



UNIVERSIDAD PERUANA
CAYETANO HEREDIA
ESCUELA DE POSGRADO

CONTAMINACIÓN MICROBIANA EN
EL PROCESO DE TOMA
RADIOGRAFICA INTRAORAL DEL
SERVICIO DE RADIOLOGÍA ORAL Y
MAXILOFACIAL DE LA UNIVERSIDAD
PERUANA CAYETANO HEREDIA. 2015
TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE
MAESTRO EN ESTOMATOLOGÍA

GUIHAN LEE

LIMA - PERÚ

2016

ASESORA PRINCIPAL:

Mg. Esp. Martha López Pinedo

Departamento Académico Clínica del Adulto (DACE), Sección de Periodoncia.

CO- ASESOR:

Esp. Víctor Calderón Ubaqui

Departamento Académico de Medicina y cirugía Bucomaxilofacial
(DAMCIBUM), Sección de Radiología Oral y Maxilofacial.

AGRADECIMIENTOS

Mi profundo agradecimiento a mis asesores: Dra. Martha Lopez y Dr. Victor Calderon, por su apoyo incondicional y confianza.

A mi familia por estar siempre presentes.

A Dra. Dora Maurtua y Dra. Luz Carbajal por la paciencia y enseñanza para realizar la presente investigación.

FINANCIAMIENTO

Auto financiamiento

RESUMEN

Objetivo: Determinar la cantidad e identificar las bacterias y hongos mediante el análisis microbiológico en las superficies contactadas por el operador durante la toma y procesado de radiografías intraorales en diferentes momentos del día en el Servicio de Radiología Oral de la UPCH. **Materiales y métodos:** Se realizó un muestreo en 8 superficies del servicio de radiología oral. Las muestras se tomaron en 3 momentos por el mismo investigador; antes y después de desinfección y durante las actividades en el servicio, se realizó el hisopado de las superficies con Caldo de Tripticasa Soya (TSB). Las muestras fueron inoculadas e incubadas en diferentes medios de cultivos. Luego se realizó el conteo respectivo de Unidad Formadoras de Colonias (UFC) y también se realizó la identificación. **Resultados:** Se encontró una alta cantidad concentración de bacterias ($2709 \times 10 \text{ UFC/cm}^2$) y hongos (4516 UFC/cm^2) en el servicio radiología oral. *Staphylococcus aureus* fue la bacteria más frecuente y *Fusarium solani* fue el hongo más encontrado. **Conclusiones:** Las superficies contactadas por los operadores durante la toma y revelado de radiografía intraoral en el servicio radiología oral existe alta contaminación por las bacterias y hongos patógenos y/o oportunistas.

PALABRAS CLAVES: Control de infecciones, Desinfección, Radiografía dental, Microbiología (DeCS)

ABSTRACT

Objective: Determinate the amount and identify of bacteria and fungi through a microbiological analysis of contacting surfaces in a radiology service from the operator during the taking and process of intraoral radiographies in different moments of the day. **Materials and methods:** A sample was taken from 8 surfaces of the oral radiography service. Samples were taken with a cotton stick swap with Tryptic Soy Broth (TSB) in 3 different moments by the same investigator; at beginning and that the end of activities. The samples were inoculated and incubated in different cultivar measures and also biochemical tests were realized. **Results:** A high concentration of bacteria ($2709 \times 10 \text{ UFC/cm}^2$) and fungus (4516 UFC/cm^2) were found in the oral radiology service. The *Staphylococcus aureus* was bacteria most frequently found microorganism and *Fusarium solani* was fungi most frequently found microorganism in this study. **Conclusions:** The surfaces contacted by operators during taken and process intraoral radiography in oral radiography service exists high contamination by bacteria and fungi pathogens and/or opportunistic.

KEY WORDS

Infection control, Disinfection, Radiography dental, Microbiology (MeSH)

TABLA DE CONTENIDOS:

	Pág.
ÍNDICE DE TABLAS	
ÍNDICE DE ABREVIATURA	
I.	INTRODUCCIÓN 1
II.	PLANTEAMIENTO DE LA INVESTIGACIÓN
	II.1. Planteamiento de problema 2
	II.2. Justificación 2
III.	MARCO TEÓRICO 4
IV.	OBJETIVOS
	IV.1. Objetivo general 27
	IV.2. Objetivos específicos 27
V.	HIPÓTESIS 29
VI.	MATERIAL Y MÉTODOS
	VI.1. Diseño de estudio 30
	VI.2. Población 30
	VI.3. Muestra 30
	VI.4. Variables (Definición conceptual, tipo, dimensiones o categoría, escala de medición) 31
	VI.5. Técnicas y/o procedimientos 32
	VI.6. Plan de análisis 37
	VI.7. Consideraciones éticas 38
	VI.8. Recursos 38
VII.	RESULTADOS 40

VIII.	DISCUSIÓN	56
IX.	CONCLUSIONES	63
X.	RECOMENDACIONES	64
XI.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	65
	ANEXOS	

ÍNDICE DE TABLAS

	Pag.	
Tabla 1	Recuento de UFC de bacterias por superficies y momentos	42
Tabla 2	Medidas de tendencia central y dispersión de UFC de bacterias por momentos y superficies	43
Tabla 3	Comparación de UFC de las bacterias por momento en la toma de radiografía	44
Tabla 4	Comparación de UFC de las bacterias por momento en el revelado de radiografía	45
Tabla 5	Comparación de UFC de bacterias por superficies	46
Tabla 6	Identificación de bacterias por superficies y momentos	47
Tabla 7	Identificación de bacterias por frecuencia y porcentajes	48
Tabla 8	Recuento de UFC de hongos por superficies y momentos	49
Tabla 9	Medidas de tendencia central y dispersión de UFC de hongos por superficies y momentos	50
Tabla 10	Comparación de UFC de los hongos por momentos en la toma de radiografía	51
Tabla 11	Comparación de UFC de los hongos por momentos en el revelado de radiografía	52
Tabla 12	Comparación de UFC de los hongos por superficies	53

Tabla 13	Identificación de hongos por superficies y momentos	54
Tabla 14	Identificación de hongos por frecuencia y porcentajes	55

ÍNDICE DE ABREVIATURA

ADA	=	American Dental Association
ROMF	=	Radiología Oral y Maxilofacial
CEC	=	Clínica Estomatológica Central
UPCH	=	Universidad Peruana Cayetano Heredia
MMWR	=	Morbidity and Mortality Weekly Report
NaOCl	=	Hipoclorito de Sodio
CDC	=	Disease Control and Prevention
OMS	=	Organización Mundial de la Salud
OSHA	=	Occupational Safety and Health Administration
TSB	=	Caldo Tripticasa de Soya
BHI	=	Brain Heart Infusion (Infusión Cerebro Corazón)
BHA	=	Agar de Infusión Cerebro Corazón
UFC	=	Unidades Formadoras de Colonias
RIQ	=	Rango Intercuartil
Max	=	Máximo
Min	=	Mínimo

I. INTRODUCCIÓN

El empleo de los rayos X es una ayuda en el diagnóstico oral siendo en muchos casos indispensable su uso. Hoy en día, en la práctica odontológica o estomatológica, el estudio radiográfico es muy utilizado y necesario para llegar o aproximarnos a un diagnóstico más exacto¹⁻³.

La radiología intraoral como parte de la odontología o estomatología trabaja en el interior de la cavidad oral y eso significa que el profesional y el paciente casi siempre están expuestos a un procedimiento contaminado³⁻⁸. En la boca de un paciente podemos encontrar numerosos y diversos microorganismos; el riesgo de adquirir una infección es relativamente baja según las investigaciones, sin embargo el riesgo de contaminación es alto, no sólo pueda involucrar al profesional, sino también al personal auxiliar y al mismo paciente³⁻⁸.

La aplicación de medios y medidas para el control de infecciones es aplicable a todas las acciones que realiza el profesional de salud, sin embargo en la aplicación de las técnicas radiográficas podemos observar frecuentemente que estos principios de bioseguridad no son, ni responsables, ni correctamente aplicados³.

La ADA, desde el 1989 publica una guía de bioseguridad en la práctica de radiología oral y sus actualizaciones para que cada institución tenga sus propios protocolos de control de infecciones^{3,7,8}, muchos trabajos de investigación demuestran un alto grado de contaminación y la efectividad del nuevo protocolo de bioseguridad en los servicios de radiología intraoral, pero lamentablemente no existen mecanismos que supervisen la aplicación de estos medios y medidas ni normas internas que regulen la actividad en la práctica de la radiología oral^{3,5,7,8}.

II. PLANTEAMIENTO DE INVESTIGACIÓN

II.1. Planteamiento del problema

Los procedimientos clínicos, de laboratorio en la práctica estomatológica están sujetos a contaminación y con el tiempo se han ido tomando de manera pertinente las medidas para disminuir este riesgo a través de protocolos, guías y manuales de medios y medidas de control de infecciones^{9,10}. Sin embargo, la aplicación de estas medidas en países en vía de desarrollo ha sido parcialmente aplicada debido principalmente al costo económico que de ello deriva^{3,11}. En la práctica radiológica dental lamentablemente estas medidas de control de infección son subestimadas, y esto ha llevado a la no aplicación racional de los medios y medidas sugeridas internacionalmente^{3,11}. A pesar de ello existen tesis de investigaciones realizados en diferentes momentos que han demostrado una gran cantidad de microorganismos de muestras tomadas en el servicio de Radiología oral de la Clínica Dental Cayetano Heredia^{3,11}.

Los resultados de estos trabajos aparentemente no han impactado para modificar los medios y medidas de control de infecciones en el servicio. ¿Cuál es la situación de la contaminación bacteriana y micótica del servicio de Radiología Oral y Maxilofacial de la Universidad Peruana Cayetano Heredia en el año 2015?

II.2. Justificación

De acuerdo a la problemática planteada basados en reportes del curso de microbiología en donde se hallaron diversos tipos y cantidades de microorganismos en las superficies de las diferentes áreas del servicio Radiologías Oral y Maxilofacial de la Facultad de Estomatología de la Universidad Peruana

Cayetano Heredia, que en conclusión demuestra debilidades en los medios y medidas en el servicio, es por ello que se plantea el presente trabajo para mejorar las condiciones de esta práctica.

La importancia de este estudio se divide en tres puntos. El primero, la importancia teórica, la cual brindó nuevo conocimiento acerca de la contaminación microbiana del servicio ROMF de la CEC de la UPCH. Además, continuó una línea de investigación que promueve el estudio de contaminación microbiológica en el servicio radiología oral. Segundo, la relevancia en el ámbito clínico e institucional, el resultado del presente trabajo podría alertar a los odontólogos para poner énfasis en la contaminación microbiana que puede existir en la práctica de toma radiográfica, si no se toman en cuenta las medidas de bioseguridad en la atención de sus pacientes. Finalmente, tuvo una justificación social ya que podría generar interés en las empresas biomédicas que producen materiales para reducir la contaminación microbiana compatible en el ámbito odontológico, generando de esta manera el compromiso de la seriedad en esta problemática, beneficiando al personal que laboran en el servicio Radiología Oral y Maxilofacial, para la población que acude a este servicio.

El propósito del presente estudio fue determinar la cantidad e identificar los diferentes microorganismos presentes en el servicio de Radiología Oral y Maxilofacial de la Facultad de Estomatología en la UPCH en el año 2015.

III. MARCO TEÓRICO

1) Contaminación, Infección y transmisión

La contaminación es la acción y efecto de la alteración nociva de la pureza o las condiciones normales de una superficie o un medio por agentes microbianas la cual no necesariamente ser patógenas^{5,9,13}.

La infección es la acción y efecto de la invasión de un microorganismo patógeno a los tejidos de un ser vivo y la transmisión es cualquier mecanismo en virtud del cual un agente infeccioso se propaga en el ambiente de una persona a otra^{3,7-9,11,13}.

La infección nosocomial es una infección localizada o sistémica que resulta de una reacción adversa a la presencia de un agente infeccioso o su toxina, que no estaba presente en el paciente en el momento de su admisión al hospital¹⁴. La infección es considerada como adquirida en la comunidad si los signos y síntomas y los cultivos son positivos en las primeras 48 horas a la admisión^{11,12,14,15}. La infección es nosocomial si los signos, síntomas y cultivos son positivos después de las 48 -72 horas de la admisión¹⁴⁻¹⁶.

Normalmente los estudios radiográficos orales son considerados como procedimientos no invasivos, sin embargo la aplicación de la técnica radiográfica intraoral pone en contacto directo fluidos procedentes de la mucosa del paciente y saliva a superficies, instrumentos, medios que son fuentes de contaminación^{2,3,11,16-19}.

En la práctica odontológica, la saliva constituye un medio potencialmente contagioso, debido a su frecuente contaminación con sangre^{3,9,11,16-19}. Además por la sangre puede transmitirse muchas enfermedades principalmente como VIH, VHB, etc^{2-3,9,11,12}. La historia médica y la exploración clínica no garantizan la

identificación de los sujetos con infección por VIH ni VHB ni por enfermedades contagiosas^{8,9,14,15}. Además en los servicios o consultas radiográficos es mucho más difícil obtener estos datos de los pacientes^{8,9,14,15}. Por estas razones todos los pacientes deben ser atendidos como fuente principales de infección^{8,9,14,15}.

Hoy en día no sólo nos preocupamos por el contagio del VIH ya que la prevalencia durante el procedimiento odontológico es muy baja, en comparación en otras enfermedades como hepatitis, tuberculosis, etc⁹. En general, el riesgo de adquirir cualquier tipo de infección depende de la dosis del agente patógeno transmitido, la virulencia del patógeno, así como la frecuencia o la probabilidad de exposición al material contaminado y al estado del sistema inmunitario del huésped^{9,15,16}.

La transmisión de microorganismos lo podemos dividir en 2 grupos: directa e indirecta^{7-9, 16}.

La transmisión directa es el traspaso directo e inmediato de un agente infeccioso a una puerta de entrada receptiva tal como: piel, mucosa oral, mucosa nasal, conjuntivas o mucosas genitales^{7-9,16}. Puede ocurrir por 1) Contacto directo al: tocar, morder y besar, 2) Proyección directa de gotitas de sangre, saliva o secreciones al: escupir, toser, estornudar, hablar, cantar o 3) Exposición al polvo contaminado proveniente de: Ropas de vestir, ropas de camas, suelos o pisos contaminados^{7-9,16}.

La transmisión indirecta es la transferencia de un agente infeccioso a un individuo susceptible a través de: Vehículos de transmisión, por intermedio de un vector y aerosoles microbianos^{7-9,16}.

2) Bioseguridad

La bioseguridad es el conjunto de actitudes y procedimientos orientados a impedir la contaminación por microorganismos hacia el profesional de salud o hacia el paciente^{9,20}.

La asepsia es el método diseñado para evitar la infección del cuerpo humano con el fin de disminuir las posibilidades de contaminaciones microbianas^{16,20}.

