



**FACULTAD DE CIENCIAS DE LA SALUD  
ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE  
ESTOMATOLOGÍA**

**TESIS**

**CONTAMINACIÓN MICROBIOLÓGICA DE LAS  
LÁMPARAS DE FOTOCURADO DEL CENTRO DE  
PRÁCTICAS PRE CLÍNICA Y CLÍNICA DE  
ESTOMATOLOGÍA DE LA UNIVERSIDAD SEÑOR  
DE SIPÁN, CHICLAYO 2018**

**PARA OPTAR TÍTULO PROFESIONAL DE  
CIRUJANO DENTISTA**

**Autor:**

**Bach. Sánchez Vílchez Luigui Arow Gabriel**

**Asesor:**

**Mg. CD. Vásquez Plasencia César Abraham**

**Línea de Investigación:**

**Respuestas Biológicas en Terapias Estomatológicas**

**Pimentel – Perú  
2019**

**“CONTAMINACIÓN MICROBIOLÓGICA DE LAS LÁMPARAS  
DE FOTOCURADO DEL CENTRO DE PRÁCTICAS PRE CLÍNICA  
Y CLÍNICA DE ESTOMATOLOGÍA DE LA UNIVERSIDAD  
SEÑOR DE SIPÁN, CHICLAYO 2018”.**

Aprobación del informe de investigación

---

Mg. CD. Vásquez Plasencia César Abraham  
**Asesora Metodólogo**

---

Mg. CD. Julio César Romero Gamboa  
**Presidente del jurado de tesis**

---

Mg. CD. Paola Beatriz La Serna Solari  
**Secretario del jurado de tesis**

---

CD. Roberto Carlos Ojeda Gómez  
**Vocal del jurado de tesis**

## DEDICATORIA

A Dios por darme la vida y permitirme después de mucho esfuerzo estar cerca de cumplir uno de mis más anhelados objetivos que es ser profesional.

De manera muy especial a mis padres *Yeanett y José* y a mi tía *Teresa Olivares Padilla* quienes siempre me dieron su apoyo incondicional cuando más lo necesité a lo largo de mi carrera.

A todos los amigos y compañeros que siempre estuvieron conmigo apoyándome de una u otra manera durante toda nuestra etapa de estudiantes. Especialmente a *Daily, Manuel, Mary, Maikol y Brayan*.

## AGRADECIMIENTO

Al *Dr. César Abraham Vásquez Plasencia* asesor metodólogo de la presente tesis y que sin su apoyo y guía no hubiese podido culminar esta investigación.

Al *CD. Roberto Carlos Ojeda Gómez*, Director del Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán por permitirme el acceso a la clínica para poder realizar la recolección de los datos de la presente investigación sin ningún contratiempo.

Al *M.Sc. Mblgo. Miguel Angel Ruiz Barrueto* por su apoyo como especialista en el desarrollo de la presente tesis y que sin su apoyo no hubiese sido posible culminar con éxito la presente investigación.

¡Muchas gracias!

## RESUMEN

**Objetivo:** Comparar la contaminación microbiológica entre la fibra óptica, protector ocular y cuerpo de las lámparas de fotocurado del Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán, Chiclayo 2018.

**Metodología:** Se tomaron muestras de 9 lámparas de fotocurado, mediante la técnica de hisopado y se transportaron en tubos con caldo peptonado estéril al 1%. La siembra de las muestras se realizó en superficies de placas con los medios de cultivo: Agar Manitol salado, Agar MacConkey, Agar Sabouraud, Agar Cetrimide y Agar Sangre. La incubación de las placas se realizó a 36,5°C por 48 horas en condiciones de aerobiosis y microaerofilia. Se realizó el estudio microscópico y macroscópico de las colonias que desarrollaron. Los resultados, se registraron en una ficha de recolección de datos y luego tabulados en el programa Excel 2015. Se realizó un análisis descriptivo a los datos.

**Resultados:** se reportaron bacterias grampositivas (*Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus epidermidis* y *Micrococcus luteus*), Bacterias gram negativas (*Escherichia coli* y *Pseudomonas aeruginosa*) y hongos (*Candida albicans* que es una levadura y los mohos *Aspergillus niger* y *Penicillium* sp.). El área más contaminada fue el cuerpo de la lámpara de fotocurado.

**Conclusiones:** Se Estableció el 31% de las fibras de vidrio, el 32% de los protectores oculares y el 49% de los cuerpos de las lámparas de fotocurado utilizadas en el Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán se encuentran contaminadas microbiológicamente siendo este último el más contaminado.

**Palabras Clave:** Contaminación microbiológica, lámpara de fotocurado, clínica odontológica.

## ABSTRACT

Objective: To compare the microbiological contamination between the optical fiber, eye protector and body of the light-curing lamps of the Center of Practice Pre Clinical and Stomatological Clinic of the Universidad Señor de of the Señor de Sipán University, Chiclayo 2018. Methodology: Samples were taken from 9 light-curing lamps, using the hyssop technique and were transported in tubes with 1% sterile peptoned broth. Seeding of the samples was carried out on plate surfaces with culture media: Salted Mannitol Agar, MacConkey Agar, Sabouraud Agar, Cetrimide Agar and Blood Agar. Incubation of the plates was performed at 36.5oC for 48 hours under aerobic and microaerophilic conditions. The microscopic and macroscopic study of the colonies they developed was carried out. The results were recorded in a data collection form and then tabulated in the Excel 2015 program. A descriptive analysis was made of the data. Results: Gram-positive bacteria (*Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus epidermidis* and *Micrococcus luteus*), Gram-negative bacteria (*Escherichia coli* and *Pseudomonas aeruginosa*) and fungi (*Candida albicans* which is a yeast and the molds *Aspergillus niger* and *Penicillium* sp.) Were reported. The most contaminated area was the body of the light curing lamp. Conclusions: 31% of the glass fibers were established, 32% of the eye protectors and 49% of the bodies of the light-curing lamps used in the Center of Practice Pre Clinical and Stomatological Clinic of the Universidad Señor de of the Señor de Sipán University are microbiologically contaminated, the latter being the more polluted.

**Keywords:** Microbiological contamination, light curing lamp, dental clinic.

## ÍNDICE

I.INTRODUCCIÓN.....	8
1.1. Realidad Problemática.....	8
1.2. Trabajos previos.....	9
1.3. Teorías relacionadas al tema.....	13
1.4. Formulación del Problema.....	40
1.5. Justificación e importancia del estudio.....	40
1.6. Hipótesis.....	41
1.7. Objetivos.....	41
1.7.1. Objetivo General.....	41
1.7.2. Objetivos Específicos.....	41
II. MATERIAL Y MÉTODOS.....	42
2.1. Tipo y Diseño de Investigación.....	42
2.2. Población y muestra.....	42
2.3. Variables, Operacionalización.....	44
2.4. Técnicas e instrumentos de recolección de datos, validez y confiabilidad.....	45
2.4.1. Conservación y transporte de las muestras al Laboratorio.....	45
2.5. Procedimientos de análisis de datos.....	47
2.6. Criterios éticos.....	47
2.7. Criterios de Rigor Científicos.....	48
III. RESULTADOS.....	49
3.1. Tablas y Figuras.....	49
3.2. Discusión de resultados.....	55
IV. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	59
4.1. Conclusiones.....	59
4.2. Recomendaciones.....	60
REFERENCIAS.....	61
ANEXOS.....	69

## ÍNDICE DE TABLAS

<b>TABLA 1:</b> Comparación de la contaminación microbiológica entre la fibra óptica, protector ocular y cuerpo de las lámparas de fotocurado del Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán, Chiclayo 2018.....	49
<b>TABLA 2:</b> Distribución de frecuencias de microorganismos contaminantes en la fibra óptica de las lámparas de fotocurado utilizadas en el Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán, Chiclayo 2018.....	52
<b>TABLA 3:</b> Distribución de frecuencias de microorganismos contaminantes en el protector ocular de las lámparas de fotocurado utilizadas en el Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán, Chiclayo 2018.....	53
<b>TABLA 4:</b> Distribución de frecuencias de microorganismos contaminantes en el cuerpo de las lámparas de fotocurado utilizadas en el Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán, Chiclayo 2018.....	54



## **I. INTRODUCCIÓN**

### **1.1. Realidad Problemática.**

Las enfermedades bucodentales en el Perú y en el mundo presentan altos índices de prevalencia. Esta situación ha conllevado que se incrementen los servicios odontológicos en el sector público pero principalmente en el sector privado. Es común que los pacientes que acuden a la consulta odontológica desconozcan su estado integral de salud pudiendo presentar alguna patología asintomática que si no se cumple las medidas de bioseguridad adecuadas podría poner en riesgo la salud no solo del paciente sino del profesional odontólogo y asistencial, pues podrían entrar en contacto en forma directa o indirecta con fluidos corporales altamente contagiosos como la sangre y la saliva, por medio de gotas, aerosoles, instrumentos y equipos contaminados.<sup>1</sup>

La práctica odontológica expone a una gran variedad de microorganismos patógenos con importantes repercusiones en la salud general. El cuidado en el control de infecciones resulta ser un pilar fundamental para una odontología más segura que evite la exposición y contagio de otras infecciones. Muchos microorganismos pueden sobrevivir durante varios días cuando se encuentran asociados con fluidos biológicos que contienen proteínas, como la saliva. La infección cruzada es el mayor riesgo de infección para todos los que laboran en salud. Los pacientes inmunosuprimidos y la presencia de heridas abiertas en la superficie corporal aumentan el riesgo; por lo tanto es de vital importancia tratar siempre a todos los pacientes como potencialmente infecciosos.<sup>2</sup>

Investigaciones precedentes en el mundo han demostrado el riesgo de contaminación cruzada a partir de instrumentales y equipos contaminados con sangre y saliva, los cuales no fueron adecuadamente desinfectados. En el Perú no se han realizado investigaciones que revelen la contaminación microbiológica de equipos odontológicos. Tampoco existe un registro de infecciones causadas por estas condiciones. Aun así, el Ministerio de Salud ha proporcionado la norma técnica de bioseguridad en odontología, cuyo cumplimiento debe ser obligatorio en toda práctica estomatológica, la realidad nos dice que no siempre se aplica por una serie de factores que son necesarios minimizar.<sup>3</sup>

