en bandas de ortodoncia previamente probadas en distintos pacientes, ya que estas presentan un pequeño hueco o luz donde se inserta el arco para ortodoncia, lugar donde se podrían alojar bacterias y pueden ser un objeto de transmisión de infección cruzadas al probarse en distintos pacientes. Se analizaron 200 bandas previamente colocadas en boca sin cementar, las cuales desinfectaron mediante un agente enzimático y esterilizadas por autoclave. Estas las sometieron a un caldo de cultivo y se incubaron a 37°C durante 5 días. No se observó ningún crecimiento bacteriano después de 5 días. Por lo cual el uso de la metodología ya mencionada proporciona poco peligro de infección cruzada en este tipo de materiales (Fulford *et al.*, 2003).

La práctica de monitoreo bacteriológico en las distintas zonas de las clínicas dentales permite valorar la efectividad de las técnicas de asepsia llevadas a cabo. Esto ayudara a mejorar las medidas preventivas contra enfermedades transmisibles a las que están expuestos tanto el personal como el paciente. Mediante estos procedimientos se detectan e identifican los patógenos lo que permite minimizar la infección y diseminación de las distintas enfermedades infectocontagiosas.

Las cargas bacterianas deben presentarse en los límites establecidos por los diferentes protocolos utilizados y no se debe de encontrar ningún agente patógeno.

Debido a la deficiencia en infraestructura, recursos humanos y materiales, este tipo de contaminación puede estar presente en ambientes odontológicos en las instituciones educativas que prestan servicios de atención clínica, en los que se tiene insuficiente implementación de técnicas de desinfección o que pueden ser inadecuadas para el servicio prestado. Por lo otro lado, se tiene un elevado número de estudiantes lo cual demanda la aplicación de estrategias de desinfección apropiadas. En trabajos como este se podrán identificar las deficiencias en el control de infecciones y se promoverá a la utilización de protocolos de desinfección apropiados para el servicio odontológico en particular una vez graduados los alumnos.

ANTECEDENTES ESPECÍFICOS

En Estados Unidos y Europa se ha reportado contaminación bacteriana en las aguas contenidas en las unidades dentales desde hace más de 40 años (Smith *et al.*, 2002). Pero es hasta la década de los noventa cuando se comienza a publicar un gran número

de trabajos acerca de dicho problema, en los cuales se pretende documentar y crear conciencia de la responsabilidad de profesionales de la salud en este tema. En uno de los análisis demostraron que la colonización microbiana en las unidades dentales está dada por microorganismos como bacterias, hongos y protozoarios, pero que no tienen la capacidad en multiplicarse en las tuberías del equipo dental (Shearer, 1996).

Algunas de las estrategias utilizadas con el fin de disminuir el número de microorganismos en las tuberías de consultorios dentales son: la utilización de agua destilada, la filtración de agua y el tratamiento químico (De Paola *et al.*, 2002). En Estados Unidos se tiene como alternativa económicamente aceptable, la utilización de tanques de agua independientes al sistema de suministro público.

En la Norma Oficial Mexicana NOM-013-SSA2-2006, se indica la manera correcta de trabajar para proteger la salud del paciente y del odontólogo, dicha normatividad es vigente y debe ser aplicada en el territorio nacional, en todas la clínicas odontológicas institucionales, educativas y privadas, donde los responsables de su cumplimiento son: el estomatólogo, estudiante de odontología, técnicos y personal auxiliar (Acosta, 2004).

En la Universidad Peruana Cayetano realizaron un estudio donde se determinó el número y tipos de bacterias, de acuerdo a la coloración de Gram, presentes en las superficies de contacto durante la toma de radiográficas intraorales, esto con el fin de realizar cambios en los mecanismos de control y elaborar normas que regulen dicha actividad (Gihan, 2011).

Se ha documentado que la contaminación cruzada se puede dar de las siguientes maneras: 1- del paciente al odontólogo, 2- del odontólogo al paciente, 3- de un paciente a otro y 4- de la clínica dental a la comunidad en general. Debido al incremento en enfermedades transmisibles por medio de saliva o sangre, los odontólogos tienen una responsabilidad importante para minimizar estos riesgos, siguiendo un protocolo estricto de asepsia. La rutina de desinfección debe incluir adecuada higiene en manos, desinfección y aislamiento de contacto para prevenir infecciones nosocomiales, ya que microorganismos potencialmente patógenos colonizan diferentes superficies presentes en la clínica dental como son sillas, teléfonos móviles, bolígrafos, expedientes y teclados de computadora han probado ser vehículos para la transición de infecciones por parte del personal de atención dental (Borer *et al.*, 2005).

En un estudio realizado en Maglamore, India, analizaron 100 muestras tomadas de distintas superficies del Departamento de Ortodoncia y Ortopedia Dentofacial de la Facultad de Odontología Yenepoya, tomadas de distintas superficies en las cuales se incluye sillas, equipo de laboratorio, manerales de lámparas dentales, mangueras de succión, así como aquellos objetos utilizados por el personal de atención dental como laptops, bolígrafos, llaves, teléfonos móviles y cámaras. Se obtuvo como resultado la colonización bacteriana del 40% de las muestras. Entre los organismos encontrados el 6 % corresponde a *Staphylococcus aureus*, 6% especies aerobicas, 5% *Staphylococcus Coagulase negativo*, 23% bacilos gram negativos y 1% hongos. 17 de las 100 muestras presentaron contaminación nosocomial (*S. aureus*, *Klebsiella pneumonia*, *Enterococos*), siendo las superficies más contaminadas la lámpara de unidad dental, las mangueras de succión y los bolígrafos utilizados por el personal de atención (Umar *et al.*, 2015).

El uso de teléfonos móviles en la clínica dental se ha reportado como un riesgo de contaminación cruzada, ya que su utilización muchas veces se realiza rompiendo los protocolos de asepsia. Estos objetos son un vehículo para la transmisión de enfermedades nosocomiales (Badr *et al.*, 2012).

En la Universidad King Khalid, Arabia Saudita, realizaron un estudio en la Facultad de Odontología donde se analizaron 100 teléfonos móviles, 50 pertenecientes a estudiantes de odontología y 50 de auxiliares dentales. Tomaron muestras después de la desinfección y la realización de una llamada, los cultivos se realizaron en agar base sangre y agar McConkey. Obtuvieron como resultado el 50% de las muestras contaminadas, 95% con presencia de gram positivos, 2% gram negativos y 3% hongos. Entre los gram positivos se encontraron 22% *Stafilococo epidermidis* y 12% *Stafilococo aureus*. Se encontraron también rastros de *Escherichia coli* y *Aspergillus* (Nasim *et al.*, 2015).

El control de infecciones en clínicas dentales debe incluir en sus protocolos a todo el personal que ahí labora. Se comprobó que únicamente alrededor del 30% de dentistas evaluados realiza una desinfección adecuada posterior y entre cada paciente, al igual que la realización de la correcta higiene de manos antes de comenzar a trabajar sólo se presentó en promedio 30% de los casos, con bacterias de flora bucal a .75 metros alrededor del área de trabajo, debido al uso de turbinas las cuales contaminan como aerosoles. (Mutters *et al.*, 2014).

En la Facultad de Odontología de la Universidad de Santa Catarina del Oeste realizaron un estudio utilizando pruebas forenses con luminol, para encontrar rastros de sangre en las áreas más utilizadas durante la práctica dental en una de sus clínicas. Del total de superficies analizadas se encontró que en el 58% existían restos de sangre. Se menciona que es de vital importancia la desinfección del área de trabajo al terminar la consulta con un paciente y antes de recibir uno nuevo, ya que los virus de hepatitis B y C, así como VIH, pueden sobrevivir fuera del cuerpo humano varias semanas si se encuentran en sangre. (Bortoluzzi *et al.*, 2014).

En un estudio reciente realizado en Israel, aislaron bacterias patógenas en 85 de 135 uniformes de médicos y enfermeras (63%), estos uniformes pueden actuar como vectores para la diseminación de bacterias y así provocar infecciones cruzadas entre pacientes y de pacientes a trabajadores de la salud (Weiner *et al.* 2011). Otro estudio reportó que el 95% de las muestras obtenidas de batas blancas se encontraban contaminadas, también encontraron la presencia de *Staphylococcus aureus* en el 23% de las batas blancas, apareciendo más comúnmente en magas y bolsillos (NNIS, 2004).