Los términos de desinfección y esterilización pueden ser parecidos, pero poseen significados muy distintos^{16,20}.

Desinfectar es la destrucción de los gérmenes patógenos en estado vegetativo o no esporulante con procedimientos químicos y **Esterilizar** es la eliminación total de los microorganismos incluidos las formas esporuladas con procedimiento físicos^{3,9,16,20}. Es indispensable para tales efectos que los instrumentos y/o materiales que van a ser empleados en actividad médica deben de haber estado bien lavados, cepillado con detergente antes de esterilizar y/o desinfectar^{3,9,16,20,21}.

Existen 2 formas para esterilizar: Calor seco y Calor húmedo:

1) Calor seco

En esta técnica se pueden manejar la temperatura y el tiempo de exposición a los que es expuesto el material. La mayor desventaja de esta técnica es el tiempo que se requiere. El calor seco no ataca el vidrio ni causa oxidación de los instrumentos^{8,9,16,20,21}. (Cuadro 1)

Temperatura	Tiempo
170 °C	60 minutos
160 °C	120 minutos
150 °C	150 minutos
140 °C	150 minutos

Cuadro 1. Relación tiempo-temperatura para conseguir la esterilización en una esterilizadora en calor seco²¹.

2) Calor húmedo

Esta técnica utiliza calor con vapor de agua, llegando al punto de ebullición del agua, su funcionamiento ideal es mantener durante 15 a 20 minutos a partir del momento en que la carga alcanza la temperatura de 121°C a una presión de 1.5 atmosférica, para esterilizar y/o destruir de todos los microorganismos, inclusive las esporas^{8,9,21}. Actualmente se recomiendan las autoclaves Flash, que utiliza temperaturas de 121°C a 132°C en un esterilizador de desplazamiento de aire por gravedad durante 3 a 5 minutos y además por el pequeño espacio que ocupan^{8,9,21}.

Desinfectar o “esterilizar en frío” depende de varios factores ajenos a la naturaleza del producto químico^{8,9,21}.

Estos son:

- Tipo y magnitud de la contaminación, microbiana de los instrumentos a esterilizar
- Concentración de la solución química

- Presencia en los instrumentos de material que pueden inactivar al agente químico.
- Tiempo de exposición al agente químico
- Procedimiento de limpiezas previas para eliminar residuos tóxicos o materiales orgánicas de los instrumentos.

Los productos químicos que pueden ser utilizados para la desinfección son glutaraldehído al 2% con buffer fenólico, hipoclorito de sodio, alcohol de 70°, formaldehído y otros^{8,9,21}.

3) Microbiología: Bacteriología y Micología

El término microbiología viene de la palabra griega, micro (*μικρός*) que significa “muy pequeño”, bíos (*βίος*) “vida” y logos (*λογία*) “estudio o ciencia”^{13,22}. En la microbiología está compuesta por varias ramas que son la bacteriología, la micología, la virología, la parasitología y la inmunología^{22,23}.

Los microorganismos están ampliamente distribuidos en la naturaleza y contribuyen a mantener el ecosistema ambiental, algunos viven en la tierra, en las aguas o en los vegetales, o forman parte de la biota normal de los organismos²². Sólo unos pocos microorganismos son capaces de ejercer acciones perjudiciales y constituyen como los microorganismos patógenos^{22,23}.

3.1. Medios de cultivos y pruebas bioquímicas comunes para la identificación de bacterias y hongos

Para la identificación de las bacterias, requiere un conocimiento obtenido por

técnicas experimentales así como la observación, ya que a menudo es necesario determinar las propiedades bioquímicas, fisiológicas, genéticas y morfológicas para lograr una descripción adecuada de un taxón²³⁻²⁵.

El medio de cultivo nos permite cultivar los microorganismos del ambiental o del organismo en el laboratorio²²⁻²⁴. El medio de cultivo se define como una solución acuosa o un agar que contiene todas las sustancias necesarias para el crecimiento de un(os) determinado(s) microorganismo(s)^{22,23}.

En los primeros tiempos, los medios de cultivos se conocidos como sustancia líquido incorporados a los medios de gelatina^{22,25}. Pero este tipo de medio de cultivo tuvo muchos inconvenientes para cultivar, obtener cultivo puro u etc, debido que se hunde a 25°C, a mayor temperatura se licúa y muchas bacterias presentan gelatinasas que hidrolizan la gelatina^{22,25}. En el año 1882, Walther Hesse sugirió agregar el agar (polisacárido agarosa extraído de algas rojas) como gelificante^{22,25}. El agar presenta muchas ventajas que gelatina que no funde hasta cerca de los 100°C, pero se mantiene licuado aunque la temperatura se baje hasta 40°C, nivel en el que se vuelve a solidificar^{22,25}. Esto se conoce como fenómeno de sobrefusión del agar y permite introducir o sembrar las bacterias sin que se dañen a causa de la temperatura^{22,25}.

Casi todas las bacterias heterótrofas crecen mejor en medios complejos en los que es difícil conocer la cantidad exacta de cada compuesto químico^{22,25}. Según el agregado o no de otras sustancias se obtiene medios comunes (caldo, agar caldo, agar nutritivo, BHA o agar plate count), medios enriquecidos si se agrega suero sangre (agar sangre)^{22,25}. Hay medios de composición química definida en los que se sabe exactamente qué cantidad de cada nutriente se utiliza, conocido como

medios sintéticos, se utiliza para cultivar microorganismos exigentes (agar macconkey)^{22,25}. Hay medios diferenciales o indicadores por un cambio de estado o de color permiten que se evidencie alguna actividad metabólica del microorganismo o permite la identificación de ese microorganismo (agar manitol salado)^{22,25}. A veces agregan una sustancia especial para inhibir el crecimiento de ciertas bacterias para homogenizar la especie de microorganismos (agar sabouraud con cloranfenicol) (Cuadro 2)^{22,25}.

Los procedimientos de tinción (como la tinción de gram) pueden proporcionar una estimación confiable de la naturaleza de las superficies celulares^{22,25}. Se puede obtener información valiosa al observar al microscopio luego del procedimiento de tinción^{22,25}, la presencia o ausencia de pared celular (gram positivo o negativo), la forma celular, la presencia o ausencia de estructuras especializadas como esporas o flagelos^{22,25}.

Algunas bacterias producen pigmentos característicos y otras se pueden identificar por su complemento de enzimas extracelulares²²⁻²⁵; la actividad de estas proteínas con frecuencia se pueden observar como zonas transparentes que rodean a las colonias que proliferan en presencia de sustratos insolubles²²⁻²⁵. El uso de anticuerpos específicos puede proporcionar un indicio rápido de similitud en las estructuras superficiales de bacterias aisladas²²⁻²⁵. Es factible utilizar pruebas del tipo de la oxidasa, que emplea un aceptor artificial o electrón para distinguir microorganismos mediante la presencia de una enzima respiratoria, el citocromo *c*²²⁻²⁵. Pruebas bioquímicas simples pueden confirmar la existencia de funciones metabólicas características²²⁻²⁵.

Agar	Uso	Componentes
	Recuento de bacterias generales	Extracto de levadura, D(+)
Plate Count	(Unidad Formadoras de Colonias) y crecimiento general	–Glucosa y peptona de caseína.
Sangre	Aislamiento de bacterias y tipo de hemolisis	Sangre, peptona y NaCl.
Manitol Salado	Aislamiento de bacterias gram positivo	Extracto de carne, pluripeptona, D-manitol, NaCl y rojo de fenol.
Infusión Corazón Cerebro	Aislamiento de bacterias y crecimiento general	Infusión de cerebro de oveja, infusión de corazón vacuno, peptona, NaCl, Glucosa y fosfato disódico.
Mac Conkey	Aislamiento de bacterias de gram negativo y fermentadora de lactosa	Peptona, sorbitol, sales biliares, NaCl, Rojo neutro, cristal violeta y lactosa.
Sabouraud	Aislamiento de hongos	Pluripeptona.

Cuadro 2. Los componentes y uso de algunos agares para cultivar los microorganismos^{22,25,26}.

Los criterios que conducen al agrupamiento exitoso de algunos microorganismos relacionados incluyen también la medición de su sensibilidad a los antibióticos²²⁻²⁵. El valor de un criterio taxonómico depende del grupo biológico que se

compara²²⁻²⁵. No pueden usarse características compartidas por todos o ninguno de los miembros para distinguir a uno en particular, pero éstas sí pueden definir a un grupo (por ejemplo, todos los estafilococos producen la enzima catalasa)²²⁻²⁵.

Las bacterias se pueden clasificar según su capacidad de retención de la tinción de Gram (bacterias gram positivos y gram negativos) y por la forma de cada célula (cocos, bacilos)²²⁻²⁵. En comparación con las bacterias, los hongos pueden ser levaduras y formas miceliales. Las levaduras producen colonias redondeadas, pálidas o mucoides en las placas del agar²²⁻²⁵. Por otra parte, la forma micelial está formada por estructuras tubulares conocidas como hifas y a menudo las colonias formadas se describen como filamentosas²²⁻²⁵ (Cuadro 3).

3.2. Clasificación de las bacterias

Actualmente se utiliza ampliamente la clasificación de bacterias de acuerdo Jawets, Melnick y Adelberg²³.

1. Bacterias Aerobias y Anaerobias facultativas

1.1. Cocos

1.1.1. Cocos Grampositivos

1.1.1.1. Catalasa-Positivos: Especies de *Staphylococcus*

1.1.1.2 Catalasa-Negativos: Especies de *Aerococcus*, *Enterococcus*, *Gemella*, *Lactococcus*, *Leuconostoc*, *Pediococcus*, *Abiotrophia*, Especies de *Streptococcus* (grupo A, B, D, G y *viridans*)

1.1.2. Cocos Gramnegativos: *Moraxella catarrhalis*, Especies de *Neisseria*

Pruebas bioquímicas convencionales	Resultados		Interpretación
	Positivo	Negativo	
Calatasa	Burbuja	Sin burbuja	Presencia de peróxidasa
Citrato	Azul	Verde	Alcalinidad
Coagulasa	Aglutinación	Sin aglutinación	Fibrinógeno al fibrina
DNAsa	Presencia de halo	Ausencia de halo	Presencia de enzima desoxirribonucleasa
Glucosa	Rojo/Rosado	Transparente/turbidez	Fermentación anaerobiosis
Oxidasa	Azul	Incolora	Oxidasa
Mac Conkey	Rosado	Amarillo	Fermenta la lactosa
Manitol Salado	Amarillo	Rosado	Fermenta manitol
Rojo de metilo	Anillo de color rojo	Sin formación de anillo	Producción de ácido durante fermentación de carbohidrato
Voges Proskauker	Rojo	Amarillo/turbidez	Producción de acetoína
Sangre	Hemolisis α y β	Hemolisis γ	Factor de enriquecimiento y capacidad hemolítica
SIM	Turbidez difusa en el medio	Crecimiento en punción	Movilidad e producción de indolasa
Ureasa	Morado	Amarillo	Producción de ureasa

Cuadro 3. Resultados e interpretación de algunas pruebas bioquímicas comunes en la identificación de bacterias²²⁻²⁵.

1.2. Bacilos

1.2.1. Bacilos Grampositivos: Especies de *Corynebacterium*, *Mycobacterium*, *Arcanobacterium haemolyticum*, *Bacillus anthracis*, *Bacillus cereus*, *Erysipelothrix rhusiopathiae*, *Gardnerella vaginalis*, *Listeria monocytogenes*

1.2.2. Bacilos Gramnegativos

1.2.2.1. Enterobacteriáceas: Especies de *Citrobacter*, *Enterobacter*, *Escherichia*, *Serratia*, *Shigella*, *Yersinia*, Serotipos de *Salmonella*, *Edwardsiella tarda*, *Klebsiella pneumoniae*, *Morganella morganii*, *Proteus mirabilis*, *Proteus vulgaris*, *Providencia rettgeri*, *Providencia stuartii*

1.2.2.2. No Enterobacteriáceas

1.2.2.2.1. Bacilos fermentativos: Especies de *Aeromonas*, *Vibrio*, *Plesiomonas shigelloides*, *Pasteurella multocida*

1.2.2.2.2. Bacilos no fermentativos: Especies de *Acinetobacter*, *Alcaligenes*, *Brevundimonas*

1.3. Otros

1.3.1. Bacilos y Cocobacilos Gramnegativos: *Actinobacillus actinomycetemcomitans*, Especies de *Arcobacter*, *Bartonella*, *Brucella*, *Bordetella*, *Campylobacter*, *Capnocytophaga*, *Legionella*

1.3.2. Mycoplasmas: Especies de *Mycoplasma*, *Ureaplasma urealyticum*

1.3.3. Treponemas (Organismos Espirales): Especies de *Treponema*

2. Bacterias Anaerobias

2.1. Cocos Grampositivos: Especies de *Peptostreptococcus*

2.2. Cocos Gramnegativos: *Veillonella párvula*

2.3. Bacilos Grampositivas

2.3.1. Formadoras de Esporas: Especies de *Clostridium*

2.3.2. Formadoras de No Esporas: Especies de *Actinomyces*, *Bifidobacterium*, *Eubacterium*, *Lactobacillus*, *Propionibacterium*

2.4. Bacilos Gramnegativos: Grupo de *bacteroides fragilis*, Especies de *Bacteroides*, *Fusobacterium*, *Porphyromonas*, *Prevotella*, *Mobiluncus*

3.3. Clasificación de los hongos

En biología, la palabra hongos designa a un grupo de organismos eucariotas entre los que se encuentran los mohos, las levaduras y las setas²²⁻²⁵. Se clasifican en un reino distinto al de las plantas, animales y protistas²²⁻²⁵. Esta diferenciación se debe, entre otras cosas, a que poseen paredes celulares compuestas por quitina, a diferencia de las plantas, que contienen celulosa²²⁻²⁵.

Los hongos se presentan bajo dos formas principales: hongos filamentosos (antiguamente llamados "mohos") y hongos levaduriformes²²⁻²⁵. El cuerpo de un hongo filamentoso tiene dos porciones, una reproductiva y otra vegetativa²²⁻²⁵. La parte vegetativa, que es haploide y generalmente no presenta coloración, está compuesta por filamentos llamados hifas; un conjunto de hifas conforma el micelio²²⁻²⁵. A menudo las hifas están divididas por tabiques llamados septos²²⁻²⁵. Los hongos levaduriformes o levaduras son siempre unicelulares, de forma casi esférica²²⁻²⁵. No existen en ellos una distinción entre cuerpo vegetativo y reproductivo²³. Actualmente toma la clasificación de acuerdo las modificaciones del congreso internacional de Micología de 1994²³.