En el Centro de Prácticas Pre clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán de la ciudad de Chiclayo, Perú viene prestando atención odontológica durante varios años, y dichas atenciones continúan en la actualidad. Los equipos e instrumentos no se han renovado desde hace algún tiempo y no existen protocolos específicos de desinfección o esterilización de equipos odontológicos y los que existen no se cumplen adecuadamente. Las lámparas de fotocurado son un equipo esencial en la formación del futuro cirujano dentista, el Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología no cuenta con las suficientes y el alto flujo de estudiantes hace muchas veces que se mantengan en condiciones higiénicas inadecuadas, almacenadas en lugares donde la humedad podría favorecer la proliferación de microorganismos patógenos. Este es un equipo considerado semi-crítico ya que entra en contacto directo con los fluidos de la boca del paciente, predisponiéndolo así a una infección cruzada.<sup>4</sup>

Varias opiniones de estudiantes, así como del personal asistencial indican que rara vez limpian las lámparas. Existe la versión de estudiantes egresados que la situación no es de ahora sino de siempre, y que ese aspecto de la bioseguridad no se ha mejorado hasta la actualidad. Investigaciones precedentes han demostrado la presencia de microorganismos en las lámparas de fotocurado y fueron dichos antecedentes los que avalaron la realización de esta investigación con la finalidad de proveer de información científica actualizada y promover el cumplimiento de la bioseguridad en el uso de instrumental y equipo odontológico así como reportar las bacterias presentes en las lámparas de fotocurado a fin de que se puedan proponer protocolos de desinfección que garanticen su eliminación asegurando de esta manera la integridad del paciente y del profesional que hace uso de ellos.

## **1.2. Trabajos previos.**

García A, Chavarría M.<sup>5</sup> (Costa Rica, 2018). En su investigación titulada Carga microbiana de las lámparas de fotocurado en el uso (utilización) y desuso (no utilización) de las barreras adhesivas de protección. El objetivo fue comparar la carga microbiana de lámparas de fotocurado con y sin barreras adhesivas de protección. Se evaluaron 47 lámparas, 24 con barrera y 23 sin barrera mientras

eran utilizadas por estudiantes. Se realizó el hisopado en toda la superficie de las lámparas y las diluciones seriadas de dichas muestras las que fueron sembradas en placas con agar soya tripticasa. Se mantuvieron los niveles de contaminación por debajo del límite permitido en un 96%, mientras que las lámparas de fotocurado que no las utilizaron, un 53% de ellas mantuvo el grado de contaminación por encima del mínimo. No se aisló el microorganismo patógeno *Escherichia coli*. Se concluyó que al utilizar la barrera adhesiva de protección en las lámparas de fotocurado ayuda a disminuir la carga microbiana, en comparación de cuando no se utiliza la barrera.

Solano-Altamirano D.<sup>6</sup> (Ecuador, 2017). En su investigación titulada determinación de microflora presente en equipo odontológico de la clínica de tercer nivel de la facultad de odontología de la Universidad Central del Ecuador. El objetivo fue determinar la presencia y cantidad de microflora en la jeringa triple, agarradera de lámpara de luz, mesa de trabajo y manguera de succión de los equipos odontológicos de la clínica de la Facultad de Odontología, como una medida indirecta de evaluación de la eficacia de los protocolos de bioseguridad de la Facultad, tomando en cuenta que gran parte de las infecciones pueden ser transmitidas directa o indirectamente por medio de núcleos de gotas evaporadas, aerosoles, instrumentos y equipos contaminados. Se utilizó el método experimental mediante cultivo microbiológico para determinar la población microbiana de aerobios mesófilos totales, coliformes, *Escherichia coli*, mohos y levaduras de las superficies del equipamiento de la clínica incluido la lámpara de fotocurado, antes y después de la atención odontológica. Los resultados revelaron que existe una carga microbiológica variable y que en las superficies en estudio ya estaban contaminadas antes del comienzo de la actividad clínica presentando una carga microbiológica alta.

Barahona-Herrera D.<sup>7</sup> (Ecuador, 2015). En su investigación titulada Estudio microbiológico para verificar el grado de contaminación de las lámparas de foto activación de la Universidad de las Américas. Tuvo como objetivo determinar el grado de contaminación de las lámparas de fotoactivación de la Clínica Odontológica de la Universidad de las Américas. Se realizaron procedimientos microbiológicos de siembra y aislamiento bacteriano. Los

resultados mostraron que los microorganismos encontrados fueron mayormente del tipo saprófito como *H. influenzae* con un 30,43%, *N. catarrhalis* 21,74%, *B. cereus* en un 13,04%, *S. viridans* en un 8,70% y *S. epidermidis* en un 4,35%. y que se puede implementar el uso de barreras físicas sobre las lámparas de fotoactivación como norma de bioseguridad básica para el consultorio odontológico, sin que haya alteración en el sistema de fotocurado.

Castro-Meza M.<sup>8</sup> (Ecuador, 2012). En su investigación titulada microorganismos presentes en la jeringa triple, lámpara de fotocurado y turbina antes de la consulta odontológica de los pacientes que acuden al hospital del día del Instituto Ecuatoriano de Seguridad Social, Hospital “Manuel Ygnacio Monteros”, Hospital Regional “Isidro Ayora”, centros y subcentros de Salud del Ministerio de Salud Pública de la ciudad de Loja durante el período de junio a noviembre del 2012. El objetivo de este trabajo fue determinar los microorganismos que se encuentren en la jeringa triple, lámpara de fotocurado y turbina antes de la consulta odontológica de los pacientes. Se recolectaron muestras de la jeringa triple, lámpara de fotocurado y turbina en tres días diferentes en el lapso de Julio–Octubre, constituyendo un total de 222 superficies en 25 departamentos Odontológicos; las muestras fueron sembradas en medios de agar sangre y posteriormente enviados al Laboratorio de diagnóstico para su procesamiento. Los resultados mostraron la presencia de microorganismos en las superficies estudiadas antes de la atención odontológica en el MSP e IESS oscila entre el 50% y 80%. Dentro de las bacterias aisladas tenemos el *S. epidermidis*, *S. Viridans*, *M. catarrhalis*, *S. pyogenes*, *S. Saprophyticus*, *C. albicans*, *Lactobacillus* sp, *Klebsiella* sp, *K. rhinescleromatis*, *Pseudomonas* sp, *E. agglomerans*, *E. aerogenes*, *C. amelonaticus* y *H. influenzae*. La superficie con mayor porcentaje de contaminación fue la turbina, seguida de la lámpara de fotocurado, y por último la jeringa triple.

Rodríguez-Burgos Y, Cabrera-Barillas E.<sup>9</sup> (El Salvador, 2015). En su investigación titulada Contaminantes microbiológicos de la fibra de vidrio de la lámpara de fotocurado. Tuvo por objetivo determinar los contaminantes microbiológicos de la fibra de vidrio de la lámpara de fotocurado utilizada por los estudiantes programados en el área de Restaurativa de la Facultad de

Odontología de la Universidad de El Salvador, durante abril y mayo del año 2003. Fue un estudio descriptivo, no experimental univariante. Se realizó un muestreo mediante hisopado de la superficie de las fibras de vidrio de las lámparas de fotocurado las cuales se procesaron microbiológicamente para determinar el tipo de microbiota presente. Los resultados indicaron que de 23 fibras de vidrio que se observaron el 30.43% presentó presencia de contaminantes microbiológicos. Se concluye que los contaminantes microbiológicos presentes en la fibra de vidrio antes y después de su uso están relacionados con la falta de desinfección del equipo.

Viteri-Moya J, Enríquez-Martínez F.<sup>10</sup> (Quito, 2018). En su investigación titulada Análisis microbiológico para verificar el grado de contaminación de las lámparas de luz halógena en clínicas de séptimo nivel de la Universidad Central del Ecuador tuvo como objetivo evaluar la contaminación de las lámparas de luz halógena en la clínica de séptimo nivel de la Facultad de Odontología de la Universidad Central del Ecuador. Se tomaron muestras de 43 lámparas de luz halógena, se transportaron en tubos con tioglicolato, se realizó la siembra de tipo estría en dos clases de agar: chocolate y sabouraud, se procedió a incubar las siembras a 36,5°C por 48 horas, a las siembras de agar chocolate se las colocó en recipientes para anaerobiosis junto con un sobre que contiene CO<sub>2</sub> y que hace que el ambiente sea anaerobio dentro de los recipientes, siendo propicio el crecimiento de microorganismos anaerobios. Se realizó la observación macroscópica y microscópica de las siembras, se anotó los resultados, se pasaron éstas anotaciones a una matriz en Excel y posteriormente fueron analizadas mediante el programa estadístico SPSS utilizando la prueba de chi cuadrado de Pearson para la obtención de resultados finales. Se obtuvieron resultados distintos en los dos tipos de siembras, mientras que en el agar chocolate hubo crecimiento moderado de microorganismos en el agar sabouraud hubo un crecimiento escaso de microorganismos. Hay evidencia de microorganismos contaminantes en las lámparas de luz halógena, indicando una falta de desinfección de las lámparas antes y después de su uso. Se evidenció en su mayoría crecimiento moderado y escaso de bacterias saprófitas así como crecimiento escaso de hongos del tipo levadura.

Sangoquiza<sup>11</sup> (2017) en Ecuador en su trabajo titulado “Contaminación Microbiana De Los Uniformes Utilizados Por Estudiantes De Tercer Nivel De La Clínica Integral De La Facultad De Odontología De La Universidad Central Del Ecuador Periodo 2017”. El objetivo de este estudio fue evaluar los niveles de contaminación microbiana de los uniformes utilizados por los estudiantes de tercer nivel de la Clínica Integral de la Facultad de Odontología de la Universidad Central del Ecuador, durante los procedimientos clínicos; para ello se seleccionaron al azar 63 estudiantes que estaban en actividad clínica, analizando tres áreas distintas de sus uniformes: pecho, manga activa y bolsillo. Dando como resultados en Cuello: Predomina Gram (+) Cocos con el 43,3% y Gram (-) Bacilos con el 38,3%. Bolsillo: Predomina Gram (+) Cocos con el 40,0% y Gram (-) Bacilos con el 38,3%. Manga Activa: Predomina Gram (+) Cocos con el 41,7% y Gram (+) Bacilos con el 28,3%; El grupo de microorganismos más predominantes fueron los cocos Gram positivos, de estos el *Estafilococo aureus* fue el microorganismo más prevalente del estudio, la zona más contaminada fue el área del bolsillo, finalmente se pudo concluir que los uniformes presentan un nivel de contaminación alto, haciendo evidente la falta de prevención y concientización por parte de alumnos y profesionales odontólogos.