JUSTIFICACIÓN

El ambiente en el que labora el cirujano dentista presenta riesgos de contaminación cruzada en todo momento, ya sea de un dentista infectado a su paciente, de paciente a dentista, de paciente a paciente o incluso de dentista a dentista. Los procedimientos llevados a cabo rutinariamente en una clínica dental tanto clínicos como de laboratorio están sujetos a constante contaminación, por lo que se deben seguir protocolos, guías, manuales para disminuir efectivamente y tener un control adecuado de infecciones.

Se debe tener cuidado con las superficies y objetos con las cuales contacta el personal de atención dental, ya que los contagios no únicamente se dan mediante contacto directo con saliva o sangre, sino que también pueden ocurrir a través de vehículos como son el mobiliario, aditamentos, instrumental dental, ropa, piel, instalaciones, aire, drenaje etc.

Por ello es necesario conocer la cantidad y tipo de bacterias a las que se encuentra expuesto el personal que labora en las clínicas dentales, por lo que se plantea en el presente trabajo identificar las zonas de mayor contaminación dentro de la clínica de ortodoncia de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, así como la

identificación de las bacterias ahí presentes. De esta manera se podrá plantear un protocolo de desinfección adaptable a las necesidades que aquí se presentan.

Es necesario que toda institución donde se ofrecen servicio de atención a la salud cuenten con un protocolo de control de infecciones que logren conservar parámetros óptimos. Se ha demostrado en la literatura la deficiencia en este ámbito en clínicas y hospitales, para lo cual es necesario identificar los agentes patógenos, tipos y mecanismos que inducen al contagio. Un análisis bacteriológico dará la oportunidad de corroborar si las medidas de asepsia aplicadas en la clínica son adecuadas y suficientes para lograr los niveles permitidos por la normatividad vigente.

OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL

Conocer mediante un análisis bacteriológico el índice de contaminación cruzada en la clínica del posgrado de ortodoncia de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Analizar la superficie de la lámpara de la unidad dental, la jeringa triple, el agua contenida en la unidad, la superficie de los arenadores, así como el área de entrega de material, tomando muestras en distintos horarios para conocer el grado de contaminación presente.
- Evaluar las muestras y observar el tipo de microorganismo que contienen.
- Analizar aquellas muestras con sospecha de colonias de microorganismos típicos de la flora bucal.
- Identificar específicamente colonias de bacterias que se sospeche como patógenos para el ser humano.
- Crear un protocolo de control de infecciones cruzadas en relación a los resultados obtenidos del muestreo.

HIPÓTESIS

HIPÓTESIS DE TRABAJO

Las superficies de mayor contacto en las unidades dentales y CEyE de la clínica de ortodoncia del posgrado de la Facultad de Odontología de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo contienen microorganismos patógenos capaces de producir contaminación cruzada entre los pacientes y el personal que ahí labora.

21

HIPÓTESIS NULA

No existen microorganismos de tipo patógeno para el ser humano en las superficies de mayor contacto en la clínica de ortodoncia de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, por lo cual el riesgo a infecciones cruzadas y al bienestar de salud no podría ser afectado.

MATERIALES Y MÉTODOS

Se determinó realizar el muestreo de la clínica de ortodoncia en las superficies más utilizadas y por lo tanto la más propensas a ser contaminadas, las cuales son: maneral de la lámpara de la unidad dental, jeringa triple, agua utilizada en la jeringla triple, área de entrega de material / CEyE y la superficie de arenador. Cada una de las superficies antes mencionadas se muestreó en diferentes horarios del día en dos ocasiones tomando dos unidades dentales de la clínica al azar cada vez para poder estudiar la diferencia existente una vez realizada la limpieza, durante la atención de pacientes y al finalizar el turno.

Horario de muestreo	Condiciones
8:00 hrs.	Después de limpieza, antes de atención de pacientes de primer turno
9:30 hrs.	Durante la atención de pacientes del primer turno
11:00 hrs.	Después de limpieza, antes de atención de pacientes de segundo turno
13:00 hrs	Durante la atención de pacientes del segundo turno
15:00 hrs	Finalización de jornada antes de la limpieza

Tabla 1 horario de muestreo en la clínica de ortodoncia de la UMSNH

Las muestras fueron tomadas utilizando barreras y guantes estériles con hisopos estériles humedecidos en el medio de transporte de Tioglicolato, ya que es el recomendado para pruebas de control de esterilidad, por ser un caldo nutritivo en el cual pueden desarrollarse gran variedad de microorganismos aerobios y anaerobios. Una vez obtenida la muestra se depositó en el tubo estéril con el medio de transporte.



Ilustración 1 Muestreo en superficie de jeringa triple



Ilustración 2 Muestreo de la superficie de la lámpara de la unidad dental



Ilustración 3 Muestreo de agua proveniente de la jeringa triple



Ilustración 4 Muestreo de superficie de arenador

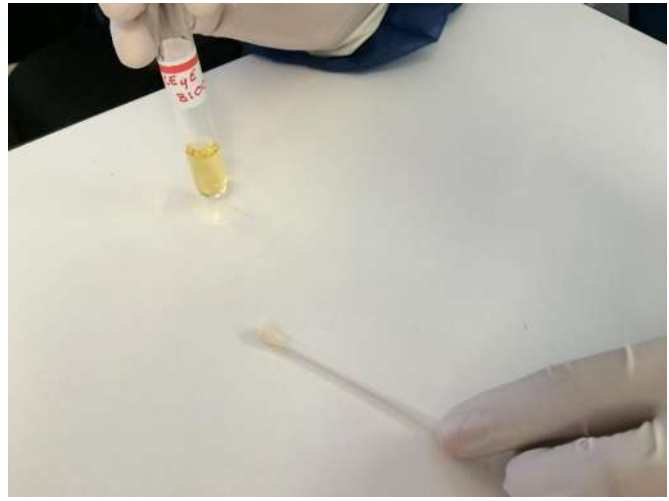


Ilustración 5 Muestreo de la superficie de CEyE

Las muestras fueron recibidas por la QFB Laura Silvia Báez Villegaz, responsable del Laboratorio de Microbiología del Hospital General “Dr. Miguel Silva”. En el laboratorio las muestras fueron etiquetadas con superficie y hora en la que se realizó la muestra. El primer procedimiento que se realizó fue la preparación de los medios de cultivos en los cuales se sembraron todas las muestras. Los medios utilizados fueron agar base sangre, agar sal y manitol y agar Mac Conkey. El agar base sangre fue utilizado, ya que con su composición permite el crecimiento de microorganismos exigentes como son los estreptococos encontrados en saliva, bacterias Gram-positivas y todas las especies encontradas en muestras de origen clínico. Así se puede observar en el la hemólisis ocasionada por microorganismos patógenos. El agar sal y manitol se seleccionó por ser un medio selectivo que favorece el crecimiento y es recomendado para el aislamiento de estafilococos patógenos los cuales frecuentemente se encuentran en boca. Por último se utilizó el agar Mac Conkey debido a que es un medio selectivo en el cual se desarrollan bacilos Gram negativos y se pueden identificar los fermentadores de lactosa.



Ilustración 6 Medio de cultivo deshidratado agar Mac Conkey.

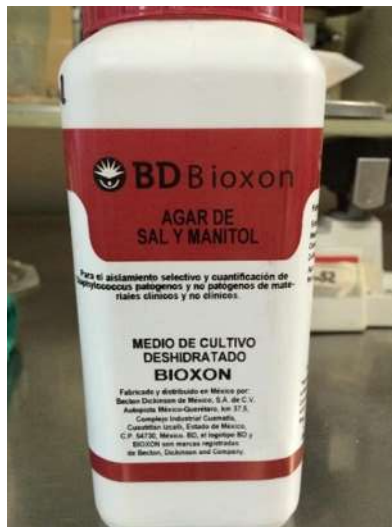


Ilustración 7 Medio de cultivo deshidratado agar de sal y manitol.



Ilustración 8 Medio de cultivo deshidratado base de agar sangre.