1. Levaduriformes o Levaduras

1.1. *Ascomycetos* (división *Ascomycota*): *Archaeascomycetes*, *Hemiascomycetes*, *Eusascomycetes*

2. Filamentosos o producen hifas

2.1. *Basidiomicetos* (división *Basidiomycota*)

2.1.1. Teliomycotina: *Urediniomycetes*

2.1.2. Ustilaginomycotina: *Ustilaginomycetes*

2.1.3. Hymenomycotina: *Homobasidiomycetes* y *Heterobasidiomycetes*

2.2. *Glomeromicetes* (división *Glomeromycota*): *Archaeosporales*, *Diversisporales*, *Paraglomerales*, *Glomerales*

2.3. *Quitridiomicetes* (división *Chytridiomycota*): *Chytridiomycetes*, *Monoblepharidomycetes*, Géneros *incertae sedis*, *Coenomyces*, *Thalassochytrium*

2.4. *Zigomicetos* (división *Amastigomicotes*, clase *Zygomycota*): *Asellariales*, *Basidiobolales*, *Dimargaritales*, *Endogonales*, *Entomophthorales*, *Harpellales*, *Kickxellales*, *Mortierellales*, *Mucorales*, *Zoopagales*

3.4. Enfermedad y agentes etiológicos frecuentes en el área de odontología

Se ha determinado que en los consultorios odontológicos se pueden adquirir o diseminar con relativa facilidad los agentes causantes de las siguientes enfermedades transmisibles durante procedimientos de odontología general ^{9,23};

- Causadas por virus: Hepatitis B, Herpes simple tipo 1 y 2, Varicela zoster, VIH-SIDA, conjuntivitis herpética, mononucleosis infecciosa, rubeola, sarampión^{9,23}.

- Causadas por bacterias: Tuberculosis, infecciones por *Staphylococcus spp.*, *Streptococcus spp.*, *Pseudomonas spp.*, *Klebsiella spp.* y las enfermedades sexualmente transmitidas^{9,23}.

4) Procedimiento de toma de radiografías en el servicio de Radiología oral

Los exámenes radiográficos pueden tener mayor riesgo de contaminación debido por su frecuencia en tanto los exámenes intraorales (periapicales, aleta de mordida y oclusales), como extraorales (panorámica, cefalométricas, etc.)^{3,27-29}.

Para cualquier la toma de radiografías intraorales (periapicales, aleta de mordida y oclusales) se requiere introducir instrumentos, la película radiográfica; el contacto con saliva y la mucosa oral es inevitable^{3,27-29}.

En el servicio de Radiología oral y maxilofacial de la Facultad de Estomatología, cuando el paciente ingresa al servicio radiología oral y se sienta en un sillón para la toma de la radiografía intraoral, el radiólogo o técnico en radiología se coloca los guantes y luego colocará al paciente el mandil de plomo o collarín según corresponda^{3,12}. Después preparará el sensor colocando el protector del plástico al mismo y luego programará el tiempo de exposición de radiación^{3,12}. Seguidamente introducirá el sensor radiográfico en la boca del paciente, el cual mantendrá la placa/sensor por el mismo paciente la en el lugar con el dedo pulgar o índice o el operador, si en caso del paciente tiene la dificultad de sujetar la placa/sensor. En otros casos la placa/sensor estará ubicado y fijado a través de los posicionadores de la película, si el caso lo amerita^{3,12}.

Después el radiólogo o técnico ubicará el cabezal del equipo de rayos X dependiendo de la pieza dentaria o la zona donde se requiere la toma radiográfica,

se programa el kilovoltaje y el tiempo de exposición de rayos X, luego se cierra la puerta para evitar la exposición de los rayos X al operador (técnico, interno, residente, docente, etc) y finalmente se coge el disparador y se presiona el botón para emitir los rayos X^{3,12}.

Cuando el paciente requiere más de una radiografía, esto implicará introducir una vez más la placa con los mismos guantes y cambiar la posición del cabezal del equipo de rayos X, a la vez involucra reprogramar el tablero tocando los botones para hacer la exposición y por último coger el disparador y hacer la exposición cerrando la puerta del cuarto de toma^{3,12}.

Durante este procedimiento, la saliva del paciente es llevada por los guantes hacia otras superficies como, al cabezal del equipo de rayos, disparador, manija de la puerta, sillón para la toma, y ocasionalmente al mandil de plomo para proteger al paciente^{3,12}.

El operador de radiología retira la placa radiográfica de la boca del paciente y lo lleva hacia el área de revelado, abre el envoltorio y deposita la placa radiográfica con el mismo guante utilizado para tomar la radiografía al paciente^{3,12}.

5) Métodos de barrera en odontología

La utilización de los métodos de barrera en el área de cirugía oral se realizó desde hace mucho tiempo, sin embargo en el área de odontología general el empleo de los métodos de barrera no fueron bien establecidos hasta el 5 de junio de 1981, el Dr. M. Gottlieb publicó el primer reporte de caso de SIDA en el MMWR^{3,30}. Este hallazgo causó alerta a los profesionales de salud, creando un cambio en los criterios de manejo de bioseguridad para controlar la infección dentro de todas las

áreas de la consulta odontológica⁹.

La sangre y la saliva siempre se deben considerar como los productos contaminados, por consiguiente es necesario protegerse de estos fluidos provenientes de cualquier paciente y no sólo de los que se sospecha que están infectados⁹⁻¹¹. Para lograr esto se debe usar los métodos de barrera^{9,10}.

6) Controles de infecciones

El control de infección es un acto médico que frena la propagación de los agentes infecciosos entre los pacientes y eso, sin duda, es la mayor preocupación en todas las áreas de la salud²⁸.

Una de las preocupaciones que requieren atención prioritaria de las autoridades de un centro de salud, se refiere a la diseminación de infecciones entre los pacientes y las personas que atienden^{3,12,24,31-33}.

La población que convive en una clínica, normalmente integrada por personal, pacientes y familiares, convierte este problema en una inmejorable oportunidad para que muchos de los microorganismos patógenos del humano se desarrollen, diseminen, causen infecciones y las enfermedades^{5,6}.

6.1. Controles de infecciones en radiología oral

La radiografía dental presenta problemas únicos de control de infección, debido a la potencial contaminación del operador y la contaminación cruzada a pacientes y a otros miembros del equipo del trabajo^{17-19,25}.

El operador al contactar con la saliva de la cavidad bucal del paciente durante la toma de la radiografía dental y posteriormente al dirigirse a los controles de

exposición y la caja de revelado, aumenta el riesgo de exposición de contagio a otros pacientes a las enfermedades infecciosas^{3,12,28-30}.

Khalil (2013) observó una alta contaminación bacteriana y hongos examinando las placas radiográficas intraorales y panorámicas como *S. aureus* (33.8%) y *Aspergillus niger* (23.5%)²⁹.

Freitas et al³⁰ encontraron una alta contaminación por *Staphylococcus genus* de las superficies de radiología oral en la universidad de Maranhao.

Lee et al³ evidenciaron una alta contaminación bacteriana y hongos en las superficies del Servicio radiología oral y maxilofacial de UPCH, sin determinar las especies de los microorganismos.

Por lo tanto, en la práctica de radiología oral se deben aplicar como medios y medidas de bioseguridad el lavado de manos, el uso de mascarilla y el uso de guantes; hay autores que recomiendan el uso de cubiertas protectoras y otros que prefieren realizar desinfección^{3,12,28}.

Si se realiza desinfección en el procedimiento radiográfico intraoral, este incluye la desinfección del sillón dental, del equipo de rayos X y comandos eléctricos, entre paciente y paciente, con un agente químico^{28,30-33}. En relación con el equipo de rayos, su cabezal debe ser cubierto o desinfectado; si se le coloca una cubierta protectora, ésta debe ser cambiada entre pacientes; si es desinfectado, se recomienda hacerlo con NaOCI, este es un germicida efectivo, pero debe ser usado con precaución porque es corrosivo de algunos metales, especialmente del aluminio³¹⁻³³. El alcohol al 70% se presenta como una buena alternativa, ya que combina una efectiva acción desinfectante con un bajo costo y un tiempo de evaporación suficiente como para utilizarlo entre paciente y paciente, sin producir

corrosión en los metales^{9,33-35}. El comando eléctrico, también debe ser desinfectado o protegido con una cubierta plástica, que debe ser cambiada entre paciente y paciente³⁹⁻⁴¹.

Las películas radiográficas deben ser desinfectadas antes de su revelado, para esto el Centers for Disease Control and Prevention (CDC) recomienda el uso de NaOCI en diluciones de 1:10 y 1:50 como método efectivo, el problema es que requiere de un tiempo de acción muy largo para el proceso, por lo tanto sería más lógico usar un desinfectante de superficie más rápido como el alcohol al 70%^{10,42}. El objetivo del control de infecciones en radiología oral es evitar la transmisión de agentes infecciosos entre pacientes y personal clínico u otros pacientes⁴². Existen tres tipos de transmisión en las infecciones en el medio sanitario: del paciente al profesional sanitario, del profesional sanitario al paciente y de paciente a paciente a través de material contaminado^{28,42}.

Potenciales rutas de transmisión de los microorganismos patógenos. El mayor contagio ocurre en paciente al operador, sigue operador al paciente y luego paciente a paciente²⁸ (Gráfico 1).

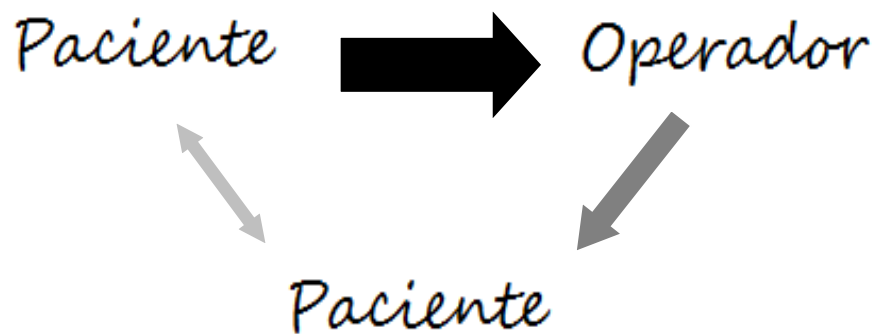


Figura 1. Ruta de transmisión de los microorganismos patógenos³

Además la OMS²⁰ obliga a la esterilización de todos los instrumentos y/o materiales que entran en contacto con la cavidad oral, sin embargo, en radiología oral, una de las limitaciones que existe para la aplicación de esta obligación es la imposibilidad de esterilizar las placas radiografías, por lo tanto estas son desinfectadas.

Según Bartoloni et al³⁹, el potencial de contaminación cruzada en radiología dental es extremadamente alto, esta afirmación se basa en las publicaciones realizadas en 1991 por la OSHA y por la ADA en donde establecen que los fluidos del cuerpo humano y los materiales con los mismos, deben de considerarse potencialmente infecciosos⁷⁻⁸. Para ello la OSHA estableció un mandato de medidas protectoras al personal que está expuesto a dicho material para salvaguardar a los empleados y pacientes que están en riesgo de contaminación cruzada; es así que la ADA y las CDC publicaron y establecieron pautas de control de infección en odontología y que son revisadas periódicamente para incluir información actualizada^{7-9,42}. Así mismo, refiere que el potencial de contaminación cruzada en radiología dental es alta, especialmente cuando las radiografías intraorales son realizadas sin aplicar medios y medidas de protección, tanto en la aplicación de la técnica como en el procesado radiográfico^{7,8,37}.

De acuerdo a Carvalho y Papaiz⁴⁰, todo material manipulado durante el examen radiográfico puede actuar como un medio de transmisión de patógenos.

En 1989, la ADA publicó el primer artículo de control de infecciones durante el procedimiento de la toma de radiografías intraorales^{7,8}.

Langlais et al⁴⁶ han propuesto el método del uso de doble guante, el cual consiste en utilizar un par de guantes descartables de látex al momento de tomar las radiografías y luego en el cuarto oscuro se colocan 2 hojas de papel desechable en la mesa de trabajo, se retira el envoltorio de cada paquete de película colocando el material contaminado en una hoja y las películas para el procesado en la otra; seguidamente se retiran los guantes de examen y se desecha todo el material contaminado, luego el operador se coloca los nuevos guantes de látex y procede a colocar las películas en la caja reveladora. Y con este método actualmente viene siendo empleado durante el procesado de radiografías en el servicio de Radiología Oral de la Universidad Peruana Cayetano Heredia con la finalidad de disminuir la contaminación en el mismo servicio³.

Martoni et al¹⁷ observaron una reducción significativa de los microorganismos de las superficies del servicio de Radiología Oral, desinfectar las superficies con el alcohol de 70° durante 30 segundos.

Ezoddini et al¹⁹ evidenciaron la eficacia de 4 desinfectantes comerciales (Micro 10, Deconex, Alprocid, Microzid AF) sobre microorganismos aislados de diferentes superficies del servicio radiología oral de una universidad (Shahid Sadoughi, Iran).

Arredondo⁴¹ observó que la aplicación de barreras, de desinfección y antisepsia con alcohol de 70% reduce significativamente la cantidad de microorganismos patógenos ó potencialmente patógenos en el proceso de toma radiográfica intraoral.

Silva et al³⁷ observaron que hay una reducción significativa de los microorganismos del ambiente del servicio de Radiología Oral, usando el método

de barrera y solución de clorhexidina alcohólica (70% de alcohol etílico con 5% de clorhexidina).

Li et al^{47,48} demostraron la efectividad de desinfección del Kodak Rapid Access® (sustancia pura), la cual es bastante alta y además mejor que Kodak GBX®. En otro estudio se mostró que se puede tener un excelente resultado de control de infección durante el procesamiento manual de la radiografía intraoral cuando se mezcla a 10% ó a mayor concentración de glutaraldehído con Kodak Rapid Access®^{47,48}.

Goaz et al²⁸ y White et al²⁹ en sus libros, indican que los materiales e instrumentos que serán introducidos en la boca son básicamente la película radiográfica, el posicionador de películas y los guantes.

Para evitar la contaminación de las películas se las puede envolver en plástico (el nombre comercial Kodak Clin Asept Dental Barrier®) que es una envoltura de plástico protectora; otra forma de envolver es utilizar plástico y una selladora de plástico, con estos materiales se puede realizar la envoltura de la placa y antes de colocar en la boca del paciente esta placa deberá ser colocada en un recipiente con desinfectante, luego será secada y colocada en la boca del paciente ^{28,29,46,49}.

Para revelar las placas radiográficas contaminadas por la saliva y probablemente por sangre por estar en la boca del paciente, algunos autores refieren que el paciente previamente a la toma radiográfica debe realizarse un enjuague bucal, pero esto no es suficiente para controlar la infección, por lo que otros autores sugieren lavar las películas tomadas y utilizar un papel toalla para secarlas y trasladarlas al cuarto de revelado ^{25, 26, 43}.