### **1.3. Teorías relacionadas al tema.**

#### **1.3.1. La Clínica Odontológica**

Se denomina Clínica Odontológica o Dental al conjunto de instalaciones especializadas en brindar tratamientos odontológicos en problemas de salud oral y estética dental. Sus ambientes incluyen una recepción, sala de espera, instalaciones sanitarias, uno o más consultorios, y otros. Las Clínicas Odontológicas deben contar con equipos dentales, instrumental dental, equipo de esterilización, aparatos de rayos X, materiales dentales y todo lo necesario para que el cirujano dentista así como el personal asistencial puedan realizar su trabajo de manera óptima.<sup>12</sup>

Una Clínica Odontológica deberá estar conformada por especialistas en odontología, personal técnico, asistente y administrativo, de manera que se puedan delegar responsabilidades y el especialista puede enfocarse

exclusivamente en las actividades propias de la odontología. Deberá contar con los materiales de limpieza y desinfección adecuados para que los espacios ofrezcan la higiene necesaria a los pacientes. Presentarán Normas de bioseguridad y una adecuada gestión y disposición de residuos que salvaguarden la integridad del paciente y de la comunidad.<sup>13</sup>

### **1.3.2. Bioseguridad en Odontología**

Para minimizar las contaminaciones causadas por microorganismos, la bioseguridad es la práctica más importante y común que el odontólogo tiene que realizar antes, durante y después de los tratamientos, con el fin de tener éxito y así evitar el fracaso, causando riesgos cuando el operador se encuentre laborando con sus pacientes y su personal.<sup>12</sup>

Sobre la bioseguridad, debe entenderse acerca de los conceptos de universalidad, barreras protectoras y medios de eliminación de material contaminado, con el fin de ejercer la profesión de manera adecuada; además el odontólogo debe conocer y minimizar los riesgos de la contaminación cruzada, y tiene que manejar perfectamente los cuidados del consultorio, de cómo proteger su medio de trabajo, higiene de manos, y sobre el uso de barreras físicas y químicas. Dentro de las barreras físicas incluimos además de guantes, cubre bocas, lentes, bata, gorro, las barreras desechables o reutilizables que son utilizadas en instituciones de salud así como en consultorios privados.<sup>13</sup>

#### **1.3.2.1. Principios de Bioseguridad en Odontología**

- a. Universalidad:** Las medidas que se aplica a todos los pacientes que se les brinda atención clínica, implica considerar que todo paciente que acude al consultorio es un potencial portador de agentes infecciosos, así como que todo fluido corporal es un potencial contaminante, independientemente de conocer la patología del paciente.<sup>14</sup>
- b. Uso de barreras:** Consiste en minimizar el riesgo de exposición directa a sangre y otros fluidos biológicos potencialmente contaminantes, mediante la utilización de materiales adecuados que se interpongan al contacto de los mismos. El uso de guantes,

mascarillas, lentes protectores; no evitan accidentes por contacto con estos fluidos, pero disminuyen las consecuencias.<sup>15</sup>

**c. Medios de eliminación de material contaminado o manejo de residuos.** Comprende el conjunto de dispositivos y procedimientos adecuados a través de los cuales los materiales utilizados en la atención de pacientes, son depositados y eliminados sin riesgo.<sup>16</sup>

**d. Medidas de control.** La inmunización activa de los trabajadores, docentes, estudiantes y personal auxiliar involucrados en procesos de la salud, además de un completo examen médico, apoyado con exámenes de laboratorio periódico y jornadas de vacunación.<sup>17</sup>

#### **1.3.2.2. Precauciones Universales<sup>18</sup>**

1. Uso de equipo de protección personal: guantes, batas, mascarillas y lentes de protección ocular.
2. Lavado de manos inmediatamente después del contacto con secreciones bucales, nasales, lágrimas, orina, sangre y otros fluidos.
3. Prevenir lesiones que causan tijeras, láminas, agujas, bisturís, de tapones de sueros, ampollitas rotas y otros objetos punzocortantes Si se sufre de una cortadura en manos/antebrazos o lesiones exudativas en ellas, se debe evitar el contacto directo con los pacientes, sanación definitiva.
4. Disponer de contenedores para todos los objetos corto-punzantes que puedan ocasionar lesiones en la piel.
5. Las áreas contaminadas con fluidos biológicos, deben limpiarse y desinfectarse con cloro u otro similar.
6. Utilizar técnicas de alto nivel de desinfección, para esterilizar equipamiento en contacto con membranas mucosas de los pacientes, por ejemplo: espejos y exploradores bucales.
7. El personal de quirófano debe vacunarse contra la Hepatitis A- B y tétanos



### **1.3.2.3. Normas de bioseguridad para la Escuela de Estomatología<sup>19</sup>**

Toda la comunidad de la Escuela de Estomatología; docentes, administrativos, estudiantes, personal auxiliar y técnico, deben conocer los riesgos potenciales a los que están expuestos, pero con mayor razón prevenir y controlar los riesgos biológicos en forma oportuna y apropiada. Es por que existe una normativa orientada a esta prevención y control de riesgos biológicos, que se recoge en el Manual de Bioseguridad del centro de prácticas de pre clínica y clínico de estomatología donde se establecen los siguientes lineamientos:

1. Se debe tener señalizadas las áreas de acuerdo a los niveles de bioseguridad establecidos.
2. Todas las áreas de la Escuela deben contar con un botiquín, extintores (en un lugar visible) y señalización apropiada.
3. No está permitido fumar en ninguna de las áreas de la Escuela, cualquiera que sea el nivel de bioseguridad.
4. Los trabajos de mantenimiento de los equipos y de las instalaciones, se debe realizar en horarios diferentes a los de atención clínica.
5. Debe evitarse la prestación de los servicios, cuando se presente una enfermedad infecciosa y contagiosa durante el periodo de transmisión de la misma: varicela, hepatitis, cuadros gripales comunes.
6. Está estrictamente prohibido el uso de celulares en atención clínica. Se puede mantener en modo silencio para evitar la (contaminación auditiva y electromagnética).
7. Para el ingreso y atención en toda la clínica los estudiantes no deben usar aretes, anillos, relojes u otro tipo de joyas en sus manos, tampoco maquillaje.
8. Si se porta lesiones exudativas, dermatitis o heridas se debe evitar todo tipo de contacto directo con el paciente, hasta que la afección haya sanado completamente.

9. Se debe mantener actualizado el esquema de vacunación.  
(Hepatitis, Antitetánica)
10. El personal de la salud femenino en estado de embarazo puede trabajar en el área de riesgo, a menos que presenten algunas patologías del embarazo que lo impida; sin embargo se debe ponderar las medidas de bioseguridad para minimizar el riesgo de infecciones.
11. Con los guantes solo puede tomar el instrumental y los materiales que se utilizará en la boca del paciente, no puede manipular el equipo dental, las historias clínicas o salir de su área de trabajo con los guantes puestos. Si es necesario se debe sacar al salir del área y dejar sobre la mesa de trabajo clínico.
12. Para todos los procedimientos clínicos se debe utilizar barreras de protección.
13. Al inicio y después de cada procedimiento clínico y al terminar el turno, el personal obligatoriamente debe lavarse las manos.
14. Los equipos dentales y el instrumental de trabajo se debe desinfectar y esterilizar después de cada procedimiento.

#### **1.3.2.4. Limpieza y Desinfección**

Es el proceso para la prevención y control de infecciones, para destruir los microorganismos patógenos y no patógenos capaces de producir enfermedades infecciosas, que no destruye las esporas bacterianas. Generalmente se usan agentes químicos denominados desinfectantes. Otros autores definen a la desinfección como un procedimiento cuyo objetivo es inactivar, inhibir o eliminar agentes infecciosos presentes en el ambiente, mediante el uso de sustancias químicas y físicas o juntas. En Odontología es de suma importancia desinfectar la unidad dental periódicamente tanto al inicio como al final de la jornada de trabajo, utilizando un agente químico germicida que puede ser solución de yodo durante 5 minutos o glutaraldehído alcalino al 2% por 10 minutos.<sup>20</sup>

- a. **La limpieza o higienización:** Es un proceso mediante el cual se elimina los residuos de materia orgánica o inorgánica presente en

el instrumental o en equipos odontológicos. Siempre es un paso antes de la desinfección. La limpieza contribuye a la remoción y disminución de los materiales extraños (detritus, sangre, proteínas, etc.), que se adhieren a la superficie de objetos inanimados. La limpieza puede realizarse en forma húmeda, con agua, elementos mecánicos o detergente y en seco, mediante el empleo de polvos, paños o aspiradoras.<sup>21</sup>

**b. Uso de desinfectantes:** Son agentes antimicrobianos que se emplean solamente sobre objetos inanimados o medios inertes. Según la Federación Dental Americana son sustancias, capaces de destruir en 10 o 15 minutos los microorganismos depositados sobre el material inerte, sin alterar significativamente el objeto sobre el que actúan. Consiste en la eliminación de los microbios patógenos sin destruir las formas vegetativas llamadas esporas, a veces pueden llegar a actuar y servir como esterilizantes según el tiempo de aplicación. Según algunos autores tenemos los siguientes tipos:<sup>22</sup>

**1. De bajo nivel biocida:** elimina la mayoría de formas vegetativas de microorganismos patógenos y los virus con cubierta lipídica o de tamaño medio, pero no tiene efecto alguno sobre virus o gérmenes resistentes como el virus de la Hepatitis B o las micobacterias (Tuberculosis).<sup>23</sup>

**2. De mediano nivel biocida:** destruye todos los patógenos microbianos excepto las endoesporas bacterianas.<sup>24</sup>

**3. De alto nivel biocida:** destruye todos los patógenos microbianos excepto grandes números de esporas bacterianas.<sup>25</sup>