Al preparar los medios de cultivo se siguieron las instrucciones descritas en el fundamento de cada uno. Se realizó el vaciado en placas y su posterior colocación en la campana de flujo laminar para retirar la humedad. Las placas con los medios preparados se refrigeraron durante 24 horas para su gelificación y utilización.



Ilustración 9 pesaje de medio de cultivo, y medición de agua en pipeta para su preparación



Ilustración 10 Homogeinización de la mezcla



Ilustración 11 Esterilización



Ilustración 12 vaciado del preparado en cajas de Petri



Ilustración 13 aplicación de calor para retirar burbujas

25



Ilustración 14 Deshidratación en campana de flujo laminar

Una vez listos los medios de cultivos estos fueron estriados y después sembrada la muestra para su incubación de 24 hrs. También se realizó en sembrado en laminillas a la cuales se les realizó el procedimiento de tinción de Gram para su posterior observación a microscopio y así realizar la identificación de bacilos y cocos Gram negativos y positivos.



Ilustración 15 estriado de medios de cultivo



Ilustración 16 siembra de muestra en medio de cultivo

Cumplido el período de incubación se analizaron las muestras para identificar las colonias que ahí crecieron: se aislaron aquellos con sospecha de ser patógenos para la realización de distintas pruebas, que más adelante serán descritas en el presente trabajo. En el cultivo agar sal y manitol se pueden observar aquellas colonias que degradan el manitol provocando el cambio de coloración de rojo a amarillo los cuales pueden ser *staphylococcus aureus*. Para confirmar se realiza la prueba de coagulasa en la cual los *s. aureus* realizan la coagulación en el tubo de ensaye, si esta prueba resultara negativa y aun se sospecha de ser un *staphylococcus aureus* se puede confirmar mediante la prueba de DNasa en donde se observara transparencia alrededor de la siembra indicara que el microorganismo degradó el ADN en el cultivo siendo positivo y se identifica como *staphylococcus aureus*.



Ilustración 17 Desarrollo de colonias bacterianas en agar base sangre



Ilustración 18 Desarrollo de colonias en agar sal y manitol y mac conkey

Es de mucho interés identificar los staphylococcus aureus ya que son indicativos de que en las superficies muestreadas hubo contaminación por saliva, también por ser unos de los microorganismos patógenos más frecuentemente encontrados en cavidad oral.

En sospecha de un microorganismo patógeno pero del cual no se reconoce su género por las características de su colonia se realizó la prueba de identificación de género y especie mediante VITEK un sistema de microbiología automatizado diseñado y manufacturado por el laboratorio argentino BioMérieux, para el cual se coloca en un tubo con un palillo estéril porción de la colonia hasta obtener la turbidez necesaria para que se pueda analizar: se colocaron las placas de identificación ya sea para Gram negativo o positivo y el antibiograma. Mediante esta prueba se pudo conocer el género y especie de los microorganismos encontrados en las muestras así como los antibióticos a los cuales son resistentes.

Las muestras que a las 24 hrs se observaron negativas se volvieron a incubar un período más de 24 hrs para corroborar que nada se desarrollara.

PRUEBAS MICROBIOLÓGICAS

Las principales pruebas microbiológicas que se realizaron para la identificación de los microorganismos en los cultivos fueron las siguientes:

Tinción de Gram: esta prueba se realizó con cada una de la muestras ya que es imprescindible para identificar la morfología celular bacteriana. Debido a diferencias en su membrana plasmática las bacterias al finalizar el procedimiento se observaran de una coloración diferente. El proceso que se realizó fue el siguiente: se realizó un frotis en un portaobjetos con cada una de las muestras, se tiñó durante un minuto con Violeta Cristal, en enjuagó, se le colocó solución yodada, Lugol, durante 1 minuto, se lavó, se decoloró con alcohol etílico y acetona, por último se colocó safranina como solución de contraste.

Al finalizar el proceso las bacterias Gram positivas se observaron de color azul debido a que poseen una membrana celular más gruesa en su mayoría compuesta por peptidoglicano y no permiten la decoloración por el alcohol, a diferencia de las bacterias gram negativas las cuales presentaron una membrana más delgada con mayor composición de lípidos los cuales son solubles con el alcohol y por lo tanto se decolora, para esto se utilizó la solución de contraste y se pudieron observar de color rosado.



Ilustración 19 Tinción con cristal violeta



Ilustración 20 Cristal violeta



Ilustración 21 Colocación de solución yodada o lugol



Ilustración 22 Lugol



Ilustración 23 Colocación alcohol-cetona



Ilustración 24 Alcohol-cetona

Prueba Catalasa y Peroxidasa: principalmente utilizada para diferencias géneros de *streptococcus* de *micrococcus* (-) y *staphylococcus* (+), es útil también para diferencias especies como *staphylococcus aureus* (-). En la prueba de catalasa se reconoce como *staphylococcus aureus* aquel que causa una reacción fuertemente positiva y se reconoce como *streptococcus pyogenes* cuando causa una reacción negativa. Se tomó como respuesta positiva cuando se observó efervescencia en la muestra al colocar el activo.

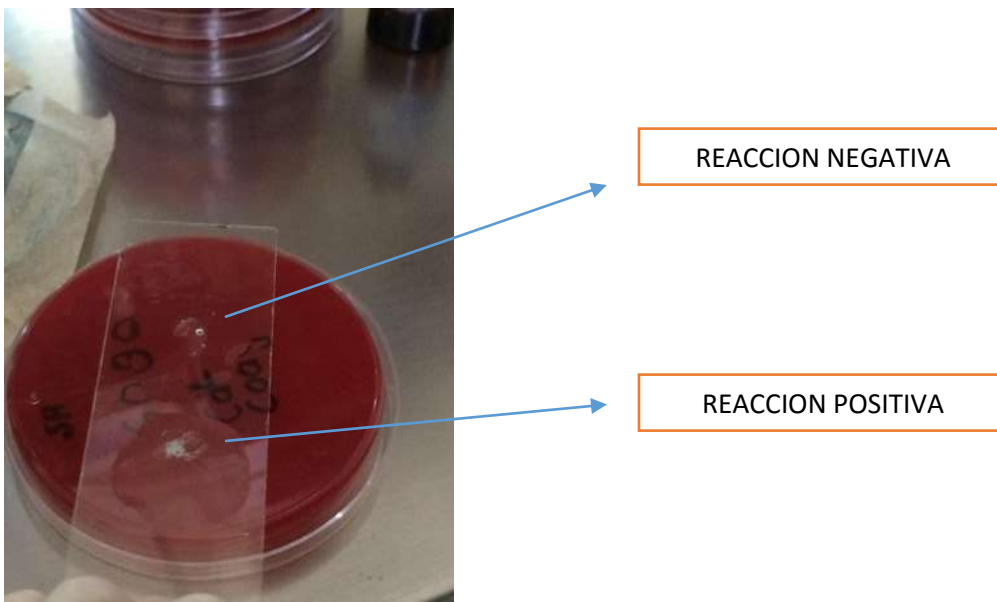


Ilustración 25 Reacción de prueba catalasa y peroxidasa

Prueba de Coagulasa: el objetivo fue probar la capacidad de los microorganismos para coagular el plasma de conejo debido a la presencia de la enzima estafilo-coagulasa. Se utilizó como prueba específica para diferencias entre especies del género de los *Staphylococcus*. Se colocó 0.5 ml de plasma de conejo con 0.5 ml de la colonia bacteriana a analizar en un tubo de ensaye estéril, se incubó de 18 a 24 horas y se observó la reacción. Cuando en el tubo se observó la formación de un coagulo (completo)

o la formación de filamentos de fribina separados (parcial); se tomó como positivo lo que indicó que se trataba de una cepa virulenta de *Staphylococcus aureus*, cuando la solución del tubo permaneció homogénea donde se observó la ausencia de formación de coagulo se tomó como negativo, lo que indicó que se trataba de *Staphylococcus epidermidis*, *Staphylococcus saprophyticus* u otro microorganismo.