Otra forma de trasladar al cuarto de revelado la o las radiografías tomadas, es mediante la utilización de una bolsa ó vaso descartable después de ser lavadas o desinfectadas, también se menciona que el traslado de la placa se puede realizar en los guantes que se emplearon para la toma de radiografías haciendo una especie de bolsa al retirarse los guantes^{28, 39}. Además es importante desinfectar las superficies del ambiente de trabajo^{28,39}.

Algunos posicionadores de radiografías son desechables y otros son reusables^{3,7,8}. Los desechables deben ser eliminados después de su uso^{3,7,8}. Los que están hechos de plástico y/o metal deben ser esterilizados en calor húmedo ó en calor seco dependiendo del material del producto aunque se deben limpiar y enjuagar bien en agua corriente para eliminar la saliva antes de esterilizar^{3,7,8,28}. Existen algunos autores que sugieren cubrir las superficies de trabajo, otros recomiendan desinfectar y otros realizar ambos procesos²⁹. Es evidente que desde el piso hasta la chapa de la puerta del cuarto de toma de radiografía deben ser limpiados, desinfectados con agentes químicos como glutaraldehído, yodóforos, compuestos derivados del cloro o fenóles sintéticos y alcohol de 70°, o cubiertos con plástico^{31,50}. Los yodóforos y los alcoholes son en general más económicos que los compuestos fenólicos y producen menos corrosión que el hipoclorito, pero no son muy agradables de usar^{7,36}.

Según la ADA^{7,8}, se recomienda usar yodóforos Biocide®, surf-A-Cide®, proMedyne-D® y wescodyne®. Varios investigadores han probado el efecto del hipoclorito de sodio al 5.25% (Lejía doméstica) como desinfectante de las placas radiografías y sus resultados fueron maravillosos. Rudd et al⁵¹ pudieron eliminar *Staphylococcus aureus*, *Streptococcus spp.* Grupo D, *Bacillus subtilis*, *Candida*

albicans y *Pseudomona aeruginosa* durante 5 minutos de inmersión en la misma concentración (5.25%). Neaverth E y Pantera E⁵² pudieron eliminar *Staphylococcus epidermidis*, *Escherichia coli*, *Enterococcus faecalis* y *Bacillus subtilis* luego del uso de Hipoclorito de sodio al 5.25% por 30 segundos.

Para asegurar que la acción desinfectante de la solución persistirá durante el mayor tiempo posible en las superficies tratadas, se deben dejar las humedecidas con la solución³⁵. Además se recomienda que los desinfectantes líquidos estén en contacto con la superficie a desinfectar durante por lo menos 10 minutos^{7,8}.

IV. OBJETIVOS

IV. 1. Objetivo general

Determinar la cantidad e identificar las bacterias y hongos existentes en las superficies que son contactadas durante la realización de la toma de la radiografía intraoral en el Servicio de Radiología Oral y Maxilofacial de la Clínica Estomatológica Central de la Universidad Peruana Cayetano Heredia en el año 2015.

IV. 2. Objetivos específicos

1. Determinar la cantidad y tipo de bacterias en las diferentes superficies contactadas durante la toma de radiografía intraoral, antes de realizar desinfección del servicio, después de realizar desinfección del servicio y durante las actividades del servicio.
2. Determinar la cantidad y tipo de bacterias en las diferentes superficies contactadas durante el procesado de radiografía intraoral, antes de realizar desinfección del servicio, después de realizar desinfección del servicio y durante las actividades del servicio.
3. Determinar la cantidad y tipo de hongos en las diferentes superficies contactadas durante la toma de radiografía intraoral, antes de realizar desinfección del servicio, después de realizar desinfección del servicio y durante las actividades del servicio.
4. Determinar la cantidad y tipo de hongos en las diferentes superficies contactadas durante el procesado de radiografía intraoral, antes de realizar desinfección del servicio, después de realizar desinfección del servicio y durante las actividades del servicio.

5. Comparar la cantidad y el tipo de bacterias encontrados en las diferentes superficies contactadas durante la toma y procesados de radiografías antes de realizar desinfección del servicio, después de realizar desinfección del servicio y durante las actividades del servicio.
6. Comparar la cantidad y el tipo de hongos encontrados en las diferentes superficies contactadas durante la toma y procesados de radiografías antes de realizar desinfección del servicio, después de realizar desinfección del servicio y durante las actividades del servicio.
7. Comparar la cantidad y el tipo de bacterias encontrados en diferentes superficies contactadas durante 3 días no consecutivos.
8. Comparar la cantidad y el tipo de hongos encontrados en diferentes superficies contactadas durante 3 días no consecutivos.

V. HIPÓTESIS

V.1. Hipótesis Nula

No existe la contaminación por diversos tipos de microorganismos en el proceso de obtención de la radiografía intraoral en el servicio de radiología oral y maxilofacial de la Universidad Peruana Cayetano Heredia en el año 2015.

VI. MATERIALES Y MÉTODOS

VI.1. Diseño del estudio

Estudio descriptivo y prospectivo

VI.2. Población

Las superficies del Servicio radiología oral y maxilofacial de la Universidad Peruana Cayetano Heredia, basada en artículos de:

- Silva et al.³⁷ (2004) utilizaron total de 10 superficies:

Placas radiográficas, el cabezal de rayos X, el sillón dental, mandil de plomo, botón de rayos X, la barrera de protectora, banca de cuarto oscuro, revelador, agua y fijador.

- Lee et al.³ utilizaron total de 9 superficies:

Placa radiográfica, manija de la puerta, cabezal de rayos X, disparador de rayos X, mandil de plomo, mesa de trabajo, manija de puerta giratoria, bandeja de entrada de maquina reveladora y interruptor de luz del cuarto oscuro

VI.3. Muestra

Las muestras obtenidas fueron en 2 áreas de servicio de radiología oral (un área de toma radiográfica y otra área la de procesado o revelado de las placas) en 3 días diferentes tomadas al azar (cada día se registró en tres momentos diferentes) considerando el siguiente procedimiento:

- a) En el área de toma de radiografías intraorales: se registraron 10 muestras de hisopado de superficie (5 muestras para las bacterias y 5 muestras para los hongos) en tres momentos diferentes por cada día durante tres días al azar no consecutivos, en las siguientes superficies: placa radiográfica, manija de la puerta, disparador, cabezal de rayos X y mandil de plomo.
- b) En el área de revelado de radiografías intraorales: se registraron 3 muestras de hisopado de superficie (3 muestras para las bacterias y 3 muestras para los hongos) en tres momentos diferentes por cada día durante tres días al azar no consecutivos, en las siguientes superficies: mesa de trabajo, caja reveladora, y secador de placa radiografía.

Al final se obtuvo un total de 144 muestras para el estudio.

VI.3.1. Criterios de inclusión: Las superficies que son contactadas por el operador durante el procedimiento

VI.4. Variables: (Anexo 01)

- Recuento de microorganismos:

La cantidad de colonias de bacterias y hongos que creció en una placa petri con el agar plate count que el rango varía entre 25 a 250 y expresada en UFC.

- Tipo de bacterias:

Grupo de bacterias observadas en la placa petri diferenciadas por macroscópica y microscópica

- Tipo de hongos:

Grupo de hongos observados en la placa petri diferenciados por macroscópica y microscópica

- Momentos de la recolección de las muestras:

Los 3 momentos de la recolección de las muestras para el estudio.

Consiste en 3 momentos diferentes del día: Antes de realizar la primera desinfección del servicio (8:00 am), Después de realizar la primera desinfección del servicio (8:30 am) y Durante las actividades (5:00 pm)

- Días de la recolección de las muestras:

3 días escogidos al azar no consecutivos por el investigador principal

- Superficies:

Las superficies contactadas por los operadores durante la toma y procesado radiográficas intraorales en el servicio Radiología Oral y Maxilofacial de la Universidad Peruana Cayetano Heredia.

VI.5. Técnicas y/o procedimientos

1. Técnica para el hisopado

Para la toma de muestra se usó la técnica de hisopado en superficie basado en el estudio de Silva (2004) ²⁹, Lee (2010) ³ y Paipay (2014) ¹². Un solo examinador calibrado fue el que realizó esta técnica. Las superficies seleccionadas fueron hisopadas en la misma parte. Para ésta procedimiento se confeccionó plantillas de papel con un área abierta de 25 cm² que fueron esterilizadas antes de tomar la muestra y fueron descartados después de cada toma de

la muestra. Estas plantillas fueron utilizadas para todas las superficies, excepto la placa radiográfica, manija de la puerta y el disparador de rayos X. Se sumergió un hisopo en el tubo que contenía 1ml de TSB para la aislamiento de bacteria y otro hisopo en 1 ml de agua destilada estéril para la aislamiento de hongos y posteriormente se fricciónó una sola vez, rotulando la superficie aislada por la plantilla, excepto la placa radiografía, manija de la puerta y disparador de rayos X. Se tomaron en total 54 muestras durante 3 días escogidos al azar y no consecutivos, antes de realizar desinfección del servicio (8:00 a.m.), después de realizar desinfección del servicio (8:30 a.m.) y durante las actividades del servicio (5:00 p.m.). Luego se llevaron al Laboratorio de Bacteriología de la Facultad de Ciencias de la Universidad Peruana Cayetano Heredia para ser sembrados.

Por cada superficie analizada se sembraron en 6 agares: agar Plate Count y su dilución, agar Sabouraud con cloranfenicol, agar sangre, agar BHI y agar Manitol Salado; utilizándose en total 486 placas petri en el estudio.

2. Obtención de las muestras por el hisopado

Hisopado de las superficies contactadas “contaminadas” durante la toma y procesado de radiografías intraorales en los ambientes del Servicio de Radiología Oral y Maxilofacial.

Este procedimiento se realizó de la siguiente manera:

a. Sala de toma de radiografía intraoral. La toma de muestras en el área de tomas de radiografías se realizó en dos momentos;

- El primer hisopado de superficies se realizó en la mañana antes de realizar la desinfección del servicio (8:00 a.m.), tomando muestras de: Placas radiográfica, Manija de la puerta, disparador, Cabezal de rayos X y mandil de plomo.
- La segunda toma de muestras se realizó al finalizar la desinfección del servicio (8:30 a.m.) en la misma área escogida para tomar la primera muestra en las mismas superficies.
- La tercera toma de muestras se realizó al finalizar el servicio de la clínica, durante las actividades del servicio (5:00 p.m.) en la misma área escogida para tomar la primera y segunda muestra en las mismas superficies.

b. Área de procesado de radiografía intraoral. La toma de muestras en el área de procesado de radiografías se realizó en tres momentos;

- El primer hisopado de superficies se realizó en la mañana antes de realizar la desinfección del servicio (8:00 a.m.), tomando muestras de: Placas radiográfica, Manija de la puerta, Disparador, Cabezal de rayos X y mandil de plomo.
- La segunda toma de muestras se realizó al finalizar la desinfección del servicio de la clínica, después de realizar desinfección del servicio (8:30 a.m.) en la misma área escogida para tomar la primera muestra en las mismas superficies.

- La tercera toma de muestras se realizó al finalizar el servicio de la clínica, durante las actividades del servicio (5:00 p.m.) en la misma área escogida para tomar la primera y segunda muestra en las mismas superficies.

2.1. Dilución de las muestras en 2 partes: 1% (solución pura) y al 0.1%

2.2. Inocular las muestras diluidas (0.1%) a la placa de petri con agar correspondiente.

2.3. Incubar las muestras durante 24 hrs.

3. Observación de crecimientos bacterianos macroscópicamente e identificación microscópico (realizar pruebas bioquímicas si son necesarios).

4. Técnicas de aislamiento y cultivo

4.1. Técnica de siembra por dispersión:

Se colocaron los tubos con las muestras hisopadas en el agitador tipo vórtex. Seguidamente se realizó una dilución a partir de las muestras hisopadas del TSB. Se tomó 0.1 ml del tubo que contenía el hisopo (muestra directa) y se pasó a un tubo con 0.9 ml del TSB (dilución 10-1). Tanto de la muestra directa como de la dilución se sembró 0.1ml en agar Plate Count usando la técnica de dispersión en superficie. Las placas se incubaron a 37°C por 48 horas. Del hisopado en agua destilada estéril no se realizó ninguna dilución, se sembró 0.1 ml del tubo que contenía el hisopo en agar Sabouraud con cloranfenicol usando también la

técnica de dispersión en superficie. Las placas se incubaron a 20°C por 5 a 7 días.

4.2. Recuento de colonias

Después de la incubación del agar Plate count se procedieron a realizar el conteo de colonias en la dilución (10^{-1}). El rango de recuento de colonias adecuado es de 25 –250, el conteo fuera de este rango puede dar indicaciones erróneas de la composición bacteriana real de la muestra. En este caso se pudieron contar las colonias en aquellas partes de la placa que son representativas de la distribución de la colonia.

Identificación de cocos gram positivos y gram negativos

Se seleccionaron las diferentes colonias en aspecto que se observaron luego de la incubación. Estas colonias fueron resembradas en BHA y nuevamente incubadas en condiciones de microaerofilia a 37°C por 24 horas. Para la identificación primaria se usaron las pruebas de catalasa y oxidasa y adicionalmente se realizaron la tinción Gram.

Identificación de bacilos gram negativos

En este caso, se seleccionaron las diferentes colonias en aspecto de acuerdo a la fermentación o no fermentación de lactosa. Estas colonias posteriormente fueron resembradas en agar Tripticasa de

soya e incubadas a 37°C por 24 horas. Para la identificación de bacilos gram negativos fermentadores se realizaron las pruebas de Bioquímica convencional según Koneman. A los bacilos no fermentadores se les identificaron mediante el sistema API 20NE de la casa comercial Biomerieux.

Identificación de hongos

Los hongos filamentosos encontrados fueron resembrados individualmente en agar Sabouraud con cloranfenicol por punción e incubados a 20°C por 3 días. La identificación se realizó mediante observación macroscópica de la colonia y observación microscópica usando KOH 10%. Para la identificación de levadura, se resembraron por la técnica de agotamiento en agar Sabouraud y se usaron la coloración de Gram, la prueba de tubo germinativo y asimilación de carbohidratos.

VI.6. Plan de análisis

Con los datos obtenidos se realizó un análisis descriptivo frecuencia, promedio, desviación estándar, mínimo y máximo de UFC, seguidamente se analizó si los datos cumplen con una distribución normal mediante la prueba de Shapiro-Wilk en función de ello se usó un análisis estadístico con las pruebas paramétricas T de Student, U de Mann Whitney y Anova y para pruebas no paramétricas Kruskal Wallis según sea el caso. La cantidad y tipo

de microorganismos se presentó en tabla de frecuencia absoluta y relativa. El nivel de significancia que se utilizó para la prueba de hipótesis es de 0.05. Los datos fueron procesados utilizando el programa estadístico SPSS v. 22.0 y Microsoft® Excel 2013.