### **1.3.3. Barreras de Protección**

Son los elementos que protegen al personal de salud de la transmisión de infecciones estos pueden ser:

**1.3.3.1. Inmunización activa (vacunas):** Por ejemplo; BCG - Hepatitis B- Hepatitis C, antirrábica- antitetánica- etc.<sup>26</sup>

**1.3.3.2. Barreras físicas:** Tenemos:

**a. Guardapolvo:** Su función es proteger nuestro cuerpo y nuestra vestimenta. Los hay en diferentes tipos de material, Se recomienda utilizar guardapolvos desechables o de material que se pueda esterilizar. Deben ser manga larga y con botones. De sobrepasar las rodillas en unos 10 centímetros.<sup>27</sup>

**b. Guantes:** deben ser impermeables y dependiendo de la maniobra que se realice hay guantes de látex, nitrilo, vinilo, con talco o sin talco, dependiendo también si el personal es alérgico. Elija bien el tamaño: Si los guantes son demasiado grandes, es difícil sostener objetos y es más fácil que los microbios penetren dentro de ellos. Y si son demasiado pequeños son más propensos a rasgarse. No utilice lociones ni cremas de mano a base de aceite, a menos que estén aprobadas para su uso con guantes de látex. Lávese las manos antes y después de usar guantes. El uso de alcohol para las manos no reemplaza el lavado. Cuando se quite los guantes, asegúrese de que la parte externa de ellos no toque sus manos desnudas. Siga estos pasos: Agarre la parte superior del guante derecho con la mano izquierda. Hale hacia las puntas de los dedos. El guante se volteará al revés. Sostenga el guante vacío con la mano izquierda. Ponga dos dedos de la mano derecha en la parte superior del guante izquierdo. Tire hacia las puntas de los dedos hasta que haya volteado el guante al revés y lo haya retirado de su mano. El guante derecho estará ahora dentro del guante izquierdo.<sup>28</sup>

**c. Mascarillas:** son dispositivos que sirven para proteger las vías aéreas superiores de salpicaduras gotas o aerosoles. Existen mascarillas con filtros y también con suministro de aire purificado.<sup>29</sup>

- d. Cofias:** En el mercado existen muchísimos modelos de cofias. Debe colocarse con todo el cabello dentro de la cofia, incluidas las orejas.<sup>30</sup>
- e. Anteojos o gafas:** protegen los ojos de polvillo de viruta, salpicaduras de soluciones cloradas etc. Si usa lentes de contacto debe usar gafas para trabajar en la clínica dental.<sup>31</sup>
- f. Calzado cerrado:** El calzado debe ser cerrado y antideslizante para evitar lesiones en los dedos por caída de materiales pesados como equipos, o instrumental, además protege de microorganismos que pudieran entrar por los dedos.<sup>32</sup>

#### **1.3.4. Equipos utilizados en operatoria dental**

La operatoria dental es la parte de la odontología que se dedica a la reparación y reconstrucción de piezas que han sufrido algún proceso de pérdida o lesión de toda o de parte de su estructura. Las obturaciones se realizan tradicionalmente con dos tipos de materiales de obturación: amalgama de plata y composite.<sup>33</sup>

##### **1.3.4.1. Instrumental para la realización de obturaciones con composite.**

Los composites o resinas compuestas constituyen el material más usado en la actualidad por sus beneficios estéticos y por la menor destrucción que hay que hacer de tejido dentario para la colocación de la obturación. Además, los crecientes avances en estos materiales han propiciado una mejora de sus propiedades mecánicas y estéticas. Se suele preparar el siguiente material: Bandeja de exploración, Bandeja de anestesia, Bandeja de aislamiento. Su uso es básico para asegurar la fijación de la obturación. Los composites deben colocarse en ausencia de humedad, ya que si, por cualquier razón, se humedecen antes de su polimerización, las posibilidades de que se caigan son altas.<sup>34</sup>

- **Instrumental para la realización de la cavidad.** Incluye los siguientes elementos:<sup>35</sup>
  - **Instrumental rotatorio**, tanto turbina como micromotor y contraángulo.

- **Fresas específicas.** Las más usadas son la de pera de diamante y las fresas para biselar la superficie del esmalte.
- **Escariador o caretas de dentina.**
- **Bandeja de matrices.** Aunque el concepto es el mismo que las usadas en las restauraciones de amalgama de plata, cambia el material, ya que para los composites es transparente, tanto para las matrices como para las cuñas. Esto es así para permitir el paso de la luz para la polimerización de las resinas.<sup>36</sup>
- **Sistema Unimatrix**

El sistema de matrices seccionales UNIMATRIX, indicado para restauraciones Clase II, está formado por matrices preformadas y anillos de fijación Unimatrix. Las ventajas de este sistema en relación a las matrices convencionales, es la facilidad de reconstrucción de los puntos de contacto y de la anatomía natural del diente, la facilidad de uso y la comodidad para el paciente. Las extremidades de los anillos de fijación Unimatrix presentan protectores de silicona que proporcionan una mejor adaptación de la matriz sin riesgo de dañar la gingiva.<sup>37</sup>
- **Bandeja de grabado ácido.** Dependiendo de la técnica usada, tendremos que preparar el ácido, el primer y el adhesivo o los agentes autocondicionantes.<sup>38</sup>
- **Bandeja de obturación.** Debe tener los siguientes elementos:<sup>39</sup>
  - **Composite elegido.** Vienen identificados por un código de color, generalmente el código VITA®.
  - **Instrumental de bola.** Para llenar, si es necesario, el fondo cavitario de la cavidad.
  - **Instrumento plástico.** Es un instrumento doble de mano con el que el dentista lleva el composite al diente y lo coloca en su interior, siguiendo una técnica determinada y siempre en pequeñas cantidades.
- **Lámpara de polimerización:** Emite una luz que es capaz de activar una sustancia que presentan los composites, para así iniciar la reacción de polimerización. La lámpara de fotocurado es un

elemento importante en la práctica odontológica para la fotopolimerización de algunos materiales. Una intensidad de luz inadecuada puede producir alteraciones en las propiedades mecánicas del material restaurador, profundidad de curado, stress de contracción de la resina, uniones GAP, microfiltración, sensibilidad postoperatoria, inflamación pulpar y caries secundaria, problemas que deben ser evitados en la práctica odontológica.<sup>40</sup>

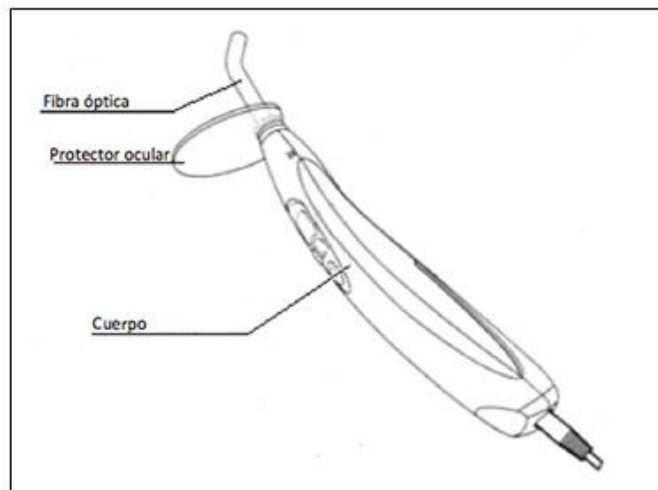


Figura 1. Esquema de una lámpara de fotocurado con sus partes.

- **Material de pulido.** Las obturaciones de composite tienen como característica principal la estética, se pueden pulir en el momento de colocarlas. Para el pulido existen numerosos kits específicos que se pueden resumir en el siguiente instrumental:<sup>41</sup>
  - **Instrumental rotatorio.** Se suele usar micromotor y contraángulo.
  - **Fresas.** Son de contraángulo y de diferentes grados de abrasividad. Suelen venir codificadas en colores.
  - **Discos de pulir.** Se usan montados en un mandril. También presentan diferentes grados de abrasividad.
  - **Tiras de pulir.** Se usan para los espacios interdetales y también tienen diferentes grados de abrasividad.

#### **1.3.4.2. Contaminación de la lámpara de fotocurado**

La lámpara de fotocurado y cada uno de sus elementos no son higienizados ni desinfectados adecuadamente y más aún no reciben la protección adecuada cuando se va a trabajar con pacientes. Este equipo es utilizado en el campo operatorio, y al entrar en contacto con la boca, puede convertirse en una fuente de infección cruzada, como se ha mostrado en ciertos estudios donde se ha comprobado que “la transferencia del agente infeccioso se realiza por medio de objetos inanimados o vehículos animados, como: instrumentos, aire, agua, polvo, etc” que se encuentran en el ambiente.<sup>42</sup>

##### **1.3.4.2.1. Microorganismos contaminantes de la lámpara de fotocurado**

La principal contaminación de la lámpara de fotocurado se da por contaminación cruzada, que es el nombre que se da a la contaminación adquirida de persona a persona, siendo el consultorio dental un ambiente propicio para la contaminación de diferentes bacterias adquiridas durante el desarrollo de los diferentes procedimientos dentales. Estudios realizados muestran que el principal medio de contaminación es a través de las manos, siendo los guantes una medida preventiva para controlar y disminuir el riesgo de contaminación. La flora normal de las manos está constituida por: *Staphylococcus epidermidis*, *S. saprophyticus*, *Propionobacterium* spp. *Streptococcus*, y algunas especies de *Bacillus*. Investigaciones previas demostraron la presencia de contaminantes ambientales en la superficie de las lámparas de fotocurado como *S. viridans*, *N. catarrhalis*, *B. cereus*, *H. influenzae*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus* y *S. epidermidis*, *Candida* sp.<sup>43</sup>

##### **1.3.4.3. Uso de barreras para la manipulación de lámparas de fotocurado**

La utilización de barreras tipos guantes de látex debe ser una medida obligatoria para la manipulación del instrumental y equipo odontológico, principalmente al momento de utilizar las lámparas de fotocurado.<sup>44</sup>



#### **1.3.4.4. Métodos de desinfección y esterilización de la lámpara de fotocurado**

No se deben utilizar paños de acero ni productos de limpieza abrasivos. Evitar utilizar productos de limpieza y desinfección que contengan agentes inflamables. En caso contrario, cerciorarse de la evaporación del producto y la ausencia de todo combustible en el aparato y sus accesorios antes de su utilización. Evitar las soluciones que contengan yodo o una fuerte concentración de cloro.<sup>45</sup>