REACCION NEGATIVA

REACCION POSITIVA

30

Ilustración 26 Reacción de prueba de coagulasa

Prueba de Desoxirribonucleasa: fue utilizada como una prueba suplementaria para la identificación de estafilococos patógenos los cuales dieron una reacción negativa en la prueba de coagulasa. Se utilizó un medio de cultivo específico en el cual se encontraba el ADN en donde se colocó una porción de la colonia bacteria y se incubó durante 24 horas. En el cultivo en algunos casos se observó un halo oscuro alrededor del cultivo debido a acción de la enzima desoxirribonucleasa que causó su degradación: se tomó entonces como positivo y se identificó como *Staphylococcus aureus* o *Streptococcus pyogenes*. Cuando no se observó la degradación de ADN se tomó como negativo y se identificó como *Staphylococcus epidermidis*.

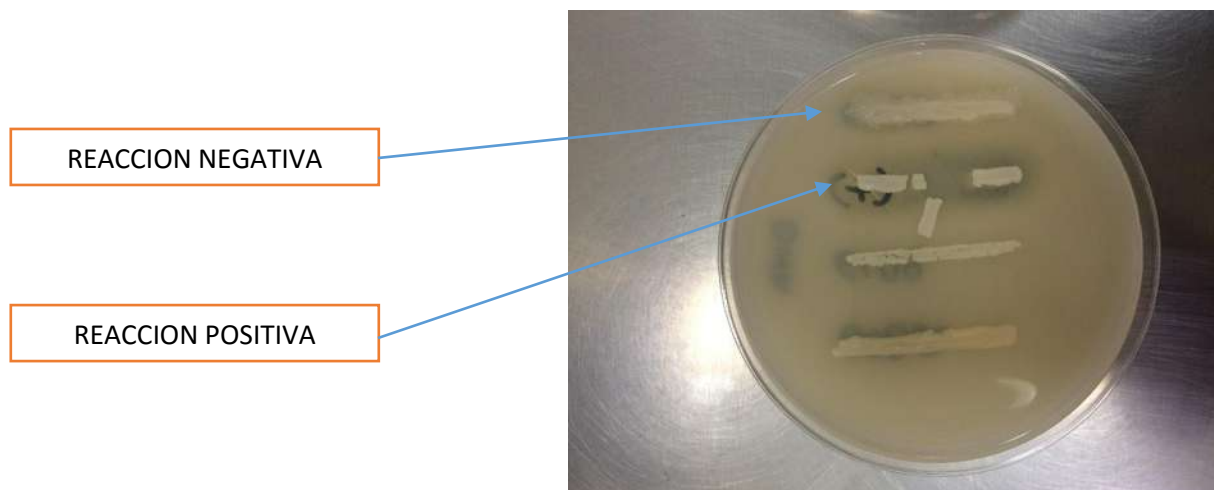


Ilustración 27 Reacción de prueba DNAsa

Prueba de identificación bacteriana mediante VYTEK: se utilizó en los casos que existió sospecha de microorganismos patógenos ya sea por su morfología y formación de colonias o por ser negativos a las pruebas anteriormente descritas y su difícil identificación.

VYTEK es un sistema de microbiología automatizado diseñado y manufacturado por el laboratorio argentino BioMérieux, se utilizó para la identificación bacteriana y estudio de la sensibilidad antimicrobiana ya que automatiza todas las etapas para ello. VYTEK está formado por un inoculador/sellador, un incubador/lector, un ordenador y una impresora. Tiene una capacidad de 15-120 tarjetas, el quipo midió el desarrollo microbiano y colorimetría mediante el lector óptico en un período de incubación de 4-18 horas.

Para introducir las muestras a VYTEK se colocó en tubos de ensayo estériles 3ml de solución salina estéril y con un asa estéril se transfirió la cantidad necesaria de cultivo hasta lograr una turbidez de 0.50-0.63 unidades de la escala de McFarland con el densitómetro.



Ilustración 28 Colocación de solución salina



Ilustración 29 Aislado de colonia con asa estéril



Ilustración30 Ajuste de turbidez en densitómetro

Una vez que se logró la turbidez requerida se colocaron en el cassette para la inoculación de las tarjetas mediante el tubo de transición. Se colocó la tarjeta GN para Bacilos Gram negativos fermentadores y no fermentadores y la tarjeta GP para Cocos y bacilos no formadores de esporas Gram positivos, cada una con la tarjeta para antibiograma para introducirlos en el equipo y obtener los resultados.



Ilustración 31 Tarjeta GN para VYTEK



Ilustración 32 Inoculación de tarjetas por tubo de transición



Ilustración 33 Tarjetas y antibiogramas inoculados



Ilustración 34 Muestras en VYTEK

33

RESULTADOS

Se observaron y analizaron un total de 78 muestras en los tres diferentes medios de cultivo cada una, el 83.33% se observó con contaminantes microbianos entre ellas el 56.92% se identificó como *Staphylococcus coagulasa negativa* el cual puede ser considerado como *Staphylococcus epidermidis*, se encontró en el 38.46% colonias de *Bacillus sp*, en el 9.23% bacilos Gram negativos no fermentadores y el 20% de las muestras contaminadas fue por microorganismos patógenos identificados mediante VYTEK.

El agua proveniente de la jeringa triple fue el muestreo con un mayor número de crecimiento microbiano negativo después de 48 horas con un 30% de muestras sin

contaminantes. La única superficie que presentó un 100% de sus muestras contaminadas, fue la superficie de la lámpara de la unidad dental.

Las muestras contaminadas con microorganismos patógenos identificados mediante VYTEK fueron un 14.11% del total de las 78 muestras.

El mayor número de microorganismos patógenos identificados se encontró en la superficie de la lámpara de las unidades estudiadas, teniendo un 40% de las muestras de ahí obtenidas contaminadas con este tipo de microorganismos y con un 61.53% del total de los microorganismos patógenos identificados.



Gráfica 1 Número de muestras con contaminantes

	8:00 am	9:30 am	11:00am	1:00pm	3:00pm
Lámpara	Staphylococcus coag neg. Bacillus sp Pseudomonas oryzihabitans Pseudomonas putida	Staphylococcus coag neg Bacillus sp Pantoea sp	Staphylococcus coag neg Acinetobacter baumani Pantoea sp Pseudomona putida Bacillus sp	Staphylococcus coag neg Bacillus sp	Staphylococcus coag neg Bacillus sp Pantoea sp
Jeringa triple	Staphylococcus coag neg. Acinetobacter radioresistens Bacilo gram neg no fermentador	Staphylococcus coag neg Negativo en 48 hrs	Staphylococcus coag neg Negativo en 48 hrs Bacillus sp Bacilo gram neg no fermentador	Staphylococcus coag neg Bacillus sp Negativo 48 hrs	Enterobacter aerogenes Staphylococcus coag neg Bacillus sp Bacilo gram neg no fermentador
Agua	Bacillus sp Bacilo gram neg no fermentador Staphylococcus coag neg	Bacillus sp Streptococcus sanguinis Negativo en 48 hrs Bacilo gram neg no fermentador	Bacillus sp Negativo en 48 hrs Staphylococcus coag neg	Negativo en 48 hrs Escaso desarrollo de bacillus sp Bacilo gam neg no fermentador	Streptococcus parasanguinis Bacillus sp Negativo en 49 hrs
CEyE	Negativo en 48 hrs	Staphylococcus coag neg Bacillus sp Negativo en 48 hrs	Staphylococcus coag neg Negativo en 48 hrs	Bacilo gam neg no fermentador Bacillus sp	Staphylococcus coag neg Negativo en 40 hrs
Arenador	Staphylococcus coag neg Bacillus sp Pantoea sp	Staphylococcus coag neg Bacilo gram neg no fermentador Bacillus sp	Negativo en 48 hrs Bacillus sp Pantoea sp	Negativo en 48 hrs	Staphylococcus coag neg Bacillus

Tabla 2 Microorganismos encontrados en el cultivo de muestras en diferentes horarios

MICROORGANISMOS PATÓGENOS IDENTIFICADOS MEDIANTE VYTEK

Pseudomonas oryzae: es un bacilo Gram negativo, aerobio no fermentador, móvil por un flagelo polar, crece a temperaturas que varían entre 18°C a 42°C, es oxidasa negativa y catalasa positiva. Se cultivan bien en agar MacConkey y en agar Cetrimide, a las 24 horas de incubación produce colonias circulares con aspecto liso y brillante y miden de 0.5 mm a 1 mm de diámetro. Después de 24 a 48 horas las colonias se tornan arrugadas de color amarillo. No producen hemólisis en agar sangre de caballo al 5% (Hall *et al.*, 1996).