VI.7. Consideraciones éticas

Se presentó ante el Comité Institucional de Ética (CIE) de la Universidad Peruana Cayetano Heredia para su revisión y aprobación respectiva.

VI.8. Recursos

Recursos Generales

- 01 Microscopio óptico marca Olympus CX 21
- Incubadora marca Fisher Scientific
- 01 Mechero de Bunsen
- 486 Placas Petri
- 01 frasco de agar tripticasa de soya
- 01 frasco de agar manitol salado
- 01 frasco de agar plate count
- 01 frasco de agar cerebro corazón

- 100 ml de Sangre de cordero
- Plasma sanguíneo humano
- 72 Hisopos estériles de mango de madera
- 144 Tubos de ensayo con tapa rosca o tapa de presión
- 01 Propipeta
- 01 cámara digital

Recursos Humanos:

Cantidad	Nombre	Encargo
01	Guihan Lee	Investigador principal
01	Dr. Víctor Calderón U.	Asesor principal y docente principal de radiología oral y maxilofacial de UPCH
01	Dra. Dora Maurtua T.	Docente principal en microbiología de UPCH

VII. RESULTADOS

El recuento de unidades formadoras de colonias (UFC) de bacterias por superficies y momentos que se observa en la tabla 1. En esta tabla se muestra que la superficie con mayor contaminación fue el disparador de rayos X en el 3er día antes de realizar la primera desinfección del servicio con $231 \times 10 \text{ UFC} / \text{cm}^2$. Además, se puede apreciar que la placa radiografía intraoral obtuvo menos cantidad de formadoras de colonias durante 9 momentos diferentes con $68 \times 10 \text{ UFC} / \text{cm}^2$ (Tabla 1).

En la tabla 2 se realizó el análisis estadístico de UFC de bacterias de las superficies de rayos X del Servicio Radiología Oral y Maxilofacial correspondientes. Se obtuvo la mediana, RIQ, P25, P75, valor mínimo y máximo y la significancia de cada superficie por momento, en esta tabla se observa que los valores son muy dispersos, por lo tanto se empleó la prueba de U de Mann Whitney. En el resultado de la prueba estadística no se observa diferencia estadísticamente significativa cuando se comparan los valores de UFC por momentos, excepto los valores de primer día después de realizado la desinfección y tercer día después de realizado la desinfección del servicio, pero había una diferencia estadísticamente significativa cuando comparó por superficies. ($p < 0.05$) (Tabla 3, 4 y 5).

Se realizaron la identificación de bacterias por superficies y momentos. En la tabla 6 y 7 se observa la mayor presencia de bacterias de la especie de *Staphylococcus*, especialmente *Staphylococcus aureus* que predomina en todas las superficies del Servicio de Radiología Oral y Maxilofacial (8.86%). Pero también se encontraron

numerosos tipos de bacterias que son altamente patógenas para los seres humanos como *Vibrio fluvialis*, *Pseudomonas luteolas* y etc.

El recuento de unidades formadoras de colonias (UFC) de hongos por superficies y momentos como se observa en la tabla 8, muestra que la superficie con mayor contaminación fue el mandil de plomo, en el segundo día después de realizar la primera desinfección del servicio con 780 UFC / cm².

En la tabla 9 se realizó el análisis estadístico de UFC de bacterias de las superficies de rayos X del Servicio Radiología Oral y Maxilofacial correspondientes. Se obtuvo la mediana, RIQ, P25, P75, valor mínimo y máximo y la significancia de cada superficie por momento, en esta tabla se observa que los valores son muy dispersos, por lo tanto se empleó la prueba de U de Mann Whitney y en la prueba estadística se observa diferencia estadísticamente significativa cuando se comparan los valores de UFC por momentos y por superficies ($p < 0.05$) (Tabla 10, 11 y 12).

En la tabla 13 se observa que los hongos filamentosos prevalecieron sobre las levaduras y se localizaron con mayor reiteración en el cabezal de rayos X. Los hongos predominante fueron *Fusarium solani* (Tabla 14).

TABLA 1. Recuento de UFC de bacterias por superficies y momentos

		Placa radiografía	Chapa de la puerta	Disparador de rayos X	Cabezal de rayos X	Mandil de plomo	Mesa de trabajo	Tapa de caja reveladora	Secadora de placa	Σ por momento	Σ por día
1er Día	Antes	2 x 10	8 x 10	11 x 10	13 x 10	16 x 10	1 x 10	7 x 10	62 x 10	120 x 10	
	Después	0	16 x 10	7 x 10	16 x 10	15 x 10	14 x 10	7 x 10	0	75 x 10	406 x 10
	Durante	1 x 10	1 x 10	163 x 10	2 x 10	14 x 10	0	22 x 10	8 x 10	211 x 10	
2do Día	Antes	0	118 x 10	41 x 10	36 x 10	46 x 10	30 x 10	51 x 10	108 x 10	430 x 10	
	Después	2 x 10	30 x 10	79 x 10	42 x 10	18 x 10	10 x 10	43 x 10	68 x 10	292 x 10	1265 x 10
	Durante	0	38 x 10	63 x 10	71 x 10	60 x 10	35 x 10	84 x 10	192 x 10	543 x 10	
3er Día	Antes	1 x 10	16 x 10	231 x 10	162 x 10	101 x 10	4 x 10	12 x 10	46 x 10	573 x 10	
	Después	62 x 10	26x 10	59 x 10	8 x 10	24 x 10	2 x 10	13 x 10	23 x 10	217 x 10	1038 x 10
	Durante	0	43 x 10	158 x 10	3 x 10	2 x 10	33 x 10	2 x 10	7 x 10	248 x 10	
	Σ por superficies	68 x 10	296 x 10	812 x 10	353 x 10	296 x 10	129 x 10	241 x 10	514 x 10	2709 x 10	

Todos los valores fue expresados en UFC / cm².

TABLA 2. Medidas de tendencia central y dispersión de UFC de bacterias por momento y superficies

		Mediana	RIQ	P 25	P 75	Min	Max
1er día	Antes	9.50	9.50	3.25	15	1	62
	Después	10.50	10.50	1.75	15.75	0	16
	Durante	5.00	5.00	1.00	20.00	0	163
2do Día	Antes	43.50	43.50	31.50	93.75	0	118
	Después	36.00	36	12	61.75	2	79
	Durante	61.50	61.50	35.75	80.75	0	192
3er Día	Antes	31.00	31.00	6	146.75	1	231
	Después	23.50	23.50	9.25	50.75	2	62
	Durante	5.00	5.00	2.00	40.50	0	158
	Placa radiográfica	1.00	1.00	1.00	2.00	0	62
	Chapa de la puerta	26.00	26.00	12.00	40.50	1	118
	Disparador de rayos X	63.00	63.00	26.00	160.50	7	231
	Cabezal de rayos X	16.00	16.00	5.50	56.50	2	162
	Mandil de plomo	18.00	18.00	14.00	53.00	2	101
	Mesa de trabajo	10.00	10.00	1.50	31.50	0	35
	Caja reveladora	13.00	13.00	7.00	47.00	2	84
	Secadora de radiografías	46.00	46.00	7.50	88.00	0	192

Todos los resultados corresponden a UFC/cm²

TABLA 3. Comparación de UFC de las bacterias por momento en la toma de radiografía

Momentos		Primer día			Segundo día			Tercer día			
		Antes	Después	Durante	Antes	Después	Durante	Antes	Después	Durante	
Primer día	Antes	Z	-	0.317	0.631	1.567	1.676	1.567	1.467	1.886	0.210
		P	-	0.751	0.528	0.117	0.094	0.117	0.142	0.059	0.834
	Después	Z	0.317	-	0.525	1.681	1.781	1.681	1.586	1.991	0.000
		P	0.751	-	0.599	0.093	0.075	0.093	0.113	0.047	1.000
	Durante	Z	0.631	0.525	-	0.733	1.261	0.733	1.163	1.362	0.210
		P	0.528	0.599	-	0.463	0.207	0.463	0.245	0.173	0.834
Segundo día	Antes	Z	1.567	1.681	0.733	-	0.522	0.419	0.731	0.313	0.419
		P	0.117	0.093	0.463	-	0.602	0.675	0.465	0.754	0.675
	Después	Z	1.676	1.781	1.261	0.522	-	0.522	0.731	0.104	0.419
		P	0.094	0.075	0.207	0.602	-	0.602	0.465	0.917	0.675
	Durante	Z	1.567	1.681	0.733	0.419	0.522	-	0.940	0.940	0.629
		P	0.117	0.093	0.463	0.675	0.602	-	0.347	0.347	0.530
Tercer día	Antes	Z	1.467	1.586	1.163	0.731	0.731	0.940	-	0.731	1.149
		P	0.151	0.113	0.245	0.465	0.465	0.347	-	0.465	0.251
	Después	Z	1.886	1.991	1.362	0.313	0.104	0.940	0.731	-	0.940
		P	0.059	0.047	0.173	0.754	0.917	0.347	0.465	-	0.347
	Durante	Z	0.210	0.000	0.210	0.419	0.419	0.629	1.149	0.940	-
		P	0.834	1.000	0.834	0.675	0.675	0.530	0.251	0.347	-

Prueba de U de Mann Whitney

Todos los resultados corresponden a UFC/cm²

El valor p es estadísticamente significativo, cuando p<0.05

TABLA 4. Comparación de UFC de las bacterias por momento en el revelado de radiografía

Momentos	Primer día			Segundo día			Tercer día				
	Antes	Después	Durante	Antes	Después	Durante	Antes	Después	Durante		
Primer día	Antes	Z	-	0.443	0.218	1.091	1.091	1.528	0.218	0.218	0.000
		P	-	0.658	0.827	0.275	0.275	0.127	0.827	0.827	1.000
	Después	Z	0.443	-	0.443	1.964	1.528	1.964	0.655	0.655	0.443
		P	0.658	-	0.658	0.050	0.127	0.050	0.513	0.513	0.658
	Durante	Z	0.218	0.443	-	1.964	1.528	1.964	0.655	0.655	0.218
		P	0.827	0.658	-	0.050	0.127	0.050	0.513	0.513	0.827
Segundo día	Antes	Z	1.091	1.964	1.964	-	0.655	0.655	1.528	1.964	1.528
		P	0.275	0.050	0.050	-	0.513	0.513	0.127	0.050	0.127
	Después	Z	1.091	1.528	1.528	0.655	-	1.091	0.655	1.091	1.528
		P	0.275	0.127	0.127	0.513	-	0.275	0.513	0.275	0.127
	Durante	Z	1.528	1.964	1.964	0.655	1.091	-	1.528	1.964	1.964
		P	0.127	0.050	0.050	0.513	0.275	-	0.127	0.050	0.050
Tercer día	Antes	Z	0.218	0.655	0.655	1.528	0.655	1.528	-	0.218	0.655
		P	0.827	0.513	0.513	0.127	0.513	0.127	-	0.827	0.513
	Después	Z	0.218	0.655	0.655	1.964	1.091	1.964	0.218	-	0.000
		P	0.827	0.513	0.513	0.050	0.275	0.050	0.827	-	1.000
	Durante	Z	0.000	0.443	0.218	1.528	1.528	1.964	0.655	0.000	-
		P	1.000	0.658	0.827	0.127	0.127	0.050	0.513	1.000	-

Prueba de U de Mann Whitney

Todos los resultados corresponden a UFC/cm²

El valor p es estadísticamente significativo, cuando p<0.05

TABLA 5. Comparación de UFC de bacterias por superficies

Superficies		Placa radiográfica	Chapa de la puerta	Disparador de rayos X	Cabezal de rayos X	Mandil de plomo	Mesa de trabajo	Tapa de caja reveladora	Secador de placa radiografía
Placa radiográfica	Z	-	2.627	3.243	2.892	2.803	1.927	2.805	2.592
	P	-	0.009	0.001	0.004	0.005	0.054	0.005	0.010
Chapa de la puerta	Z	2.627	-	1.811	0.177	0.044	1.459	0.531	0.619
	P	0.009	-	0.070	0.859	0.965	0.144	0.596	0.536
Disparador de rayos X	Z	3.243	1.811	-	1.634	1.545	2.782	1.902	0.972
	P	0.001	0.070	-	0.102	0.122	0.005	0.057	0.331
Cabezal de rayos X	Z	2.892	0.177	1.634	-	0.398	1.414	0.133	0.618
	P	0.004	0.859	0.102	-	0.691	0.157	0.894	0.536
Mandil de plomo	Z	2.803	0.044	1.545	0.398	-	1.635	0.884	0.618
	P	0.005	0.965	0.122	0.691	-	0.102	0.377	0.536
Mesa de trabajo	Z	1.927	1.459	2.782	1.414	1.635	-	1.149	1.679
	P	0.054	0.144	0.005	0.157	0.102	-	0.251	0.093
Tapa de caja reveladora	Z	2.805	0.531	1.902	0.133	0.884	1.149	-	1.018
	P	0.005	0.596	0.057	0.894	0.377	0.251	-	0.309
Secador de placa radiografía	Z	2.592	0.619	0.972	0.618	0.618	1.679	1.018	-
	P	0.010	0.536	0.331	0.536	0.536	0.093	0.309	-

Prueba de U de Mann Whitney

Todos los resultados corresponden a UFC/cm²

El valor p es estadísticamente significativo, cuando p<0.05

TABLA 6. Identificación de bacterias según superficies y momentos

Superficies	1er día			2do día			3er día		
	Antes de desinfección	Después de desinfección	Durante	Antes de desinfección	Después de desinfección	Durante	Antes de desinfección	Después de desinfección	Durante
Placa radiografía	<i>M. luteus</i>	-	<i>S. saprophyticus</i> / <i>Acinobacter spp.</i>	-	<i>R. mucilaginosa</i>	-	<i>B. subtilis</i>	<i>S. epidermidis</i> / <i>S. aureus</i>	-
Chapa de la puerta	<i>M. atlantae</i>	<i>S. intermedius</i>	<i>Neisseria spp.</i> / <i>Listeria spp.</i>	<i>S. xylosum</i> / <i>B. gladioli</i>	<i>S. hominis</i>	<i>S. aureus</i>	<i>S. viridans</i>	<i>S. lentus</i>	<i>S. viridans</i>
Disparador de rayos X	<i>S. aureus</i>	<i>S. warneri</i> / <i>R. mucilaginosa</i>	<i>P. pneumotropica</i> / <i>S. xylosum</i>	<i>R. mucilaginosa</i>	<i>Rothia spp.</i> / <i>R. mucilaginosa</i>	<i>V. fluvialis</i>	<i>S. xylosum</i>	<i>S. lentus</i>	<i>S. epidermidis</i>
Cabezal de rayos X	<i>K. pneumoniae</i>	<i>R. mucilaginosa</i>	<i>S. chromogenes</i>	<i>S. epidermidis</i>	<i>S. viridans</i>	<i>S. hominis</i>	<i>S. lentus</i>	<i>M. nishinomiyaensis</i> / <i>S. lentus</i>	<i>L. monocitogenes</i>
Mandil de plomo	<i>K. Kristinae</i>	<i>S. intermedius</i>	<i>S. xylosum</i>	<i>A. hydrophila</i>	<i>V. fluvialis</i>	<i>P. luteola</i>	<i>S. auricularis</i>	<i>S. epidermidis</i>	<i>K. Kristinae</i>
Mesa del trabajo	<i>S. sanguinis</i>	<i>Bacillus spp.</i> / <i>S. warneri</i>	-	<i>S. aureus</i>	<i>A. hydrophila</i> / <i>P. luteola</i>	<i>S. aureus</i>	<i>S. hominis</i>	<i>S. xylosum</i>	<i>S. auricularis</i>
Tapa de caja reveladora	<i>S. hominis</i>	<i>S. epidermidis</i>	<i>E. corrodens</i>	<i>S. aureus</i>	<i>S. hominis</i>	<i>A. caviae</i>	<i>Streptococcus spp.</i>	<i>P. pneumotropica</i>	<i>S. lentus</i>
Secadora de placas	<i>B. anthracis</i>	-	<i>S. Epidermidis</i>	<i>S. aureus</i>	<i>V. fluvialis</i>	<i>V. fluvialis</i> / <i>V. parahaemolyticus</i>	<i>S. auricularis</i>	<i>P. luteola</i> / <i>V. fluvialis</i>	<i>S. lentus</i>