El método de limpieza recomendado para las fibras ópticas y las fundas protectoras flexibles de silicona es manual y automático. Las fibras ópticas y las fundas protectoras flexibles de silicona requieren una atención particular durante la limpieza. El usuario final se debe asegurar de que todos los equipamientos utilizados para reprocesar los aparatos están correctamente instalados, validados, y mantenidos.<sup>46</sup>

En la medida de lo posible, se debe utilizar un aparato de limpieza / desinfección para las fibras ópticas y las fundas protectoras flexibles de silicona. Es necesario evitar sobrecargar las cestas de lavado para la limpieza con ultrasonidos y el aparato de desinfección y preste especial atención con el fin de evitar que las fibras ópticas choquen dentro del mismo.<sup>47</sup>

#### **1. Límites de los procesos de limpieza repetidos**

Los ciclos de tratamiento repetidos que incluyen una limpieza manual y una esterilización tienen efectos mínimos sobre los productos. Los ciclos de tratamiento repetidos que incluyen lavados con ultrasonidos, manuales y una esterilización tienen efectos mínimos sobre los productos. Normalmente, el fin de vida útil viene determinado por el desgaste y los daños provocados por la propia utilización del equipo.<sup>48</sup>

#### **2. Puntos de servicio**

Se deben separar los elementos manchados de los elementos no contaminados para evitar que se contamine el personal o el entorno. Secar la fibra óptica y las fundas protectoras flexibles de silicona

para evitar que las contaminaciones se sequen en la superficie. Recubrir las fibras ópticas y las fundas protectoras flexibles de silicona con una toalla mojada con agua purificada para evitar que los residuos se sequen.<sup>30</sup>

### **3. Confinamiento y transporte**

Transportar los elementos contaminados de forma separada de los elementos no contaminados para evitar la contaminación.<sup>30</sup>

### **4. Preparación para la limpieza / la descontaminación**

Se deberá limpiar y esterilizar los elementos (fibra óptica y fundas) tan pronto como sea posible tras utilizarlos. Tras cada utilización y antes de la limpieza es necesario retirar la funda protectora flexible y/o la pantalla rígida de protección de la fibra óptica, retirar la fibra óptica de la pieza de mano e inserte el tapón de protección en el extremo de la pieza de mano.<sup>31</sup>

## **1.3.5. Métodos de toma de muestra microbiológica**

### **1.3.5.1. Método de Hisopado**

El hisopado es uno de los métodos más utilizados en microbiología para la recuperación de microorganismos de superficies. Consiste en frotar con un hisopo estéril previamente humedecido en una solución diluyente, el área determinada en el muestreo. Los materiales necesarios para este tipo de muestreo consisten en: Hisopos de algodón u otro material equivalente, de largo aproximado de 12 cm. Tubo de ensayo con tapa hermética conteniendo 10 mL de solución diluyente estéril. Plantilla estéril, con un área en el centro de 100 cm<sup>2</sup> (10cm x 10cm) o alternativamente, plantilla estéril, con un área en el centro de 25 cm<sup>2</sup> (5 x 5 cm). Gradillas. Guantes descartables de primer uso. Cofia. Mascarillas descartables. Plumón marcador para vidrio. Caja térmica. Refrigerante.<sup>49</sup>

El procedimiento consiste en colocar la plantilla (10cm x 10cm) sobre la superficie a muestrear (si la superficie es plana). Humedecer el hisopo en la solución diluyente y presionar ligeramente en la pared del tubo con un movimiento de rotación para quitar el exceso de

solución. Con el hisopo inclinado en un ángulo de 30°, frotar 4 veces la superficie delimitada por la plantilla, cada una en dirección opuesta a la anterior. En el caso de utilizar la plantilla de 5cm x 5cm, repetir esta operación en 3 lugares diferentes de la misma superficie, para obtener 100 cm<sup>2</sup>. Colocar el hisopo en el tubo con la solución diluyente, quebrando la parte del hisopo que estuvo en contacto con los dedos del muestreador, la cual debe ser eliminada.<sup>50</sup>

### **Conservación y Transporte de la muestra**

Las muestras se colocarán en un contenedor isotérmico con gel refrigerante, el cual se distribuye uniformemente en la base y en los laterales, de tal manera que asegure que la temperatura del contenedor no sea mayor de 10°C, a fin de garantizar la vida útil de la muestra hasta su llegada al laboratorio. El tiempo de transporte entre la toma de muestra y la recepción en el laboratorio estará en función estricta de dicha temperatura, no debiendo exceder las 24 horas y excepcionalmente las 36 horas. Se debe registrar la temperatura del contenedor al colocar las muestras y a la llegada al laboratorio como control de las condiciones del transporte. Temperaturas superiores a 10°C invalidan la muestra para su análisis.<sup>51</sup>

### **1.3.6. Métodos para determinar contaminación microbiana**

La inspección visual tras la limpieza y desinfección nos puede indicar si quedan restos de materia orgánica macroscópica, pero en la mayoría de las operaciones no es suficiente y por ello se debe recurrir a pruebas más sensibles. A pesar de la aplicación de métodos de control microbiológicos, muchos microorganismos permanecerán en las superficies. Sin embargo, las técnicas de muestreo de superficies son imprescindibles, especialmente si se relacionan los resultados obtenidos con parámetros como: la limpieza o desinfección de superficies.<sup>52</sup>

#### **1.3.6.1. Métodos Tradicionales**

Tradicionalmente la valoración de una superficie se realiza mediante métodos microbiológicos como el hisopado (con hisopos o esponjas) seguido de un cultivo microbiano, la aplicación-impronta y aguas de

enjuague. No obstante, los análisis tradicionales y estandarizados para la presencia de microorganismos patógenos confían en el enriquecimiento y el aislamiento de colonias sospechosas sobre un medio sólido usando medios de diagnóstico. Esto usualmente seguido de identificación bioquímica o serológica. Los métodos tradicionales, aunque fiables y eficientes, requieren al menos varios días a una semana antes de que los resultados sean obtenidos. Los métodos microbiológicos convencionales requieren periodos de incubación que los hace inapropiados como herramienta de vigilancia rápida.<sup>53</sup>

#### **1.3.6.1.1. Hisopos o Esponjas**

Son los métodos no destructivos más usados para valorar la efectividad de los procesos de limpieza y desinfección de superficies. La superficie a evaluar se frota y los microorganismos se transfieren con el hisopo o esponja dentro de un diluyente. Posteriormente, ésta solución puede ser cultivada en placas de agar o analizada por otra metodología. A diferencia de las placas de contacto, estos dispositivos permiten evaluar cualquier forma o área de superficie y son relativamente económicos. Sin embargo, al igual que las placas de contacto, presentan la incapacidad de recuperar con eficacia todos los microorganismos de la superficie, valor que puede ser tan sólo de un 20%. Adicionalmente, para el hisopo o esponja, la detección y el recuento dependen también de la liberación eficaz de los microorganismos del material para su posterior recuperación, por ejemplo para las células que forman parte de un biofilm que presentan resistencia al desprendimiento.<sup>53</sup>

#### **1.3.6.1.2. Placas de Contacto**

Utilizando un soporte con agar, los microorganismos adheridos a las superficies de estudio se transfieren presionando el agar sobre la superficie. Dependiendo del estudio a realizar, se puede emplear un agar neutro o uno selectivo para determinar la presencia de un tipo de microorganismo en particular. Presentan una mejor reproducibilidad y relativamente un bajo costo frente al hisopado.

Sin embargo, sólo pueden ser usadas en superficies planas y lisas (Detección y recuento de organismos replicados del inglés RODAC, Replicate Organism Detection and Counting), los microorganismos móviles pueden cubrir la superficie del agar, suelen dejar residuos de agar sobre la superficie muestreada y, dependiendo del número de microorganismos en la superficie, sólo puede ser semi-cuantitativa. Este método se ha usado para el estudio microbiológico de cualquier tipo de superficies.<sup>54</sup>

#### **1.3.6.1.3. Extracción de microorganismos de fracciones de superficies**

Consiste en transferir un segmento de la superficie de trabajo a un medio líquido que puede ser solución salina normal, enriquecida o una solución neutralizante para prevenir la actividad inhibitoria de agentes antimicrobianos. Posteriormente, se lleva a cabo el desprendimiento de los microorganismos de la superficie por agitación con/sin perlas de vidrio o por sonicación. La agitación con perlas de vidrio permite remover con mayor eficacia las bacterias que se encuentran dentro de un biofilm. Finalmente la detección de los microorganismos se realiza por siembra en un medio de cultivo o por otro método de detección. Este método es más sensible comparado con la placa de contacto. Es el método más usado para la recuperación de microorganismos a partir de superficies.<sup>52</sup>

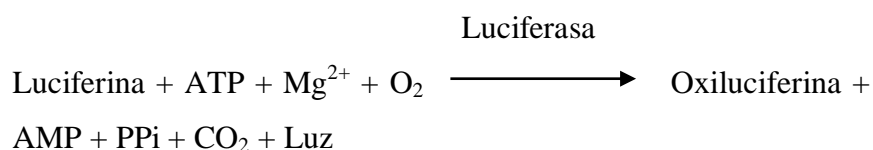
#### **1.3.6.2. Métodos Rápidos**

Existen métodos contemporáneos para una supervisión rápida, eficaz y precisa de la higiene ambiental y la identificación de peligros biológicos en superficies. Por lo tanto, es evidente la necesidad de desarrollar nuevos métodos de control de superficies, especialmente si son rápidos y fiables, para proporcionar información sobre la presencia de microorganismos en superficies homogéneas o heterogéneas. Dichos métodos permiten el control del proceso de elaboración y la vigilancia de la eficacia de los sistemas de higienización, para así poder aplicar las medidas correctoras oportunas

en el mismo momento que se efectúan determinaciones. Se requiere que estos métodos posean una sensibilidad similar, o mayor que los métodos convencionales. Los métodos deberían ser robustos y confiables, con una especificidad que minimice los resultados falsos-positivos. En general, los métodos rápidos son métodos independientes del cultivo y representan una alternativa para superar la dificultad de cultivar comunidades microbianas complejas. A continuación se describen los más importantes.<sup>47</sup>

#### 1.3.6.2.1. Bioluminiscencia o prueba de ATP

El adenosín trifosfato (ATP, Adenosine Triphosphate) está presente en todas las células vivas y su cantidad por célula es constante. La prueba de ATP se basa en la bioluminiscencia, que es la propiedad que tienen algunos organismos de producir luz. Entre estos métodos se puede destacar la determinación del ATP (trifosfato de adenosina), que se basa en la reacción fotoquímica luciferina-luciferasa (sistema enzimático proveniente de la luciérnaga, *Photinus pyralis*). La luciferasa en presencia de ATP y luciferina, cataliza una reacción bioluminescente en la que la luciferina se oxida provocando una emisión de luz verde-azul que se puede medir por espectrofotometría. La emisión de luz se expresa en unidades relativas de luz (URL), así la lectura es proporcional al contenido de ATP.