Su ubicación en la biosfera se relaciona principalmente con suelos, ambientes húmedos, ecosistemas naturales o artificiales, aunque este microorganismo se ha aislado de lugares donde se creería que no podría sobrevivir como en restos de petróleo, gasolina y formaldehídos, entre otros, lo cual demuestra una gran adaptación de la bacteria a ambientes hostiles (Dussart *et al.*, 2003).

Se conoce como un patógeno nosocomial, presente en gran variedad de infecciones en pacientes, asociada con endocarditis, neumonías, infecciones de heridas y meningitis, sobre todo en pacientes sometidos a neurocirugía; se encuentra también en peritonitis en pacientes sometidos a diálisis peritoneal ambulatorias sobre todo cuando llevan largo tiempo (Levitski *et al.*, 2005), también en sinusitis después de examinación por endoscópico de fibra óptica en senos nasales (Lejbkiewicz *et al.*, 2003). En adultos mayores y pacientes inmunocomprometidos con enfermedades de base como: neoplasias, leucemias, patologías renales y VIH positivos, también se ha identificado el microorganismo, sólo o asociado a otros, siendo causa de bacteremia. En estos casos se observa como característica común, el uso de catéteres (Decker *et al.*, 1991).

Pseudomonas putida: este microorganismo posee una amplia distribución ambiental, ha sido aislado en bilis, esputo, líquido sinovial y sangre (Gilardi, 1995). Es un microorganismo no fermentador de glucosa Gram negativo, aeróbico, pseudomona fluorescente con multiflagelos (Koneman, 1992). Es más comúnmente encontrado en el suelo, y agua, pero cuenta con gran versatilidad metabólica, esto lo hace adaptable a diferentes hábitats y ambientes nutritivos (Tang, 2011).

Se ha reportado que la *Pseudomona pútida* es resistente a betalactámicos pero también presenta plásmidos característicos de la *Pseudomona aeruginosa* transferidos mediante conjugación o transformación, esto aumenta su resistencia a antibióticos y aumenta su patogenicidad (Levy, 2002).

Se ha reportado que es causante de infecciones nosocomiales como infecciones del tracto urinario, artritis séptica, neumonía, septicemia posterior a transfusión sanguínea y bacteremia asociada a contaminación intravascular (Cameron, 1986).

Puede ser causante de infecciones en sistema nervioso central, articulaciones y cornea, así como, infecciones en piel y tejidos blandos, las cuales son poco frecuentes (Carpenter, 2008).

El mayor factor de riesgo para infecciones por este tipo de microorganismos es una intervención médica invasiva y la inmunosupresión, también han existido brotes en recién nacidos (Perz, 2005).

Acinetobacter radioresistens: el género de *Acinetobacter* es normalmente encontrado en el ambiente hospitalario (Huddedar, 2002). *Acinetobacter radioresistens* es una bacteria gram negativa la cual puede encontrarse en la microbioma de piel humana saludable, en el tracto respiratorio superior y en algunas carnes (Saha, 2009).

El género es conocido por su resistencia a antibióticos y la gran capacidad de formar biopelículas lo cual contribuye a su patogénesis. Estudios resistentes han demostrado su capacidad de formar vesículas extra celulares lo cual ha aumentado su resistencia a fármacos (Gordon, 2010). *Acinetobacter radioresistens* ha adquirido por este proceso resistencia a carbapenémicos y esta resistencia se puede propagar en el futuro debido a la formación de vesículas ya mencionada (Poirel, 2008).

Se reportó el caso de un paciente con padecimiento de VIH el cual tuvo una bacteremia causada por *Acinetobacter radioresistens*, por lo cual se menciona que dicho microorganismo es capaz de causar infecciones oportunistas en pacientes inmunosuprimidos pero rara vez llega a ser patógeno en pacientes saludables (Visca, 2013).

Streptococcus sanguinis: es una bacteria habitante normal en la cavidad oral y una de las primeras en colonizar las superficies dentales. Es importante para la formación del biofilm dental en donde interactúa con otras bacterias de la flora bucal y también con

microorganismos patógenos (Ge *et al.* 2016). Es una de las especies de *Streptococcus* más común implicada en infecciones como endocarditis (Okahashi *et al.*, 2011).

Pantoea sp: es un tipo de enterobacterias que se encuentra generalmente en el suelo, agua y plantas y se ha reportado ser patógeno tanto para animales como para humanos. Es un microorganismo patógeno oportunista ya que no causa infecciones en pacientes saludables. Se han reportado casos de brotes de septicemia por *pantoea sp* debido a productos intravenosos contaminados, así como brotes secundarios a nutrición parenteral contaminada. Puede ocasionar también osteítis, colelitiasis, infecciones respiratorias y alergias en la piel, infecciones en el torrente sanguíneo en personas de edad avanzada y peritonitis (Liberto *et al.* 2009).

Streptococcus parasanguinis: Son habitantes normales de la mucosa oral, respiratoria y gastrointestinal de los mamíferos y del tracto genital en la mujer, donde juegan un papel importante en la prevención de la colonización de patógenos potenciales. Las infecciones clínicas ocurren mayoritariamente, tras una lesión de las zonas de su hábitat normal. Son considerados patógenos de poca virulencia, pero el torrente sanguíneo puede ser invadido transitoriamente tras un traumatismo u otros procesos, que incluirían las manipulaciones dentales, cirugía del tracto respiratorio superior, o cirugía e instrumentalización del aparato genitourinario o del tracto intestinal ocasionando en algunos casos bacteremia.

Acinetobacter baumannii: Es un coccobacilo, gram negativo, aerobio estricto, no fermentador, catalasa positiva, oxidasa positiva e inmóvil. Posee gran facilidad para desarrollar resistencias bacterianas, en los últimos años la resistencia a antimicrobianos se ha incrementado de manera sustancial. Ha sido aislado de los piojos de personas sin techo y se propuso que estos microorganismos causaban bacteremias transitorias en estos pacientes.

En un estudio en Hong Kong se encontró una tasa significativa de portadores en piel sana de este microorganismo. Se ha asociado también con infección y diseminación epidémica en animales. Su característica más importante es la aparición endémica y epidémica de cepas multirresistentes en hospitales, estas cepas suelen ser introducidas por un paciente colonizado, a partir del cual la cepa puede extenderse a otros pacientes y al ambiente ya que *A. baumannii* puede sobrevivir en superficies secas como son cortinas, muebles, equipamiento médico, etcétera (Hernández *et al.*, 2010).

Enterobacter aerogenes: Las cepas de *Enterobacter* suelen colonizar a los pacientes hospitalizados, en particular a los tratados con antibióticos, y han sido asociados con infecciones de quemaduras, de heridas, de las vías respiratorias y del tracto urinario (Puerta y Mateos, 2010).

Es una bacteria Gram negativa de la familia de los *Enterobacteriaceae*, es ampliamente encontrada en el tracto gastrointestinal humano y en el ambiente. Se ha reportado ser un microorganismo patógeno oportunista en humanos de gran importancia, y es resistente a múltiples antibióticos que normalmente son utilizados para tratar infecciones causadas por *Enterobacter*. Causa infecciones intrahospitalarias como neumonía, bacteremia, infecciones del tracto urinario, infecciones en sitios de previa cirugía y meningitis (Li et al., 2016).

DISCUSIÓN

Mediante el análisis de las muestras tomadas en la clínica de Ortodoncia del Posgrado en Odontología de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, se lograron identificar género y especie de microorganismos considerados patógenos oportunistas sobre todo para pacientes que se encuentren inmunosuprimidos o en pacientes a los cuales se les realice un procedimiento en el cual se realice punción o corte y exista exposición de sangre con lo cual se lograría una contaminación cruzada.