Tabla 7. Identificación de bacterias por frecuencia y porcentajes

	Bacterias	Frecuencia	%
1	<i>Staphylococcus aureus</i>	7	8.86
2	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	6	7.59
3	<i>Staphylococcus lentus</i>	6	7.59
4	<i>Staphylococcus hominis</i>	5	6.33
5	<i>Rothia mucilaginosa</i>	5	6.33
6	<i>Staphylococcus xylosus</i>	5	6.33
7	<i>Streptococcus viridans</i>	4	5.06
8	<i>Vibrio fluvialis</i>	4	5.06
9	<i>Pseudomonas luteola</i>	3	3.80
10	<i>Staphylococcus auricularis</i>	3	3.80
11	<i>Pasteurella peumotropica</i>	2	2.53
12	<i>Kocuria Kristinae</i>	2	2.53
13	<i>Staphylococcus intermedius</i>	2	2.53
14	<i>Staphylococcus warneri</i>	2	2.53
15	<i>Pasteurella pneumotropica</i>	2	2.53
16	<i>Aeromonas hydrophila</i>	2	2.53
17	<i>Moraxella atlantae</i>	1	1.27
18	<i>Klebsiella pneumoniae</i>	1	1.27
19	<i>Streptococcus sanguinis</i>	1	1.27
20	<i>Bacillus anthracis</i>	1	1.27
21	<i>Rothia spp.</i>	1	1.27
22	<i>Bacillus spp.</i>	1	1.27
23	<i>Staphylococcus saprophyticus</i>	1	1.27
24	<i>Acinobacter spp.</i>	1	1.27
25	<i>Neisseria spp.</i>	1	1.27
26	<i>Listeria spp.</i>	1	1.27
27	<i>Staphylococcus chromogenes</i>	1	1.27
28	<i>Burkholderia gladioli</i>	1	1.27
29	<i>Eikenella corrodens</i>	1	1.27
30	<i>Aeromonas caviae</i>	1	1.27
31	<i>Vibrio parahaemolyticus</i>	1	1.27
32	<i>Bacillus subtilis</i>	1	1.27
33	<i>Micrococcus nishinomiyaensis</i>	1	1.27
34	<i>Micrococcus lentus</i>	1	1.27
35	<i>Listeria monocitogenes</i>	1	1.27
	<i>Sumatoria</i>	79	100

Rojo: Color que identifica bacterias patógenas para humanos

Tabla 8. Recuento de UFC de hongos por superficies y momentos

		Placa radiografía	Chapa de la puerta	Disparador de rayos X	Cabezal de rayos X	Mandil de plomo	Mesa de trabajo	Tapa de caja reveladora	Secadora de placa	Σ por momento	Σ por día
1er Día	Antes	2	0	5	0	0	13	5	9	34	
	Después	0	5	0	12	10	26	65	172	290	810
	Durante	0	0	0	0	1	34	131	320	486	
2do Día	Antes	7	8	5	10	12	4	4	9	59	
	Después	1	3	1	41	780	480	480	320	2106	2200
	Durante	0	1	0	3	6	5	7	13	35	
3er Día	Antes	0	4	0	5	4	5	3	2	23	
	Después	25	0	2	8	6	12	8	3	64	1506
	Durante	0	7	5	2	5	450	320	630	1419	
Σ por superficies		35	28	18	81	824	1029	1023	1478	4516	

Prueba de U de Mann Whitney

Todos los resultados corresponden a UFC/cm²

Tabla 9. Medidas de tendencia central y dispersión de UFC de hongos por superficies y momentos

		Mediana	RIQ	P 25	P 75	Min	Max
1er día	Antes	3.50	3.50	0.00	8.00	0	13
	Después	11.00	11.00	1.25	55.25	0	172
	Durante	0.50	0.50	0.00	106.75	0	320
2do Día	Antes	7.50	7.50	4.25	9.75	4	12
	Después	180.50	180.50	1.50	480.00	1	780
	Durante	4.00	4.00	0.25	6.75	0	13
3er Día	Antes	3.50	3.50	0.50	4.75	0	5
	Después	7.00	7.00	2.25	11.00	0	25
	Durante	6.00	6.00	2.75	6.00	0	630
	Placa radiográfica	0.00	0.00	0.00	4.5	0	25
	Chapa de la puerta	3.00	3.00	0.00	6.00	0	8
	Disparador de rayos X	1.00	1.00	0.00	5.00	0	5
	Cabezal de rayos X	5.00	5.00	1.00	11.00	0	41
	Mandil de plomo	6.00	6.00	2.50	11.00	0	780
	Mesa de trabajo	13.00	13.00	5.00	242.00	4	480
	Caja reveladora	8.00	8.00	4.50	225.00	3	480
	Secadora de radiografías	13.00	13.00	6.00	320.00	2	630

Todos los resultados corresponden a UFC/cm²

Tabla 10. Comparación de los UFC de los hongos por momentos en la toma de radiografía

Momentos		Primer día			Segundo día			Tercer día			
		Antes	Después	Durante	Antes	Después	Durante	Antes	Después	Durante	
Primer día	Antes	Z	-	1.118	0.900	2.546	1.591	0.557	0.673	1.622	1.424
		p	-	0.264	0.368	0.011	0.112	0.557	0.501	0.105	0.154
	Después	Z	1.118	-	1.530	0.846	0.736	0.754	0.868	0.317	0.321
		p	0.264	-	0.126	0.398	0.462	0.451	0.386	0.751	0.748
	Durante	Z	0.900	1.530	-	2.694	2.511	1.417	1.536	2.117	2.124
		p	0.368	0.126	-	0.007	0.012	0.156	0.125	0.034	0.034
Segundo día	Antes	Z	2.546	0.846	2.694	-	0.524	2.410	2.530	0.838	2.121
		p	0.011	0.398	0.007	-	0.600	0.016	0.011	0.402	0.034
	Después	Z	1.591	0.736	2.511	0.524	-	1.277	0.738	0.314	0.315
		p	0.112	0.462	0.012	0.600	-	0.202	0.461	0.753	0.753
	Durante	Z	0.557	0.754	1.417	2.410	1.277	-	0.324	1.273	0.955
		p	0.557	0.451	0.156	0.016	0.202	-	0.746	0.203	0.340
Tercer día	Antes	Z	0.673	0.868	1.536	2.530	0.738	0.324	-	1.167	0.967
		p	0.501	0.386	0.125	0.011	0.461	0.746	-	0.243	0.334
	Después	Z	1.622	0.317	2.117	0.838	0.314	1.273	1.167	-	0.738
		p	0.105	0.751	0.034	0.402	0.753	0.203	0.243	-	0.461
	Durante	Z	1.424	0.321	2.124	2.124	0.315	0.955	0.967	0.738	-
		p	0.154	0.748	0.034	0.034	0.753	0.340	0.334	0.461	-

Prueba de U de Mann Whitney

Todos los resultados corresponden a UFC/cm²

El valor p es estadísticamente significativo, cuando p<0.05

Tabla 11. Comparación de los UFC de los hongos por momentos en el revelado de radiografía

Momentos		Primer día			Segundo día			Tercer día			
		Antes	Después	Durante	Antes	Después	Durante	Antes	Después	Durante	
Primer día	Antes	Z	-	1.964	1.964	1.348	1.993	0.225	1.771	0.655	1.964
		p	-	0.050	0.050	0.178	0.046	0.822	0.077	0.513	0.050
	Después	Z	1.964	-	0.655	1.993	1.993	1.964	1.964	1.964	1.964
		p	0.050	-	0.513	0.046	0.046	0.050	0.050	0.050	0.050
	Durante	Z	1.964	0.655	-	1.993	1.798	1.964	1.964	1.964	1.771
		p	0.050	0.513	-	0.046	0.072	0.050	0.050	0.050	0.077
Segundo día	Antes	Z	1.348	1.993	1.993	-	2.023	1.107	1.107	0.221	1.993
		p	0.178	0.046	0.046	-	0.043	0.268	0.268	0.825	0.046
	Después	Z	1.993	1.993	1.798	2.023	-	1.993	1.993	1.993	0.000
		p	0.046	0.046	0.072	0.043	-	0.046	0.046	0.046	1.000
	Durante	Z	0.225	1.964	1.964	1.107	1.993	-	1.771	0.218	1.964
		p	0.822	0.050	0.050	0.268	0.046	-	0.077	0.827	0.050
Tercer día	Antes	Z	1.771	1.964	1.964	1.107	1.993	1.771	-	1.328	1.964
		p	0.077	0.050	0.050	0.268	0.046	0.077	-	0.184	0.050
	Después	Z	0.655	1.964	1.964	0.221	1.993	0.218	1.328	-	1.964
		p	0.513	0.050	0.050	0.825	0.046	0.827	0.184	-	0.050
	Durante	Z	1.964	1.964	1.771	1.993	0.000	1.964	1.964	1.964	-
		p	0.050	0.050	0.077	0.046	1.000	0.050	0.050	0.050	-

Prueba de U de Mann Whitney

Todos los resultados corresponden a UFC/cm²

El valor p es estadísticamente significativo, cuando p<0.05

Tabla 12. Comparación de los UFC de los hongos por superficies

Superficies		Placa radiográfica	Chapa de la puerta	Disparador de rayos X	Cabezal de rayos X	Mandil de plomo	Mesa de trabajo	Tapa de caja reveladora	Secador de placa radiografía
Placa radiográfica	z	-	0.833	0.237	1.638	1.846	2.901	2.857	2.949
	p	-	0.405	0.813	0.101	0.065	0.004	0.004	0.003
Chapa de la puerta	z	0.833	-	0.686	1.162	1.557	2.839	2.484	2.747
	p	0.405	-	0.492	0.245	0.120	0.005	0.013	0.006
Disparador de rayos X	z	0.237	0.686	-	1.674	2.200	3.095	2.945	3.029
	p	0.813	0.492	-	0.094	0.028	0.002	0.003	0.002
Cabezal de rayos X	z	1.638	1.162	1.674	-	0.355	1.949	1.593	1.903
	p	0.101	0.245	0.094	-	0.723	0.051	0.111	0.057
Mandil de plomo	z	1.846	1.557	2.220	0.355	-	1.462	1.017	1.371
	p	0.065	0.120	0.028	0.723	-	0.144	0.309	0.170
Mesa de trabajo	z	2.901	2.839	3.095	1.949	1.462	-	0.221	0.000
	p	0.004	0.005	0.002	0.051	0.144	-	0.825	1.000
Tapa de caja reveladora	z	2.857	2.484	2.484	1.593	1.017	0.221	-	0.531
	p	0.004	0.013	0.013	0.111	0.309	0.825	-	0.595
Secador de placa radiografía	z	2.949	2.747	3.029	1.903	1.371	0.000	0.531	-
	p	0.003	0.006	0.002	0.057	0.170	1.000	0.595	-

Prueba de U de Mann Whitney

Todos los resultados corresponden a UFC/cm²

El valor p es estadísticamente significativo, cuando p<0.05

Tabla 13. Identificación de hongos por superficies y momentos

Superficies	1er día			2do día			3er día		
	Antes de desinfección	Después de desinfección	Durante	Antes de desinfección	Después de desinfección	Durante	Antes de desinfección	Después de desinfección	Durante
Placa radiografía nueva	Aspergillus fumigatus	-	-	-	Rhinocladiella mackenziei	-	-	Rhinocladiella mackenziei	-
Chapa de la puerta	-	Cladosporium cladosporioides	-	-	Penicillium citrinum	Aspergillus niger	Hialohifomiceto	-	Penicillium citrinum
Disparador de rayos X	Cladosporium cladosporioides	-	-	Cladosporium herbarum	Fusarium solani	-	-	Fusarium solani	Cladosporium herbarum
Cabezal de rayos X	-	Aspergillus fumigatus	-	Fusarium solani	Aspergillus niger	Fusarium solani	Cladosporium cladosporioides	Fusarium solani	Aspergillus niger
Mandil de plomo	-	Paecilomyces variotii	Cladosporium cladosporioides	Aspergillus niger	Fusarium solani	Fusarium solani	Hialohifomiceto	Fusarium solani	Fusarium solani
Mesa del trabajo	Fusarium oxysporum	Fusarium solani	Aspergillus fumigatus	Paecilomyces variotii	Aspergillus niger	Penicillium citrinum	Fusarium solani	Aspergillus niger	Aspergillus niger / Paecilomyces variotii
Tapa de caja reveladora	Fusarium oxysporum / Rhodotorula spp.	Paecilomyces variotii	Fusarium solani	Fusarium solani	Paecilomyces spp.	Cladosporium herbarum	Fusarium solani	Cladosporium herbarum	Paecilomyces spp.
Secadora de placas radiografías intraorales	Fusarium oxysporum / Penicillium citrinum / Cryptococcus spp.	Cladosporium cladosporioides	Fusarium solani	Paecilomyces fumosoroseus	Aspergillus niger	Aspergillus fumigatus	Penicillium citrinum	Penicillium citrinum	Aspergillus niger / Paecilomyces fumosoroseus

Tabla 14. Identificación de hongos por frecuencia y porcentajes

	Hongos	Frecuencia	%
1	<i>Fusarium solani</i>	15	25.42
2	<i>Aspergillus niger</i>	8	13.56
3	<i>Penisilium citrum</i>	6	10.17
4	<i>Cladosporium cladosporiodes</i>	5	8.47
5	<i>Paecilomyces variotii</i>	4	6.78
6	<i>Cladosporium herbarum</i>	4	6.78
7	<i>Aspergillus fumigatus</i>	4	6.78
8	<i>Fusarium oxysporum</i>	3	5.08
9	<i>Paecilomyces fumosoroseus</i>	2	3.39
10	<i>Hialohifomiceto</i>	2	3.39
11	<i>Paecilomyces spp.</i>	2	3.39
12	<i>Rhinocladiella mackenziei</i>	2	3.39
13	<i>Rhodotorula spp.</i>	1	1.69
14	<i>Cryptococcus spp.</i>	1	1.69
	<i>Sumatoria</i>		100

VIII. DISCUSIÓN

En el presente estudio se realizó los análisis microbiológicos de las 144 muestras obtenidas con diferentes medios de cultivo de las 8 superficies del servicio Radiología Oral y Maxilofacial de UPCH en 3 momentos diferentes durante 3 días al azar no consecutivo en el año 2015. La primera toma se realizó a las 8:00 am, antes de realizar la desinfección del servicio, la segunda toma se realizó a las 8:30 am después de realizar la desinfección del servicio y la tercera toma se realizó a las 5:00 pm durante las actividades del servicio.