Es una técnica rápida, simple, que facilita su uso como prueba de campo. Sin embargo, los resultados positivos pueden indicar la presencia de ATP proveniente tanto de microorganismos así como de materia que contiene ATP, por ejemplo, residuos de alimentos. Por tanto, el resultado se refiere al estado de “higiene” de una superficie. Además, la técnica no es muy sensible y por

consiguiente no es adecuada para medir la higiene de equipos donde se necesita esterilidad absoluta.<sup>39</sup>

#### **1.3.6.2.2. Métodos Inmunológicos**

Los métodos inmunológicos se basan en la determinación de anticuerpos específicos producidos por los microorganismos. Las estructuras más importantes de los microorganismos como los polisacáridos que pueden actuar como antígenos en mamíferos. Se han desarrollado diferentes protocolos usando anticuerpos específicos inmunoglobulina G (IgG), que reaccionan con los microorganismos. Cabe mencionar entre ellos el desarrollo de técnicas de inmunoensayo (ELISA) tipo sándwich para la detección de distintas especies microbianas. En investigaciones de laboratorio estas técnicas han tenido una elevada sensibilidad, permitiendo la detección de pequeñas cantidades de polisacáridos extracelulares (al nivel de 1 ng/ml). Usando el protocolo ELISA se pueden ensayar simultánea y automáticamente un gran número de muestras, pero siempre y cuando se cuente con personal de laboratorio experimentado y exista la disponibilidad de equipos apropiados.<sup>32</sup>

Una técnica más simple es la de aglutinación en látex, que se basa en el reconocimiento de antígenos de polisacáridos extracelulares por parte de anticuerpos específicos IgG revestidos dentro de gotas de látex que producen una aglutinación visible. La técnica desde el punto de vista práctico es mejor que la técnica ELISA, puesto que la aglutinación puede observarse visualmente sin necesidad de un costoso equipo de laboratorio, obteniéndose resultados a los 10-20 minutos. No obstante, presenta una menor sensibilidad.<sup>33</sup>

#### **1.3.6.2.3. Técnicas Microscópicas**

Existen varias técnicas microscópicas para estudiar la adhesión celular y formación de biofilms en superficies: microscopía de epifluorescencia, microscopía electrónica de barrido y

transmisión, espectrofotómetro infrarrojo transformada de Fourier, láser confocal de barrido y técnicas de microscopía de fuerza atómica. La microscopía de epifluorescencia directa (DEM, Direct Epifluorescence Microscopic) se ha convertido en la técnica de microscopía ideal para examinar especímenes biológicos, fijados o vivos, porque permite la detección selectiva y específica de moléculas en concentraciones pequeñas. Donde los objetos de interés fluorescen en un fondo negro por medio de sondas fluorescentes, que permiten marcar virtualmente cualquier aspecto de los sistemas biológicos.<sup>28</sup>

La fluorescencia es la propiedad que exhiben algunas moléculas, denominadas fluoróforos, que absorben energía a una longitud de onda menor y específica que provoca alteraciones en el estado electrónico, vibracional y rotacional, y después de cierto periodo de tiempo, emiten una porción de esta energía a una longitud de onda mayor y específica. Los microscopios de fluorescencia deben cumplir cuatro funciones: Primero, proporcionar una luz de excitación con longitudes de onda adecuadas al espécimen; segundo, separar la luz de excitación de la luz de fluorescencia emitida; tercero, coleccionar la mayor cantidad posible de fluorescencia emitida por los fluoróforos; y cuarto permitir la observación de los detalles finos de la muestra.<sup>35</sup>

En el microscopio de epifluorescencia el objetivo no sólo tiene como función enfocar y amplificar la muestra, sino que sirve como un condensador que ilumina la muestra. Por este motivo, el microscopio posee tres elementos: filtro de excitación, espejo dichroico y filtro de emisión, que conjuntamente permiten la separación de buena calidad entre la luz de excitación y de emisión. La ventaja de esta técnica es que nos brinda la posibilidad de observar a los microorganismos en interacción con el sustrato y la forma en que se encuentran distribuidos y/o agrupados, por tanto puede ser útil para una evaluación rápida de la higiene de una superficie. Sin embargo, presenta como



desventaja el bajo límite de detección que posee, y por tanto resulta muy tedioso detectar menos de  $10^3$  células  $\text{cm}^2$  en una muestra.<sup>17</sup>

#### **1.3.6.2.4. Citometría de Flujo**

Es un proceso que realiza medidas de las características físicas o químicas de una sola célula u otras partículas biológicas, o no biológicas, de aproximadamente el mismo tamaño, mientras estas pasan en una corriente de flujo. Con esta técnica las células son forzadas a moverse rápidamente en una sola fila a través de una fuente de luz con alto poder, midiendo la viabilidad de un número de organismos estadísticamente significativo (5000 – 25 000 células por muestra). La citometría de flujo usada con sondas fluorescentes permite medir propiedades funcionales y estructurales de células individuales en una población. Las células son marcadas con fluorocromos específicos o con conjugados fluorescentes que se unen con alta especificidad a un constituyente celular particular, es posible medir una amplia variedad de constituyentes celulares como proteínas, carbohidratos, ADN, ácido ribonucleico (ARN) y enzimas. Las ventajas de la citometría de flujo son la exactitud, velocidad, sensibilidad y reproducibilidad.<sup>55</sup>

#### **1.3.6.2.5. PCR en Tiempo Real**

La reacción en cadena de la polimerasa, cuyas iniciales en inglés son PCR ("polymerase chain reaction"), es una técnica que fue desarrollada por Kary Mullis a mediados de los años 80. Con estas metodologías se pueden producir en el laboratorio múltiples copias de un fragmento de ADN específico, incluso en presencia de millones de otras moléculas de ADN. Como su nombre indica, se basa en la actividad de la enzima ADN polimerasa que es capaz de fabricar una cadena de ADN complementaria a otra ya existente. Sus únicos requerimientos son que existan nucleótidos en el medio que son la materia base para fabricar el ADN (los

nucleótidos de adenina, timina, citosina y guanina), y una pequeña cadena de ADN que pueda unirse a la molécula que queremos copiar para que sirva como cebadora (el cebador, en inglés "primer").<sup>56</sup>

La sensibilidad de la técnica de PCR es muy alta pero presenta algunos inconvenientes, como son que no es una técnica cuantitativa y una relativamente alta probabilidad de obtener falsos positivos por contaminación. Para solventar este último problema se ha de optimizar la secuencia de los cebadores, así como la temperatura precisa para que estos se unan al ADN en la localización correcta y realizar una adecuada manipulación de los reactivos. Por otra parte para solventar el problema de la cuantificación se han generado unas variaciones sobre el esquema inicial de la PCR, dando lugar a lo que se conoce como PCR cuantitativa o PCR en tiempo real. La clave en la PCR cuantitativa es la posibilidad de detectar en tiempo real la amplificación de nuestro genoma de interés. Para llevar a cabo esta detección existen varios métodos pero casi todos basados en la utilización de otro fragmento de ADN (sonda) complementario a una parte intermedia del ADN que queremos amplificar. Esta sonda lleva adherida una molécula fluorescente y otra molécula que inhibe esta fluorescencia ("quencher"), de tal forma que sólo cuando la sonda es desplazada de su sitio por acción de la ADN polimerasa la molécula fluorescente se libera de la acción del "quencher" y emite fluorescencia al ser iluminada con un láser. La cuantificación de la fluorescencia emitida durante cada ciclo de la PCR será proporcional a la cantidad de ADN que se está amplificando. En general para que sea válida esta técnica requiere realizar en paralelo una curva patrón en las mismas condiciones para conocer la cantidad total de ADN que se está amplificando.<sup>57</sup>

#### 1.3.6.2.6. Biosensores

El uso de biosensores nos proporciona una herramienta portátil, rápida, sensible y con inmediata interpretación de los resultados “sobre el terreno”. Además, de la posibilidad de detectar la presencia y cantidad de microorganismos en cualquier ambiente. Un biosensor básico incluye un sustrato (silicio, vidrio o polímeros) recubierto por una capa conductora (polisilicio, dióxido de silicio, nitrito de silicio, metal y óxidos metálicos). Generalmente, para la detección bacteriana, incluye un componente de reconocimiento biológico como enzimas, ácidos nucleicos o anticuerpos que están íntimamente asociados o integrados a un transductor fisicoquímico o microsistema de transducción, que puede ser óptico, electroquímico, termoquímico, piezoeléctrico, magnético o micromecánico.<sup>58</sup>

Cuando se usan enzimas, tienden a funcionar como marcadores en lugar de elementos reales de reconocimiento bacteriano. Pueden ser usadas para marcar anticuerpos o sondas de ADN, de la misma manera como en la prueba de ELISA. Sin embargo, el uso de anticuerpos está más difundido que el uso de sondas de ADN. Los anticuerpos pueden ser policlonales, monoclonales o recombinantes, dependiendo de sus propiedades selectivas y la forma en que son sintetizados. Para la detección de patógenos de origen alimentario, se han desarrollado diversos biosensores con un rango y límite de detección alrededor de  $1,0 \times 10^3$  células  $\text{ml}^{-1}$  para *E. coli*, *E. coli* O157:H7, *Salmonella*, *S. typhimurium*, *Legionella pneumophila*, *C. jejuni* y *Listeria*. Sin embargo, también se ha logrado conseguir una sensibilidad de 30 UFC de *E. coli*  $\text{ml}^{-1}$  de agua. El tiempo de detección de los biosensores es variable, por ejemplo desde 15 minutos para la detección *Listeria*, o menos de una hora en la detección de *E. coli*.<sup>59</sup>