En este estudio se encontró que la superficie con más desarrollo bacteriano es el maneral de la lámpara de la unidad dental, no existiendo diferencia entre los horarios de limpieza y de atención a pacientes, lo que indica la necesidad de realizar modificaciones en el protocolo de prevención de infecciones cruzadas para mejorar la higiene en esta área en específico. También ahí se identificaron microorganismos patógenos.

Se encontró que el 18% de las muestras tomadas del agua proveniente de la unidad dental contenían contaminantes, al igual que diversos estudios donde se encontró gran contaminación bacteriana en tuberías, agua corriente y agua de utilización para irrigación en las unidades dentales (Marais y Brözel, 1999, Szymanka, 2003). Es recomendable la utilización en los depósitos de agua de las unidades dentales únicamente de agua bebible, vaciar los depósitos al final del día y dejar correr el agua de tuberías por 2-5 minutos al iniciar la jornada, ya que algunas enfermedades sistémicas como la diabetes y

sida suponen inmunosupresión para los pacientes, y los microorganismos contenidos en el agua podrían ser causantes de infecciones en ellos (Castellanos *et al.*, 2002).

Las muestras fueron analizadas con el fin de identificar microorganismos patógenos habitantes normales de la mucosa oral, entre ellos fueron identificados *Streptococcus parasanguinis* y *Streptococcus sanguinis* ambos encontrados en muestras obtenidas del agua proveniente de la jeringa triple, ya que este tipo de microorganismos son típicos de mucosa oral pudieran ser contaminación cruzada por saliva de la punta de la jeringa triple, por lo cual es importante que los estudiantes recuerden siempre desinfectar antes de usar las puntas desechables así como cambiarla con cada paciente.

Otros microorganismos patógenos identificados fueron *Acinetobacter radioresistens*, *Acinetobacter baumannii* y *Enterobacter aerogenes*, todos ellos fácilmente encontrados en la piel humana, dentro de las muestras se encontraron en la superficie de la jeringa triple. Pueden considerarse indicadores de falta de higiene en manos. Se deberá instruir a los estudiantes y profesores sobre el protocolo para higiene de las manos de la OMS en el cual se indica que este debe ser realizado 1.- antes del contacto directo con el paciente, 2.- antes de realizar una tarea limpia o aséptica, 3.- después de exposición a fluidos corporales, 4.- después del contacto con el paciente y 5.- después del contacto con el entorno del paciente (OMS, 2009).

Dentro de las superficies analizadas, la que presentó menor porcentaje (6%) de contaminantes fue la superficie de CEyE, en las muestras contaminadas no se encontró ningún microorganismo patógeno. Es muy importante que el área de esterilización tenga bajos porcentajes de contaminantes ya que es el lugar donde se lleva a cabo el intercambio de material estéril para la atención de los pacientes.

Por medio del presente trabajo nos damos cuenta de la presencia de organismos patógenos oportunistas en las superficies analizadas, por lo cual es importante realizar protocolos de control de infecciones específicos sobre todo durante la atención a pacientes potencialmente inmunosuprimidos como son aquellos que presentan enfermedades sistémicas, pacientes de edades pediátricas y pacientes de edad avanzada. Es recomendable tener mayor cuidado con este tipo de pacientes ya que los microorganismos encontrados pueden no ser dañinos para personas saludables pero en pacientes con un sistema inmune deprimido llegan a ocasionar infecciones graves.

CONCLUSIONES

Al tomar muestras en distintos horarios para conocer el grado de contaminación en la lámpara de la unidad dental, la jeringa triple, el agua contenida en la unidad, la superficie de los arenadores y el área de entrega de material, se observó que no existe diferencia de grado de contaminación en los diferentes horarios a pesar de incluir los horarios de realización de limpieza. Se encontraron contaminantes en todas las superficies muestreadas, siendo la superficie de la lámpara la que tuvo mayor presencia de microorganismos. Esto pone de manifiesto la necesidad de implementar un protocolo de control de infecciones para disminuir el grado de contaminación presente en dichas superficies.

Al evaluar las muestras y observar los diferentes tipos de microorganismos, se encontraron entre ellos distintos cocos y bacilos Gram negativos, *staphylococcus coagulasa negativa*, y microorganismos patógenos oportunistas identificados como: *pseudomonas oryzihabitans*, *pseudomonas pútida*, *pantoea sp*, *acitenobacter baumani*, *acitenobacter radioresistens*, *enterobacter aerogenes*, *streptococcus parasanguinis* y *streptococcus sanguinis*. La presencia de los microorganismos antes mencionados indica que existe contaminación en las superficies muestreadas en la clínica de ortodoncia.

Al analizar las muestras con sospecha de colonias de microorganismos típicos de la flora bucal, se encontraron microorganismos típicos de la mucosa bucal y faríngea como el *streptococcus sanguinis* y *streptococcus parasanguinis*, ello implica que existe contaminación cruzada ya que el medio de transmisión de dichos microorganismos es la saliva, por lo cual tuvo que existir contacto con la saliva por el odontólogo y este a su vez tuvo contacto con la superficie. Al no realizarse asepsia y antisepsia de las superficies contaminadas se transmiten microorganismos de un paciente a otro. Estos microorganismos se encontraron en las muestras del agua contenida en la unidad dental, es probable que dichos microorganismos provengan de la punta de la jeringa triple.

Se identificaron específicamente colonias de bacterias patógenas para el ser humano entre ellos: *pseudomonas oryzihabitans*, *pseudomonas pútida*, *pantoea sp*, *acitenobacter baumani*, *acitenobacter radioresistens*, *enterobacter aerogenes*, *streptococcus parasanguinis* y *streptococcus sanguinis*. Todos los microorganismos identificados se conocen como microorganismos patógenos oportunistas causantes de infecciones en

pacientes inmunosuprimidos ya sea por algún tipo de enfermedad sistémica o por haber recibido alguna intervención intrahospitalaria.

Gracias a los resultados obtenidos se observó que el protocolo de higiene en la clínica debe ser mejorado, pues en las distintas superficies se encuentran contaminantes en los horarios inmediatamente después de la limpieza lo cual indica falta de aseo, como parte del nuevo protocolo se recomienda realizar desinfección de las zonas de mayor contacto intercambiando en lapsos de 15 días entre alcohol y cloro, por mencionar algunos, ya que de esta manera se evita la resistencia bacteriana a algún desinfectante en específico.

Para alumnos, profesores y personal de la clínica es debe indicar aplicar el protocolo de control de infecciones de la Asociación Dental Americana el cual comprende las directrices para higiene y cuidado de la manos, el uso de equipo de protección personal como son guantes, lentes de protección o caretas, cubre bocas, ropa de protección como pijama quirúrgico y batas desechables, y calzado apropiado. Abarca también las técnicas de asepsia, manejo y deshecho de punzo cortantes, manejo de los desechos generados en la clínica como desechos infectocontagiosos y también controles ambientales para la reducción del riesgo a transmisión de agentes infecciones en la práctica dental.

Es indispensable informar a todo el personal que labora en la clínica del protocolo que se llevara a cabo para que no existan fallas que puedan ocasionar la transmisión de agentes infecciosos a pacientes e incluso al mismo personal o a sus familias.

RECOMENDACIONES

Para enriquecer esta investigación es recomendable aumentar el número de muestras, observar si el protocolo de control de infecciones cruzadas se está llevando acabo de la manera correcta, en dado caso de que no sea así realizar muestras de ello y observar que diferencia existe.

Tener registro de los desinfectantes utilizados antes de realizar el muestreo y comparar cuál de ellos ofrece un mejor resultado.

Sería ideal poder analizar mediante VYTEK cada una de las muestras pues probablemente se encontrarían una mayor cantidad de microorganismo patógenos no apreciables en las muestras microbiológicas, de esta manera se lograría conocer con mayor detalle el tipo de contaminantes y microorganismos presentes en la clínica.

Realizar también muestro de la clínica de endodoncia ya que es adyacente y no se encuentra totalmente separada de la clínica de ortodoncia, de esta manera conocer si los controles ambientales como de flujo de aire son necesarios y que tipo de microorganismos se encuentran en la clínica de endodoncia ya que ahí se realizan procedimientos más invasivos que en la clínica de ortodoncia.