La concentración acumulada de bacterias en las 8 superficies contactadas por los operadores del servicio ROMF de CEC de UPCH, obtuvo un valor de 2709×10 UFC/cm² en 9 momentos durante 3 días al azar no consecutivos, aproximadamente 13×10 UFC/cm² de bacterias por momento en cada superficie (Tabla 1). Paipay et al (2014)¹¹ evaluaron 6 superficies en el cuarto de toma y revelado de placas radiografías intraorales de los módulos de pregrado de CEC de UPCH durante 5 días al azar no consecutivos en un solo momento, obteniendo un valor acumulado de 1446×10^2 UFC/cm², aproximadamente 48×10^2 UFC/cm² de bacterias por momento de cada superficie. Chocano et al (2014)⁵³ evaluaron 5 superficies del Servicio de ROMF de la Clínica Estomatológica Sede San Isidro de la UPCH durante 10 días al azar no consecutivos en un solo momento, obteniendo un valor acumulado de 1257×10 UFC/cm² con un promedio de 25×10 UFC/cm² en cada superficie por cada momento. Lee et al (2010)³ evaluaron la concentración acumulada de microorganismos en las 9 superficies del mismo ambiente del servicio de ROMF de CEC de UPCH, obtuvo un valor de 6350 UFC/mL en 2 momentos de al inicio de las actividades y al finalizar las

actividades del día en un día al azar, con un promedio de 350 UFC/mL de bacterias por superficie en cada momento. Silva et al (2004)³⁷ evaluaron 7 superficies en 10 momentos durante 10 días no consecutivos y al azar, en la clínica de radiología oral de la Universidad del Estado de Sao Paulo “Julio de Mesquita Filho” obteniendo un conteo acumulado de 7546 UFC/placa, con un promedio de 11 UFC/placa. Comparando los otros estudios con el presente, en las superficies del Servicio ROMF de CEC de UPCH presentan un promedio relativamente bajo de carga bacteriana en comparación con otros estudios; esto se explica como el resultado del estudio previo de Lee et al (2010)³ que impactó en los miembros del servicio sobre el tema de bioseguridad.

En el presente estudio, el momento con el valor acumulado más alto fue en tercer día antes de realizar la desinfección con 573×10 UFC/cm² y el valor más bajo fue el primer día después de realizado la desinfección del servicio con 75×10 UFC/cm². (Tabla 1). En el estudio de Chocano et al (2014)⁵³, el momento con la carga bacteriana más alta fue en el cuarto día con un valor acumulado de 524×10 UFC/cm² y el valor más bajo fue de 12×10 UFC/cm². Para el estudio de Lee et al (2010)³, el momento más contaminado fue después de realizar la desinfección del servicio con 4530 UFC/mL y el momento más bajo fue con 1820 UFC/mL. En el estudio de Silva et al (2004)³⁷, el momento con el valor más alto fue en el tercer día (1767 UFC/placa), y el valor más bajo fue en el octavo día (242 UFC/placa). Por tanto, los ambientes examinados en el presente estudio presentan mayor contaminación bacteriana en comparación con los otros estudios. El estudio de Paipay et al (2014)¹¹ difiere con este estudio porque no muestra la tabla de los valores de los momentos diferentes.

De acuerdo con los estudio de Lee et al³ y Silva et al³⁷ los cuales afirman que la superficie más contaminada fue el disparador de rayos X con un valor de 3260 UFC/mL y 1767 UFC/placa respectivamente. Sin embargo, en el estudio de Paipay et al¹¹ mencionan que la superficie más contaminada fue la superficie del mandil de plomo. En el estudio de Freitas et al³³ las superficies más contaminados fueron el disparador de rayos X y además el mandil de plomo. En el presente estudio, la superficie más contaminada en todos los momentos fue disparador de rayos X con un total de $812 \times 10 \text{ UFC/cm}^2$ que concuerda con otros estudios previos. Además en la superficie del mandil de plomo se obtuvo $296 \times 10 \text{ UFC/cm}^2$, que es un valor relativamente bajo comparando con el valor de otras superficies de este estudio (Tabla 1), sin embargo, es un valor bastante alto en comparación con los resultado de otros estudios. El alto grado de contaminación del mandil de plomo se puede explicar por su ubicación. En el servicio de radiología oral existe un equipo de aire acondicionado con la finalidad de acondicionar la temperatura y purificar el aire del servicio debido a que es un área cerrada con alto transito por parte de pacientes y profesionales. Además en el techo del cuarto donde se toma la radiografía intraoral hay un ventilador, el cual ayuda a dirigir el aire emitido por el equipo de aire acondicionado, hacia el cuarto de toma de radiografía intraoral donde se encuentra el mandil de plomo, la silla y el equipo de toma radiográfica. Es de resaltar que solo se realiza la desinfección al equipo y al piso, mas no al mandil de plomo. Por lo tanto se puede decir, el resultado de este trabajo también coincide con otros estudios.

Al identificar las bacterias existentes de las superficies del servicio de ROMF de CEC de UPCH, las bacterias encontrados fueron: 35 distintos tipos de bacterias de

Cocos gram positivos, Cocos gram negativos, Bacilos gram positivos y Bacilos gram negativos (Tabla 5 y 6). Paipay et al (2014) encontraron 29 tipos de bacterias de Cocos gram positivos, Cocos gram negativos, Bacilos gram positivos y Bacilos gram negativos. Chocano et al (2014)⁵³ encontraron 13 diferentes tipos de bacterias. Khalil (2013)³² encontró 5 diferentes tipos de bacterias. Freitas et al (2011)³³ encontraron 8 diferentes bacterias y Ezoddini et al (2008)¹⁹ encontraron 10 diferentes bacterias. En comparación con otros estudios, las superficies del Servicio ROMF de CEC de UPCH presentan una variedad de bacterias mucho mayor que otros estudios. Este fenómeno se puede explicar por la cantidad y tipo de atención de los pacientes al día. El servicio de ROMF de CEC de UPCH atiende un promedio de 80 pacientes al día, siendo una atención abierta a cualquier tipo de pacientes; recibe pacientes internos o de la misma institución como los ya sea por diferentes instituciones como Hospital Nacional Cayetano Heredia, del servicio de odontología de Instituto de Medicina Tropical Alexander von Humboldt y diferentes instituciones de provincias, como de consultorios privados de la cercanía.

Las bacterias que se encontraron con mayor frecuencia en las superficies fue el grupo de *Staphylococcus* (48%), especialmente *Staphylococcus aureus* (9%), *Staphylococcus Epidermidis* (8%) y *Staphylococcus lentus* (8%) y etc. Hallazgos similares con el estudios de Freitas et al (2012)³³ y Lee et al (2010)³ y este resultado difieren los estudios de Paipay et al (2014)¹¹ y Arredondo et al (2008)⁴¹ donde encontraron mayor cantidad de bacilos que cocos. Además hallaron algunas las bacterias patógenas como *Vibrio fluvialis* (5%), *Aeromonas hydrophila* (3%), *Aeromonas caviae* (1%), *Vibrio parahaemolyticus* (1%) y *Bacillus anthracis* (1%)

(Tabla 7).

Especies de *Staphylococcus spp.* y *Micrococcus spp.* sobreviven ante cualquier condición⁵⁴, especialmente *Micrococcus lentus* que tiene resistencia a las radiaciones⁵⁵. *Aeromonas spp.* tiene resistencia ante cualquier desinfectante como ácido, hipoclorito de sodio (o lejía), jabón, detergente u etc^{56, 57}. Las especies vibrio que afectan el tracto gastrointestinal, tienen una supervivencia extraordinaria ya que pueden vivir fuera de un organismo así como en el agua salada y agua dulce⁵⁸. Por lo tanto se puede interpretar que la bacteria no solo puede ser transportada desde los servicios higiénicos de la clínica, sino también que puede estar presente en el lavadero del servicio. En el caso de *Bacillus anthracis*, una bacteria patógena, que se encontró presente en la secadora de placas radiográficas, en la cual los internos y residentes tienden a guardar sus mochilas o pertenencias, siendo este el medio de disseminación ya sea a través de sus mochilas o ropas así como a otras personas pudo tener un contacto con los productos de origen animal contaminado durante su viaje en transportes públicos⁵⁹. En el presente estudio se pudo encontrar bacterias las cuales mayormente tienen como hábitat normal la boca, la piel humana y la tierra. (Tabla 5, 6 y 7). El presente estudio se realizó examinando las superficies contactadas durante las tomas radiográficas intraorales, donde las superficies debieron manipularse bajo las normas de bioseguridad. Sin embargo, el hallazgo de estos tipos de bacterias en el servicio, nos demuestra que existe una subestimación en los medios y medidas de bioseguridad durante los procedimientos de tomas radiográficas intraorales en el servicio ROMF de CEC de UPCH.

Asimismo se realizaron el conteo de UFC de hongos de las superficies del

Servicio de ROMF de CEC de UPCH. La concentración acumulada de hongos en las superficies del Servicio de ROMF de CEC de UPCH, obtuvo un valor de 4516 UFC/cm² en 9 momentos durante 3 días al azar no consecutivos, donde el valor más alto fue en el segundo día después de realizar la desinfección con 2106 UFC/cm² y el valor más bajo fue el primer día antes de realizado la desinfección del servicio con 34 UFC/cm². (Tabla 8). Chocano y col. (2014) obtuvo un valor acumulado de 14 UFC/cm² en un momento de toma de 10 días al azar, el momento con el valor más alto fue 7 UFC/cm² y el momento con el valor más bajo fue 0 UFC/cm².⁵⁰ Otros estudios no realizaron el conteo de UFC para hongos, si no solo la identificación de los mismos. Comparando el estudio previo con el presente, el Servicio de ROMF de CEC de UPCH tiene alta cantidad de hongos. No se sabe exactamente la razón de este hallazgo. Pero se puede relacionar con los pacientes, la humedad del día que se realizó la recolección de las muestras y la zona.

El hongo más prevalente en el servicio de Radiología oral en este estudio fue *Fusarium solani* (25%) y seguidamente grupo de *Aspergillus* (21%); *Aspergillus niger* (14%) y *Aspergillus fumigatus* (7%) que concuerda con el estudio de Paipay y col. (2014).¹² Chocano y col. (2014) encontraron la mayor prevalencia de *C. Krusei* que no halló en el presente estudio.⁵⁰ En los estudios de Khalil (2013) y Freitas y col. (2011), el hongo más prevalente fue *Aspergillus niger* y *Aspergillus spp.*, respectivamente, que coincide con el presente estudio.^{29, 30} Entre los hongos hallados como el *Fusarium solani*, grupo de *Aspergillus*, aún no sea demostrado su patogenicidad en organismos sanos^{60,61}. Sin embargo en reportes de casos, se encuentra que causan ciertas enfermedades en los pacientes

inmunosuprimidos^{60,61}.

En el estudio de Ezoddini et al (2008) encontraron alta cantidad de *Cándida albicans*, cual no ha sido encontrada en el presente estudio¹⁹. Pero no quiere decir que no exista *Cándida spp.* en el Servicio de Radiología Oral y Maxilofacial, por lo tanto se deja la posibilidad de encontrar *Cándida spp.* en futuros estudios.

IX. CONCLUSIONES

1. En la área de toma radiografía, el disparador de rayos X fue la superficie más contaminada por las bacterias con un total de $821 \times 10 \text{ UFC/cm}^2$ con 31 diferentes especies de bacterias.
2. En el área de procesamiento, la secadora de radiografías fue la superficie más contaminada por las bacterias con un valor de $514 \times 10 \text{ UFC/cm}^2$ con 17 especies de bacterias.
3. En la área de toma radiografía, la superficie del mandil de plomo fue más contaminada por los hongos con 824 UFC/cm^2 con 8 diferentes especies de hongos.
4. En el área de procesamiento, la secadora de radiografías fue la superficie más contaminada por los hongos (1478 UFC/cm^2) con 11 especies de hongos.
5. En tercer día antes de realizar la primera desinfección del servicio fue el momento más contaminado por las bacterias y la bacteria más predominante durante todo el estudio fue *Staphylococcus aureus*.
6. En el segundo día después de realizar la primera desinfección del servicio fue el momento más contaminado por los hongos y *Fusarium solani* fue el hongo más predominante del estudio.
7. Durante el estudio, el segundo día fue el día más contaminado tanto por las bacterias ($1265 \times 10 \text{ UFC/cm}^2$) como por los hongos (2200 UFC/cm^2).
8. Las superficies contactadas por los operadores durante la toma y revelado de radiografía intraoral en el Servicio Radiología Oral y Maxilofacial de CEC de UPCH existe alta contaminación por las bacterias y hongos patógenos y/o oportunistas.

X. RECOMENDACIONES

1. Se debe profundizar en futuros estudios, en el ámbito del Servicio de Radiología Oral y Maxilofacial. A fin de identificar mayor variedad de microorganismos, que no se realizó en el presente como bacterias (*Micobacterium tuberculosis*), hongos (*cándida spp.*) y virus debido a que el lugar de investigación fue un ambiente cerrado.
2. Se debe ampliar el estudio en otros ambientes de la clínica, por ejemplo donde se encuentran las unidades dentales.
3. Se deben cambiar los protocolos de bioseguridad, los cuales deben ser específicos para cada espacio o lugar de trabajo.