### **1.3.6.3. Condiciones de procesamiento de las muestras en el laboratorio de microbiología**

Una vez que la muestra se recibe en el laboratorio de microbiología, el manejo de la misma incluye:

#### **1.3.6.3.1. Condiciones de Recepción de la Muestra**

Consiste básicamente en determinar si la muestra cumple o no los requisitos de calidad necesarios para ser procesada. Estos requisitos incluyen: la correcta identificación de la muestra, la valoración sobre si existe una cantidad adecuada para el estudio solicitado y la comprobación de las condiciones adecuadas de transporte y conservación.<sup>60</sup>

#### **1.3.6.3.2. Condiciones de Procesamiento de la Muestra<sup>62</sup>**

Consiste en la preparación de las muestras, la realización de tinciones y la inoculación en los medios de cultivo para su posterior incubación. En esta etapa es fundamental que el investigador controle la esterilidad del ambiente de procesamiento, para ello ha ideado equipos y elementos que le permiten cumplir con este fin:

##### **1. Mecheros Bunsen**

El mechero de gas Bunsen es un instrumento que se utiliza en los laboratorios de Microbiología para asegurar la esterilidad del espacio circulante de un área de procesamiento (además de otros usos). La llama del mechero bunsen proporciona un área de 30 centímetros de radio como máximo de esterilidad sin corrientes de aire. Su efectividad disminuye considerablemente cuando no se controlan las corrientes de aire.

##### **2. Cabina de Bioseguridad Biológica**

Cabina de Seguridad Biológica (CSB) también llamadas cabinas de flujo laminar son equipos utilizados para proteger al profesional y al ambiente del laboratorio de los aerosoles potencialmente infectantes que se pueden generar durante el

procesamiento de las muestras. Algunos tipos de cabina protegen la muestra que está siendo manipulada del contacto con el medio externo, evitando contaminaciones. Idealmente, todos los procedimientos involucrados con muestras biológicas deberían ser realizados en cabinas de seguridad biológica. Los principales tipos de cabinas de seguridad biológica son:

### **2.1. Cabina de Bioseguridad Nivel I**

El aire que sale pasa a través de un filtro especial, denominado HEPA (High Efficiency Particulate Air – alta eficiencia para partículas del aire) y es eliminado en el ambiente libre de las partículas, ósea, de los aerosoles generados. Este tipo de cabina protege al manipulador y al ambiente por el hecho de que filtra el aire que sale, pero NO evita la contaminación del material que está siendo manipulado porque no filtra el aire que entra. Tiene el frente abierto permitiendo el acceso total a la mesa de trabajo para la colocación de los materiales y la realización de los procedimientos necesarios.

### **2.2. Cabina de Bioseguridad Nivel II**

El aire es filtrado en filtros HEPA, antes de entrar y antes de salir de la cabina, protegiendo al manipulador, al ambiente y al material. También posee apertura frontal que permite al acceso total a la mesa de trabajo. El área de trabajo es recorrida por un flujo descendente de aire filtrado estéril (Flujo laminar Vertical).

### **2.3. Cabina de Bioseguridad Nivel III**

El aire es estéril. Esa clase de cabina es completamente cerrada, lo que impide el intercambio de aire con el ambiente, y funciona con presión negativa. Ella ofrece total seguridad al manipulador, al ambiente y al material. El acceso del profesional a los materiales y a la mesa de trabajo para la realización de los procedimientos se realiza

con el auxilio de guantes especiales que están sujetos a la parte frontal y se proyectan hacia el interior de la cabina. El aire es tomado del local o del exterior y filtrado (Filtro HEPA). En su extracción (100%), suele haber dos filtros HEPA montados en serie para la completa purificación del aire extraído. Este tipo de cabinas ofrece el grado máximo de protección al trabajador, obviando incluso la exposición por contacto.

#### **1.3.6.4. Medición del Crecimiento Microbiano<sup>62</sup>**

Existen diversos métodos para enumerar microorganismos en muestras de diferente origen. Cada método tiene sus peculiaridades a la hora de transformar los datos obtenidos en una densidad microbiana de la muestra estudiada, bien sea unidades formadoras de colonias, microorganismos Totales, etc.

##### **1.3.6.4.1. Métodos para el Recuento de Microorganismos Viables<sup>62</sup>**

Estos métodos se basan en poner en evidencia la presencia de los microorganismos vivos. Requieren al menos 24 horas para el cultivo y la interpretación de resultados. Se emplean medios de cultivos generales, enriquecidos selectivos y diferenciales dependiendo de los microorganismos a cuantificar.

#### **1. Recuento en Placa**

Se determina el número de microorganismos en una muestra en relación a las colonias que forman, las UFC (Unidades Formadoras de Colonias). Se emplean soluciones diluidas o diluciones de una muestra concentrada para que cada colonia formada provenga de un solo microorganismo. Se utilizan principalmente para la cuantificación de bacterias, levaduras y hongos filamentosos. Se reporta como: UFC/unidad de volumen, peso o área muestreada. El recuento de ufc puede realizarse de forma visual directa o con ayuda de un lente de aumento (lupa). Actualmente existen equipos que facilitan el recuento de UFC denominados contadores de colonia.

## **2. Miles y Misra**

Involucra la preparación de diluciones seriadas de una suspensión bacteriana. Las placas son divididas en sectores separados. Se inocula cada sector una gota empleando una Pipeta Pasteur calibrada o bien micropipetas inoculando 0.02 ml. Las placas se incuban de 18 a 24 horas a la temperatura adecuada (37°C). Se toman en cuenta los sectores donde hay menos de 20 ufc. El número de bacterias viables se obtiene calculando la media de cada dilución en las repeticiones realizadas.

## **3. Asa calibrada**

La utilización de agujas o asas calibradas permite tomar volúmenes pequeños, que son inoculados en la superficie del agar mediante la técnica de siembra masiva. Se cuentan las ufc y se multiplican por el factor de dilución del asa empleada. Se determinan las UFC/ por superficie muestreada.

## **4. Filtración**

Se realiza utilizando membranas de celulosa que retienen a los microorganismos en su malla con poros de 0.25-0.45mm. Esta membrana se transfiere a un medio de cultivo para el desarrollo de colonias.

## **5. Número Más Probable (NMP)**

También llamada técnica de dilución en tubo, proporciona una estimación estadística de la densidad microbiana presente con base a que la probabilidad de obtener tubos con crecimiento positivo disminuye conforme es menor el volumen de muestra inoculado. Se utiliza principalmente en muestras líquidas.

### **1.3.6.4.2. Métodos para el Recuento de Microorganismos Totales<sup>64</sup>**

Estos métodos se basan en poner en evidencia la presencia de los microorganismos vivos y muertos los cuales no se pueden

distinguir. Son rápidos pero se requiere contar en algunos casos con curvas de calibración.

### **1. A través de Cámaras de Petroff-Hausser y de Neubauer**

Es un método complicado y no es práctico para un gran número de muestras. No es muy sensible, se necesitan al menos  $10^6$  bacterias/mL para que sean observadas al microscopio. No se pueden diferenciar entre células vivas de muertas.

### **2. Método de Breed**

Es un método sencillo de recuento microbiano. La muestra a evaluar puede ser directa o diluida. Se requiere de un microscopio, asa calibrada o micropipeta, láminas portaobjeto, colorantes. Se realiza la extensión, fijación y coloración de la muestra. Se observan 10 campos microscópicos y se cuentan las bacterias en cada uno de ellos y se obtiene el promedio.

### **3. Nefelometría (Turbidimetría)**

La turbidez producida por el crecimiento microbiano de microorganismos unicelulares puede ser medida de acuerdo a la capacidad de absorber la luz. Las muestras a determinar son generalmente translúcidas cuando no presentan crecimiento microbiano. Longitud de onda para bacterias 540nm, para protozoarios 580nm y para levaduras 600nm. La turbidez se determina por la densidad óptica (DO) que puede ser expresada como Absorbancia, % de Transmitancia o Unidades Klett (UK).

### **4. Peso seco y determinación de proteína**

El peso seco (contenido de sólidos) de las células bacterianas que se encuentran en una suspensión se obtiene por el secado de un volumen en un horno a 105°C hasta peso constante. Es útil para grandes volúmenes. La desventaja de este método es que componentes volátiles de la célula pueden perderse por el



secado y puede existir alguna degradación. La muestra seca puede recobrar humedad durante el pesado, principalmente si el ambiente tiene una humedad relativa alta. La proteína se relaciona al crecimiento, por lo que un incremento en la cantidad de proteína en el paquete celular indica que hay mayor concentración de células.

#### **1.4. Formulación del Problema.**

¿Cuál es la contaminación microbiológica en la fibra óptica comparada con la del protector ocular y la del cuerpo de las lámparas de fotocurado del Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán, Chiclayo 2018?

#### **1.5. Justificación e importancia del estudio.**

En el Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán los estudiantes que se encuentran realizando su internado clínico utilizan instrumental propio y el equipamiento de la clínica como las lámparas de fotocurado. Las lámparas de fotocurado contienen una fibra de vidrio (guía de luz), la cual es utilizada para proyectar la luz que polimeriza las resinas. Normalmente las lámparas de fotocurado no son desinfectadas y tampoco reciben la protección adecuada cuando se va a trabajar con pacientes. Este equipo al ser utilizado en el campo operatorio, puede entrar en contacto con aerosoles de la boca, lo cual puede ser una fuente de infección cruzada.

Se ha demostrado que la transferencia del agente infeccioso se puede dar a través de objetos inanimados o vehículos como; instrumentos, aire, agua, polvo y otros, que se encuentran en el ambiente. Debido a la poca evidencia científica en nuestra localidad y en el país acerca de la presencia de microorganismos contaminantes en superficies de la lámpara de fotocurado la importancia de la presente investigación radica en fundamentar científicamente la posible existencia de microorganismos patógenos en la superficies de las lámparas de fotocurado lo que permitiría proponer protocolos de desinfección-asepsia que

puedan ser aplicadas por estudiantes y docentes del Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología promoviendo así la bioseguridad en el uso de las lámparas de fotocurado.