Importante también incluir dentro de las muestras objetos que podrían ser fómites tales como celulares, computadoras, bolígrafos y la ropa utilizada por el personal que labora en la clínica, y de esta manera comprobar si existe contaminación de la clínica hacia los hogares o vehículos del personal.

Informar al personal y alumnos que laborar en la clínica de ortodoncia sobre los resultados de la investigación como motivación para realizar un mayor esfuerzo aplicando el protocolo de control de infecciones cruzadas. Es recomendable también realizar pláticas para fortalecer el conocimiento de los protocolos de infecciones o las modificaciones que se realicen al mismo para que sean aplicables en la clínica.

Contar con un asistente en clínica que se encargue también de revisar el cumplimiento del protocolo de control de infecciones, por ejemplo, que revise que se estén utilizando adecuadamente las barreras de protección, que observe si el instrumental utilizado en atención a pacientes se encuentre estéril. No permitir el uso del pijama quirúrgico fuera del edificio de clínicas, y no permitir el uso de las barreras protectoras fuera de la clínica, así como revisar que las barreras desechables se cambien con cada paciente.

SUGERENCIAS PARA TRABAJOS FUTUROS

Realizar un análisis bacteriológico en el cual se incluyan las dos clínicas en el posgrado, para observar que diferentes microorganismos se encuentran en ellas. Incluir también detalladamente el protocolo de control de infecciones cruzadas que se realiza, observar si se cumple.

Sería interesante realizar un trabajo en el cual se incluyan muestras de fómites potenciales como son computadoras portátiles, teléfonos celulares, bolígrafos, etcétera. Esto debido a que muchas veces no se tiene el cuidado al contactar con estos objetos durante la atención clínica con pacientes, y ya que estos objetos son llevados a casa valorar si pueden ser causales de infecciones o contaminación fuera de la clínica.

Podría ser relevante también realizar un análisis bacteriológico en el cual se realicen muestras del instrumental y demás materiales que se introducen en boca como son resortes, aparatos ortopédicos, arcos, tubos, bandas por mencionar algunos. Esto para comprobar si verdaderamente estos materiales se encuentran estériles o lo suficientemente higiénicos para ser introducidos en boca. Es importante pues muchos de estos materiales son comprados a granel y almacenados sin cuidados de higiene y desinfecciones.

Finalmente y apoyado en investigaciones como la presente presentar un protocolo de control de infecciones e higiene específico para la clínica del posgrado de acuerdo a sus diferentes necesidades. Aplicarlo y valorar si es efectivo comparando los resultados obtenidos en este trabajo con los del trabajo futuro para así poder valorar si existió una reducción de microorganismos y contaminantes al llevar a cabo el nuevo protocolo.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Abichandani S, Nadiger R. (2013). Cross-contamination in dentistry: A comprehensive overview. *Chronicles Of Young Scientists* [serial on the Internet]; 4(1): 51-58
2. Delgado A., Flores M., Vives B. 1995. Control de las infecciones transmisibles en la práctica odontológica: manual de procedimiento. 1era Edición, Perú, UPCH.
3. Organización Mundial de la Salud (OMS). (1990). Guía de métodos eficaces de la esterilización y desinfección contra el virus de la inmunodeficiencia humana (VIH). Segunda edición. Switzerland.
4. ELTEM R. (2000). Possible Microbial Contamination During the Development of Intra-Oral Films ; Possible Microbial Contamination During the Development of Intra-Oral Films.
5. Acosta-Gío A, Borges-Yáñez S, Flores M, Herrera A, Jerónimo J, Soriano I, et al. (2008, Aug). Infection control attitudes and perceptions among dental students in Latin America: implications for dental education. *International Dental Journal* [serial on the Internet].
6. Cristina D, María Cristina C, Angelina C. (2008). Contaminación bacteriológica en los sistemas de distribución de agua potable: Revisión de las estrategias de control / Bacteriological contamination of the drinking water distribution systems: revision of control strategies. *Boletín De Malariología Y Salud Ambiental* [serial on the Internet].
7. Padilla A. Ruprecht A. Control de infecciones en radiología oral. (2009). <http://www.slideboom.com/presentations/103485/control-de- infeccion>
8. Hurtado J. (2005). Manual de laboratorio para microbiología estomatológica. Facultad de ciencias y filosofía Alberto Cazorla Telleri. UPCH.
9. Brooks G..F, Butel J.S, Morse S.A. (2005) Microbiología médica de Jawets, Melnick y Adelbertg. 18va Edición (traducida de la 23ra edición en inglés). México. Editorial el Manual Moderno.
10. Organización Mundial de la Salud (OMS). (1990). Guía de métodos eficaces de la esterilización y desinfección contra el virus de la inmunodeficiencia humana (VIH). Segunda edición. Switzerland.
11. La Corte E. (2009). Uso de normas de bioseguridad en el consultorio. *Revista Nacional de Odontología* Año 3 nº 5.

12. Muñoz J, Hernandez D, Moreno M. (2006). Análisis bacteriológico comparativo del agua de las clínicas urbana CLIMUZAC y rural CLITACO de la Facultad de Odontología de la Universidad Autónoma de Zacatecas .Revista ADM Vol. LXIII, No. 1 Enero-Febrero pp 23-31 .
13. Suarez J, Diaz L, Zarate O. (2002). Manejo dental de pacientes con enfermedades sistémicas. Medicina en Odontología. Editorial: Manual moderno.
14. DePaola LG, Carpenter WM. (2002). Bloodborne pathogens: current concepts.. Compend ContinEduc Dent. Vol. 23(3):207-10, 212, 214 passim; quiz 230. Review.
15. Depaola, L y Mangan, D. (2002). A review of the science regarding dental unit waterlines. JADA. Vol. 133, pp 1199-1206.
16. Donlan, RM., y Costerton, JW. (2002). Biofilm: survival mechanisms of clinically relevant microorganisms. Clin Microbiol Rev. Vol. 15, 2002:167-193.
17. Karpay, RI, Plamondon TJ, Mills SE, Dove SB.(1999) Combining periodic and continuous sodium hypochlorite treatment to control biofilms in dental unit water systems. J Am Dent Assoc. Vol. 130(7), pp 957-965.
18. Marais, J. y Brözel, V. (1999). Electro-chemically activated water in dental unit water lines. British Dental Journal. Vol. 187, pp 154-158.
19. Meiller TF, Depaola LG, Kelley JI, Baqui AA, Turng BF, Falkler WA. (1999) Dental unit waterlines: biofilms, disinfection and recurrence. J Am Dent Assoc. Vol. 130 (1), Jan 1999: 65-72.
20. Pankhurst CL, Johnson NW, Woods RG.(1998). Microbial contamination of dental unit waterlines: the scientific argument. Int Dent J. Vol. 48 (4), pp : 359-368.
21. Shearer, BG.(1996). Biofilm and the dental office. J Am Dent Assoc. Vol. 127(2), Feb 1996: 181-189. Review. Erratum in: J Am Dent Assoc. Vol. 127(4), pp : 436.
22. Smith A, McHufh S, McCormick L, Stansfield R, McMillan A, Hood J. (2002). A cross sectional study of water quality from dental unit water lines in dental practices in the West of Scotland. Bristish Dental Journal. Vol. 193, pp : 645-648.
23. Szymanka, J. (2003). Biofilm and Dental Unit Waterlines. Ann Agric Environ Med. Vol. 10, pp: 151-157.
24. Williams J, Johnston M. (1993). Microbial contamination of dental unit waterlines: prevalence, intensity and microbiological characteristics. JADA. Vol. 124, pp : 59-65.