XI. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Brazzini A, Arias Sr y Méniz L. Desarrollo de la radiología. Centenario del descubrimiento de los rayos X. Boletín de la Sociedad Peruana de Medicina Interna 1996; 9(1):
2. Padilla A. Ruprecht A. Historia de Radiología Oral y Maxilo-Facial [sede web]. Estados Unidos: Slideboom.com; 2009 [acceso 16 de agosto de 2014]. Disponible en: <http://www.slideboom.com/presentations/97016/HISTORIA-DE-LOS-RAYOS-X>
3. Lee G. Determinación de la presencia de bacterias por medio de análisis microbiológico durante la práctica radiológica intraoral en el servicio de Radiología Oral y Maxilofacial de la Clínica Estomatológica Central de la Universidad Peruana Cayetano Heredia [TESIS]. Lima, Perú: Universidad Peruana Cayetano Heredia; 2010.
4. Mendez de la EC., Ordoñez A.F. Radiografía en endodoncia. [sede web]. Colombia: [acceso 16 de agosto de 2014]. Disponible en: http://www.javeriana.edu.co/academiapgendodoncia/i_a_revision30.html
5. Parks ET, Farman AG. Infection control for dental radiographic procedures in US dental Hygiene programmes. Dentomaxillofac. Radiol. 1992; 21:16-20
6. Fatma U, Saban E, Ahmet D, Keramettin Y, Murat G, Hakan L. Are we aware how contaminated our mobile phones with nosocomial pathogens? Ann. clin. microbial. antimicrob. 2009; 8(7):1-4
7. A.D.A., Recommendations in radiographic practices: an update, 1988. J. am. dent. assoc. 118:115-7.
8. A.D.A., Recommendations in radiographic practices: an update, 2006. J. am.

- dent. assoc. 137:1304-12.
9. Delgado A., Flores M., Vives B. Control de las infecciones transmisibles en la práctica odontológica: manual de procedimiento. Primera Edición U.P.C.H. Lima. 1995.
 10. Kohn WG, Harte JA, Malvitz DM, Collins AS, Cleveland JL, Eklund KJ *et al.* Guidelines for infection control in dental health-care settings. J Am Dent Assoc. 2004; 135(1):33–47.
 11. Paipay L, Calderón V, Maurtua D, Cristóbal R, Evaluación de la contaminación microbiológica en los equipos radiográficos de una clínica dental privada. Rev. Estomatol. Herediana. 2014; 24(2):73-81.
 12. Mandell G, Douglas J, Dolin R. Enfermedades infecciosas Principios y práctica; cuarta edición. Editorial médica Panamericana S.A., Buenos aires. 1997.
 13. Diccionario Real Academia Española. Vigésima Segunda Edición. Editorial espasa calpe S.A., Madrid, España 2001
 14. Laheij AM, Kistler JO, Belibasakis GN, Välimaa H, De Soet JJ. Healthcare associated viral and bacterial infections in dentistry. J Oral Microbiol. 2012; 4:1-10.
 15. Garner JS, Jarvis WR, Emori TG, Horan TC, Hughes JM. Special article CDC definitions for nosocomial infections. Am J infect control. 1988; 16 (3):128–40
 16. Guerra ME, Tovar V. Estrategias para el control de infecciones en odontología. Acta Odontol Venez [revista en Internet] 2004 [acceso 15 de mayo de 2014]; 44(1). Disponible en: <http://www.actaodontologica.com/>

ediciones/2006/1/estrategias_control_infecciones_odontologia.asp

17. Martoni S, Pinheiro S. Avaliação da contaminação microbiana dos procedimentos de radiología no ambiente odontológico. Anais do XV encontro de inicaio científica da PUC-Cambinas. 2010;
18. Yoshida M, Honda E, Notsu M, Maeda N, Hosoki H. Creation of a dental X-ray unit with a contactless exposure control switch. Dentomaxilofac Radiol. 2014; 43: 1-5.
19. Ezoddini F, Zandi H, Mohammadi Z, Ayatollahi J, Ayatollahi F, Behniafar B. Comparing the disinfecting efficacies of Micro 10, Deconex, alprocid and Microzid AF on the microorganisms on radiographic equipment. 2008; 2(2): 48-52.
20. Organización Mundial de la Salud (OMS). Guía de métodos eficaces de la esterilización y desinfección contra el virus de la inmunodeficiencia humana (VIH). Segunda edición. Switzerland.1990
21. Gay C, Beini L. Tratado de cirugía bucal. Primera edición Ergon. Madrid. 2004
22. Negroni M. Microbiología estomatológica. Fundamentos y guía práctica. Segunda edición. Editorial médica panamericana. Buenos aires. 2009.
23. Brooks GF, Butel JS., Morse SA.; Microbiología médica de Jawets, Melnick y Adelbertg; 18^{va} Edición (traducida de la 23^{ra} edición en inglés) 2005; Editorial el Manual Moderno, México
24. Hurtado J. Microbiología Estomatológica manual de laboratorio. Facultad de ciencias y filosofía Alberto Cazorla Talleri, U.P.C.H. Lima. 2005.
25. Ramirez A, Balqui J. Microbiología y medios de cultivos. Prácticas de

- laboratorio. Primera edición. Ediciones científicas jacbari. Ica. 2004.
26. Cultimed. Manual básico de microbiología. Editorial Panreac Química S.A. Cuarta edición. Madrid. 2003.
 27. Gibilisco JA., Turlington EG.. Stafne Diagnóstico radiológico en odontología. Quinta edición. Editorial medica panamericana. Buenos Aires. 1987 p. 417-39.
 28. Goaz PW, White SC. Radiología oral de Goaz; Principios e interpretación. Tercera edición. Mosby / Moyma libros. Madrid. 1995.
 29. White SC, Pharaoh MJ. Oral Radiology Principles and Interpretation. Quinta edición. Editorial Mosby. Madrid. 2000.
 30. Gottlieb MS, Schanker M, Fan PT, Saxon A, Weisman JD. Epidemiologic notes and reports. Pneumocystis pneumonia - Los Angeles. MMWR. 1981; 30(21);1-3.
 31. Padilla A, Robert J. Control de infección en radiología oral [sede web]. Estados Unidos: Slideboom.com; 2009 [acceso 30 de septiembre de 2016]. Disponible en: <http://www.slidebomm.com/103485/CONTROL-DE-INFECCION>.
 32. Khalil H. Microbial contamination of radiographic films in maxilofacial surgery clinics. Afr J Microbiol Res. 2013; 7(37): 4625-8.
 33. Freitas CV, Dias LC, Araujo CS, Da Silva VC, Monteiro-Neto V, Souza JI. Assessment of microbiological contamination of radiographic devices in school of dentistry. Braz Dent Sci. 2012; 15(1):39-46.
 34. Eltem R, Çankaya H, Ates M, Bir Y. Possible microbial contamination during the development of intra-oral films. Turk J Med Sci. 2000; 30:601-4.

35. Bachman CE, White JM, Goodis HE, Rosenquist JW. Bacterial adherence and contamination during radiographic processing. *Oral Surg Oral Med Oral Pathol.* 1990; 70(5):669-73
36. Elaine B, Vania F, Marcos T. Avaliação da desinfecção de filmes radiográficos periapicais utilizando diferentes soluções. *Rev Odonto Ciênc.* 2006; 21(52):153-7.
37. Silva M, Martins M, Medici E, Castilho J, Olavo A. Evaluation of the efficiency of an infection control protocol in dental radiology by means of microbiological analysis; *Cienc Odontol Bras* 2004; 7(3):15-21.
38. Elaine B, Vania F, Marcos T. Avaliação da desinfecção de filmes radiográficos periapicais utilizando diferentes soluções; *Revista odonto ciencia-fac. Odonto/RUCRS* 2006; 21(52):153-7
39. Bartoloni JA, Charlton DG, Flint DJ. Infection control practices in dental radiology. *Gen Dent* 2003; 51(3):264-72
40. Carvalho PL., Papaiz E.G. Controle de infecção em radiologia odontológica. *Rev Assoc Paul Cir Dent* 1999; 53(3): 202-4.
41. Arredondo D. Aplicación de métodos de asepsia y desinfección en la práctica de la radiología intrarol [TESIS] Santiago, Chile: Universidad de Chile, 2006.
42. MacDonald DS, Waterfield JD. Infection control in digital intraoral radiography: Evaluation of microbiological contamination of photostimulable phosphor plates in barrier envelopes. *J Can Dent Assoc* 2011; 77:b93.
43. Hunter A., Kalathingal S., ShROUT M., Plummer K., Looney S. The effectiveness of a pre-procedural mouthrinse in reducing bacteria on radiographic phosphor plates. *Imaging Science in Dentistry* 2014; 44:149-54.

44. Fernandes LMPSR., Zapata RO., Rubira-Bullen IRF., Capelozza ALA. Microbiologic cross-contamination and infection control in intraoral conventional and digital radiology. *Rev Gaucha Odontol* 2013; 61(4): 609-14.
45. Centers for disease control and prevention. Guidelines for infection control in dental health-care settings, 2013. *MMWR* 2003; 52(17): 1 – 68.
46. Langlais RP, Langland OE, Miles DA. Infection control issues and procedures in the USA in dental diagnostic imaging. *Oral and Maxillofacial Radiology Today*. Amsterdam, Elsevier, 2000, 190-3.
47. Li TK, Wong J, Seto R.S., Samaranayake LP. Effect of processing chemicals on bacterial contamination. *Oral and Maxillofacial Radiology Today*. Amsterdam, Elsevier, 2000, 194-7.
48. Li TK, Wong J, Seto RS, Samranayake LP. Disinfecting action of glutaraldehyde in processing solutions. *Oral and Maxillofacial Radiology Today*. Amsterdam, Elsevier, 2000, 190-3.
49. Hubar J, Oeschger M, Reiter L. Effectiveness of radiographic film barrier envelopes. *Gen Dent*. 1994; 42(5):406-8.
50. Gonçalves A, Gonçalves M, Kim Y, Spolidorio D, Spolidorio L. Evaluation of glutaraldehyde as antimicrobial agent used in intraoral x-ray film holder bite block. *BFO*. 2007; 12: 12-5.
51. Ruud RW, Senia ES, Mc Cleskey F.K, Adams ED. Sterilization of complete dentures with sodium hypochlorite. *J. Prosthet Dent*. 1984; 51:318-21.
52. Neaverth EJ, Pantera EA. Chairside disinfection of Radiographs. *Oral Surg, Oral Med, Oral Pathol*. 1991; 71(1):116-9.
53. Chocano K. Determinación de la presencia de bacterias y hongos en las

superficies contactadas durante la toma de radiografías intraoral digitales en el servicio de radiología oral y maxilofacial de la clínica estomatológica sede san Isidro de la Universidad Peruana Cayetano Heredia. [TESIS] Lima, Perú: Universidad Peruana Cayetano Heredia, 2014

54. De Caraballo CHP, Lima ENA, Pereira JDS, Lima KC. Papel de los *Staphylococcus* spp. en la mucositis oral: Revisión de la literatura. *Acta Odontol. Venez.* 2011; 49(3): 1-6.
55. Mararova KS, Aravind L, Wolf YI, Tatusov RL, Minton KW, Koonin EV, Daly MJ. Genome of the extremely radiation-resistant bacterium *Deinococcus radiodurans* viewed from the perspective of comparative genomics. *Microbiol. Mol. Biol. Rev.* 2001; 65 (1): 44-79.
56. Enriquez Nieto CT. Biopelícula y resistencia a compuestos clorado en cepas de *Aeromonas* spp. [TESIS]. Ciudad de México, México: Instituto Politécnico Nacional; 2010.
57. Ramos Y, Alonso G. Evaluación de la resistencia a agentes desinfectantes de bacterias aisladas de ambientes naturales. *Rev. Soc. Venez. Microbiol.* 2011; 31: 130-7.
58. Ivanova EP, Zhukova NV, Gorshkova NM, Chaikina EL. Characterization of *Aeromonas* and *Vibrio* Species isolated from a drinking wáter reservoir. *J. Appl. Microbiol.* 2001; 90:919-27.
59. Carrada-Bravo T. Antrax: Diagnóstico, patogenia, prevención y tratamientos. Avances recientes perspectivas. *Rev. Inst. Nac. Enfermedades Respir.* 2001; 14(4): 233-48.
60. Negroni R, Martino O, Robles AM, Orduna T, Arechavala A, Brusca S, Helou

S. Ulcera cutánea provocada por hongos del genero *Fusarium*. Rev. Soc. Bras. Med. Trop. 1997;30(4):323-8.

61. Abarca L. Taxonomía e identificación de especies implicadas en la aspergilosis nosocomial. Rev. Iberoam. Micol. 2000;17:S79-84.

ANEXO

Anexo 01

CUADRO DE OPERACIONALIZACIÓN DE VARIABLES

VARIABLE	DEFINICIÓN CONCEPTUAL	DEFINICIÓN OPERACIONAL	INDICADOR	TIPO	ESCALA DE MEDICIÓN	VALORES Y CATEGORÍAS
Recuento de micro organismos	La cantidad de colonias encontradas en las placas petri	Se refiere al conteo de las colonias formadas sembradas sobre el Agar Plate Count en las placas petri durante un crecimiento de 24 a 48 horas en una temperatura de 37°C	Unidades Formadoras de Colonias (UFC)	Cuantitativo	Razón	25 – 250
Tipo de bacterias	Grupo de bacterias observados en forma de bastón o cocos encontradas en placas petri	Se refiere a determinar la especie de las bacterias con el uso de la tinción y pruebas bioquímicas correspondientes mediante una observación macroscópica y microscópico	Cocos o Bacilos, Gram + o Gram -, Pruebas bioquímicas	Cualitativo, Politómica	Nominal	Cocos gram + Cocos gram – Bacilo gram + Bacilo gram -

Tipo de hongos	Grupo de microorganismos que se presenta en forma de filamentos o levaduras	Se refiere a determinar la especie de los hongos con el uso de la tinción, prueba de tubo de germinativo y asimilación de carbohidratos mediante una observación macroscópica y microscópico	Filamento: KOH 10% Levadura: Coloración Gram, Prueba de tubo de germinativo, asimilación de carbohidratos	Cualitativo, Dicotómica	Nominal	Levaduriforme Filamentoso
Momentos de la recolección de las muestras	Son los momentos determinado que realizará toma de las muestras	Se refiere a los momentos específicos que el investigador toma las muestras	N.A.	Cualitativo	Ordinal	Antes de realizar desinfección del servicio (8:00 a.m.) Después de realizar desinfección del servicio (8:30 a.m.) Durante las actividades del servicio (5:00 p.m.)
Días de recolección de las muestras	Son los días indeterminado que realizará toma de las muestras	Se refiere a los días, al azar y no consecutivos que el investigador toma de las muestras	N.A.	Cualitativo	Ordinal	1er día 2do día 3er día

Superficies	Todo aquello específico a una parte del servicio	Las superficies específicos del Servicio de Radiología Oral y Maxilofacial que son contactadas durante las tomas radiografías intraorales	Superficies del Servicio de Radiología Oral y Maxilofacial de UPCH	Cualitativo, Politómica	Nominal	Placas radiográficas Manija de la puerta Interruptor o disparador Cabezal de rayos X Mandil de plomo Mesa de trabajo Caja reveladora Secadora de placa radiografía
-------------	--	---	--	-------------------------	---------	---