25. Zanetti F, Stampi S, De Luca G, Fateh-Moghadam P, Bucci M, Checchi L. (2000). Water characteristics associated with the occurrence of *Legionella pneumophila* in dental units. *Eur J OralSci*. Vol. 108, pp : 22-28.
26. Beltrán R, Lee G. (2011). Determinación de la presencia de bacterias por medio de análisis microbiológico durante la práctica de radiología intraoral en el servicio de radiología oral y maxilofacial de la clínica Estomatológica central de la universidad peruana Cayetano Heredia. Facultad de Estomatología, Lima, Perú.
27. Fulford M, Ireland A, Main B. (2016). Decontamination of tried-in orthodontic molar bands. *European Journal Of Orthodontics*; 25(6): 621-622.
28. Borer A, Gilad J, Smolyakov R, Eskira S, Peled N, Schlaeffer F, et al. (2005). Cell phones and *Acinetobacter* transmission. *Emerging Infectious Diseases*; 11(7): 1160-1161.
29. Acosta-Gío A, Borges-Yáñez S, Flores M, Herrera A, Jerónimo J, Soriano I, et al. (2008). Infection control attitudes and perceptions among dental students in Latin America: implications for dental education. *International Dental Journal*; 58(4): 187-193.
30. Kimmerle H, Wiedmann-Al-Ahmad M, Pelz K, Wittmer A, Hellwig E, Al-Ahmad A. (2012). Airborne microbes in different dental environments in comparison to a public area. *Archives Of Oral Biology* ; 57:689-696.
31. Badr RI, Badr HI, Ali NM. (2012). Mobile phones and nosocomial infections. *Int J Infect Control*;8:5-9.
32. Mutters N, Hägele U, Hagenfeld D, Hellwig E, Frank U. (2014). Compliance with infection control practices in an university hospital dental clinic. *GMS Hygiene & Infection Control*; 9(3): 1-5.
33. Bortoluzzi M, Cadore P, Gallon A, Imanishi S. (2014). Forensic Luminol Blood Test for Preventing Cross-contamination in Dentistry: An Evaluation of a Dental School Clinic. *International Journal Of Preventive Medicine*; 5(10): 1343-1346.
34. Wiener-Well Y, Galuty M, Rudensky B, Schlesinger Y, Attias D, Yinnon AM. (2011). Nursing and physician attire as possible source of nosocomial infections. *Am J Infect Control*;39:555–9.
35. National Nosocomial Infections Surveillance System. (2004). National Nosocomial Infections Surveillance (NNIS) System Report, data summary from January 1992 through June 2004, issued October 2004. *Am J Infect Control*;32:470.

36. Umar D, Basheer B, Husain A, Baroudi K, Ahamed F, Kumar A. (2015). Evaluation of Bacterial Contamination in a Clinical Environment;7(1):53-5.
37. Nasim V, Al-Hakami A, Bijle M, Al-Manea S, Al-Shehri M, Al-Malki S. (2015). Evaluation of Cellular Phones for Potential Risk of Nosocomial Infection amongst Dental Operators and Auxiliary Staff;7(4):51-53.
38. Hall JA, Peirson D, Ghosh S, Glick BR. (1996). Root elongation in various agronomic crops by the plant growth promoting rhizobacterium *Pseudomonas putida* GR12–2. *Israel J Plant Sci*;44:37–42.
39. Dussart L, Dupont J, Zimmerlin I, Lacroix M, Saiter J, Jouenne T, et al. (2016). Occurrence of sessile *Pseudomonas oryzihabitans* from a karstified chalk aquifer. *Water Research*; 371593-1600.
40. Levitski-Heikkila T, Ullian M. (2005). AJKD Electronic Page: Peritonitis With Multiple Rare Environmental Bacteria in a Patient Receiving Long-Term Peritoneal Dialysis. *American Journal Of Kidney Diseases*; 46e119-e124.
41. Decker C, Simon G, Keiser J. (1991). *Flavimonas oryzihabitans* (*Pseudomonas oryzihabitans*; CDC group Ve-2) bacteremia in the immunocompromised host. *Archives Of Internal Medicine*; 151(3): 603-604.
42. Lejbkiewicz F, Belavsky L, Kudinsky R, Gery R. (2003). Bacteremia and Sinusitis due to *Flavimonas oryzihabitans*) Peritonitis with multiple rare environmental bacteria in a patient receiving long-term peritoneal dialysis: Infection. *Scand J Infect Dis*;35:415-420.
43. Gilardi G. (1995). *Pseudomonas* and related genera. In: Balows A, Hausler W, Herman K, et al: *Manual of Clinical Microbiology*. 6th ed. Washinton DC: American Society of Microbiology; 509-19.
44. Camero S, Juni BA, Drunen NV, et al. (1986). Reported contamination of heparin sodium with *Pseudomonas Putida*. *MMWR*; 35:123-4.
45. Levy S. (2002). Factors impacting on the problem of antibiotic resistance. *Journal Of Antimicrobial Chemotherapy (JAC)*, 49(1), 25-30.
46. Tang, H., Yu, H., Li, Q., Wang, X., Gai, Z., Yin, G., & ... Xu, P. (2011). Genome Sequence of *Pseudomonas putida* Strain B6-2, a Superdegrader of Polycyclic Aromatic Hydrocarbons and Dioxin-Like Compounds. *Journal Of Bacteriology*, (23),
47. Carpenter, R. J., Hartzell, J. D., Forsberg, J. A., Babel, B. S., & Ganesan, A. (2008). REVIEW: *Pseudomonas putida* war wound infection in a US Marine: A

case report and review of the literature. *Journal Of Infection*, 56234-240. doi:10.1016/j.jinf.2008.01.004

48. Perz, J. F., Craig, A. S., Stratton, C. W., Bodner, S. J., Phillips, W. E., & Schaffner, W. (2005). *Pseudomonas putida* Septicemia in a Special Care Nursery Due to Contaminated Flush Solutions Prepared in a Hospital Pharmacy.
49. Huddedar, S. B., Shete, A. M., Tilekar, J. N., Gore, S. D., Dhavale, D. D., & Chopade, B. A. (2002). Isolation, characterization, and plasmid pUPI126-mediated indole-3-acetic acid production in *Acinetobacter* strains from rhizosphere of wheat. *Applied Biochemistry And Biotechnology*, (1-6), 21.
50. Gordon, N. C., & Wareham, D. W. (2010). Review: Multidrug-resistant *Acinetobacter baumannii*: mechanisms of virulence and resistance. *International Journal Of Antimicrobial Agents*, 35219-226. doi:10.1016/j.ijantimicag.2009.10.024
51. Poirel, L., Figueiredo, S., Cattoir, V., Carattoli, A., & Nordmann, P. (2008). *Acinetobacter radioresistens* as a Silent Source of Carbapenem Resistance for *Acinetobacter* spp. ▽.
52. Saha, S. C., & Chopade, B. A. (2009). Radiation sensitivity of *Acinetobacter* spp. and their redicidation for preservation of meat at low temperature. *Bangladesh Medical Research Council Bulletin*, 35(2), 33-40
53. Paolo, V., Andrea, P., Patrizia De, M., Anna, F., Evangelo, B., Andrea, A., & Nicola, P. (2013). Dispatches Community-Acquired *Acinetobacter radioresistens* Bacteremia in an HIV-Positive Patient.
54. Ge X, Shi X, Shi L, Liu J, Stone V, Xu P, et al. (2016). Involvement of NADH Oxidase in Biofilm Formation in *Streptococcus sanguinis*. *Plos ONE* [serial on the Internet]; 11(3): 1-20.
55. Okahashi N, Okinaga T, Sakurai A, Terao Y, Nakata M, Nishihara T, et al. (2011). *Streptococcus sanguinis* induces foam cell formation and cell death of macrophages in association with production of reactive oxygen species. *FEMS Microbiology Letters* [serial on the Internet]; 323(2): 164-170. Available from: Environment Complete.
56. Liberto M, Matera G, Puccio R, Lo Russo T, Colosimo E, Focá E. (2009). Six cases of sepsis caused by *Pantoea agglomerans* in a teaching hospital. *New Microbiologica*; 32,119-123.

57. Hernández A, García E, Yagüe G, Gómez J. (2010) *Acinetobacter baumannii* multirresistente: situación clínica actual y nuevas perspectivas. *Rev Esp Quimioter*; 23 (1):12-19.
58. Puerta A y Mateos F. (2010). Enterobacterias. *Medicine*; 10(51): 3426-31.
59. Li E, Wei X, Ma Y, Yin Z, Li H, Zhao X, et al. (2016) Isolation and characterization of a bacteriophage phiEap-2 infecting multidrug resistant *Enterobacter aerogenes*. *Scientific Reports*; 628338, MEDLINE.
60. Organización Mundial de la Salud. (2009) Manual Técnico de Referencia para la Higiene de las Manos.