## **1.6. Hipótesis.**

La contaminación microbiológica es mayor en el cuerpo que en el protector ocular y la fibra óptica de las lámparas de fotocurado del Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán, Chiclayo 2018.

## **1.7. Objetivos.**

### **1.7.1. Objetivo General**

Comparar la contaminación microbiológica entre la fibra óptica, protector ocular y cuerpo de las lámparas de fotocurado del Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán, Chiclayo 2018.

### **1.7.2. Objetivos Específicos**

1. Evaluar la contaminación microbiológica de bacterias y hongos presentes en la fibra óptica de la lámpara de fotocurado.
2. Evaluar la contaminación microbiológica de bacterias y hongos presentes en el protector ocular de la lámpara de fotocurado.
3. Evaluar la contaminación microbiológica de bacterias y hongos presentes en el cuerpo de las lámpara de fotocurado.

## II. MATERIAL Y MÉTODOS

### 2.1. Tipo y Diseño de Investigación.

**Tipo:** Cuantitativa

Porque los resultados serán expresados usando magnitudes numéricas que pueden ser tratadas mediante herramientas del campo de la estadística.

**Diseño:** Observacional, transversal y analítico.

**Observacional:** La técnica es la observación. Porque será un estudio de tipo biológico sin la intervención del investigador y este se limitará solo a medir la variable que define el estudio.

**Prospectiva:** Porque los datos serán recopilados en un solo momento dado.

**Analítico:** El Método analítico es aquel método de investigación que consiste en la desmembración de un todo, descomponiéndolo en sus partes o elementos para observar las causas, la naturaleza y los efectos.

### 2.2. Población y muestra.

El Centro de Practicas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad señor de Sipán cuenta con 15 lámparas de fotocurado de las cuales solo 9 están operativas. Por lo que las 9 lámparas de fotocurado fueron nuestra población y muestra.

El número de ensayos se calcularon mediante la siguiente fórmula estadística de muestra finita:

$$n = \frac{N Z^2 x PQ}{(N-1) x e^2 + Z^2 x PQ}$$

Dónde:

N= 9 (población) por 3 sectores = 9 x 3 = 27 (unidades de ensayo)

P= 0,95 Probabilidad a favor que se van a encontrar contaminación en las superficies.

Q= Probabilidad en contra (1-p) 1-0,95= 0,05

e= 0.05 (error de estimación)

Z= 1,96 (nivel de confianza al 95%)

Dando:

$$n = \frac{27 \times 3.8416 \times 0.95 (0.05)}{(26) \times 0.0025 + 3.8416 \times 0.95 (0.005)}$$

$$n = 59.2$$

Con lo que se requiere de 59.2 unidades muestrales, tomando en cuenta el concepto de aproximación por decimales, se tomó 60 unidades muestrales.

<b>Superficie de análisis</b>	<b>Unidades por superficie (cantidades)</b>	<b>Unidades por sector (Porcentual)</b>	<b>Tamaño de la muestra</b>
<b>Fibra Óptica</b>	9	33.3 %	20
<b>Protector Ocular</b>	9	33.3 %	20
<b>Cuerpo</b>	9	33.3 %	20
<b>Total</b>	27	100 %	60

Fuente: Elaborado por el investigador.

### **2.3. Criterios de inclusión y exclusión.**

#### **Criterios de Inclusión**

Lámparas de fotocurado activas o en uso durante el ciclo académico 2018 – II en el Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán al momento del muestreo.

#### **Criterios de Exclusión**

Lámparas que estén guardadas en el almacén.

### 2.3. Variables, Operacionalización.

VARIABLES	DEFINICIÓN OPERACIONAL	DEFINICIÓN CONCEPTUAL	DIMENSIONES	INDICADORES	VALOR FINAL	TIPO DE VARIABLE	ESCALA
Contaminantes microbiológicos	Presencia de microorganismos en ambientes o superficies donde normalmente no se encuentran. Se habla de contaminación cuando se supera los límites microbiológicos permitidos. <sup>67</sup>	Microorganismos tipo bacterias y hongos aislados mediante la técnica del hisopado a partir de las superficies de la lámpara de fotocurado. <sup>68</sup>	Bacterias Gram Positivas	<i>Staphylococcus aureus</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Micrococcus luteus</i>	SI (Presencia)	Categoría	Nominal
			Bacterias Gram Negativas	<i>Escherichia coli</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i>			
			Hongos	<i>Candida albicans</i> <i>Aspergillus niger</i> <i>Penicillium spp</i>	Categoría	Nominal	

## **2.4. Técnicas e instrumentos de recolección de datos, validez y confiabilidad.**

Mediante una solicitud, se pidió autorización a la Dirección de Escuela de Estomatología para el acceso al Centro de Practicas Pre Clínica y Clínica de Estomatología y a las lámparas de fotocurado para las tomas de las muestras (Anexo 1) \*La hora del muestreo seleccionada fue debido a la hora de utilización de los estudiantes. Para la recolección de los datos, se hizo uso obligatorio de barreras de bioseguridad estériles para evitar de este modo una posible contaminación de las lámparas de fotocurado durante la toma de la muestra. Las lámparas de fotocurado fueron muestreadas durante su utilización en el ambiente de la clínica.

### **2.4.1. Técnica de muestreo por hisopado**

El área muestreada correspondió a todo la superficie caracterizada (fibra óptica, protector ocular y cuerpo de las lámparas de fotocurado). El hisopo utilizado fue de la marca DALIAN GOODWOOD MEDICAL CARE LTD, importado por ALFY MEDICA E.I.R.L. RUC: 20517758991. D.T.Q.F.: Milagros Marín Ponce, C.Q.F.: 13975. R.S. N°.: DM3467E, en empaque individual, modelo de 152 mm o 6”, Lote; AM1608HE, fecha de fabricación: 08-2016; fecha de expiración: 07-2021). Para ello, se humedeció el hisopo estéril en un tubo de solución salina con 4.5 mL estéril y se restregó la superficie a muestrear varias veces. Luego se introdujo de nuevo el hisopo en el tubo con caldo peptonado y se dejó en reposo dentro del tubo de manera que los microorganismos se liberen del algodón al caldo hasta su siembra en los medios de cultivo.

### **2.4.2. Conservación y transporte de las muestras al Laboratorio**

Bajo condiciones de asepsia los hisopos utilizados en la recolección de las muestras fueron colocados en tubos de ensayo con solución salina fisiológica estéril y luego en un cooler con refrigerante y trasladados al laboratorio de Microbiología de la Universidad César Vallejo-Piura, donde fueron procesadas inmediatamente (Anexo 2). Bajo la supervisión de un especialista Microbiólogo. (Anexo 3).

### **2.4.3. Procesamiento de la muestra (Anexo 4).**

1. Los puntos seleccionados para el muestreo fueron la fibra óptica, el protector ocular, el cuerpo de la lámpara de fotocurado.
2. El muestreo se realizó en el Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán durante la utilización de las lámparas de fotocurado en el curso de dentística.
3. Los medios de cultivo seleccionados para el aislamiento de los microorganismos contaminantes fueron medios de cultivo selectivos según MERCK: Agar Manitol-Salado, Agar MacConkey, Agar Cetrimide, Agar Sangre, Agar Chocolate, Agar Mueller-Hinton y Agar glucosa según Sabouraud.
4. La técnica de muestreo fue el hisopado. Los hisopos estériles fueron embebidos en 5 mL de solución salina fisiológica estéril (SSFE) contenidos en un tubo de ensayo e inmediatamente fueron frotados en la superficie del punto de muestreo de la lámpara de forma rotativa. Cada punto de muestreo fue frotado aproximadamente por 1 minuto. Los hisopos fueron regresados a los tubos de ensayo y se mezclaron con la solución restante de SSFE para ser trasladados al laboratorio para su procesamiento. Ya en el laboratorio, a partir de dicho tubo se realizó la siembra directa en los medios de cultivo selectivos mencionados anteriormente. El inóculo consistió en 100  $\mu$ L de la solución que contenía al hisopo utilizado en el muestreo y fue colocado directamente en la superficie de los diferentes medios de cultivo con ayuda de una micropipeta de rango variable marca Spinreact. Inmediatamente después de colocado el inóculo se dispersó sobre la superficie de los medios de cultivo con un asa de Drigalsky.
5. Después de la siembra las placas Petri fueron rotuladas y colocadas en la estufa para la incubación a 36.5 °C durante 24 horas. Las placas con agar sangre y agar chocolate fueron cultivadas en microaerofilia en jarra Gaspak. El resto de placas se incubaron en aerobiosis. Las placas con agar glucosa según Sabouraud fueron incubadas a temperatura ambiente (25 °C aproximadamente), para el crecimiento de mohos.

6. Todo el proceso de la toma de muestra y siembra microbiológica fue llevado a cabo el cumpliendo con las normas de bioseguridad y condiciones de asepsia y esterilidad del proceso.

#### **2.4.4. Lectura de los resultados**

Inmediatamente después del periodo de incubación se procedió a realizar la lectura de los resultados. La identificación microbiana se realizó mediante el estudio macroscópico, microscópico y fenotípico de las colonias que desarrollaron en los diferentes medios de cultivo. El estudio macroscópico consistió en la lectura de las características (color, forma, borde, aspecto, viscosidad, etc.) de las unidades formadoras de colonia que lograron desarrollar. El estudio microscópico se realizó mediante la tinción de gram (morfología y disposición bacteriana). El estudio fenotípico se realizará mediante pruebas bioquímicas de identificación. A las bacterias aisladas se le realizaron las pruebas de catalasa, oxidasa, hemólisis y coagulasa. Así como las pruebas de identificación diferencial en los medios: TSI, LIA, CITRATO, MR-VP y SIM (según MERCK). El recuento de unidades formadoras de colonia por superficie muestreada se realizó en un contador de colonias marca BOECO modelo CC-1. Los datos obtenidos fueron colocados en una ficha de recolección de datos (Anexo 5).

#### **2.5. Procedimientos de análisis de datos.**

Los datos obtenidos fueron tabulados en el programa Microsoft Excel y analizados mediante estadística descriptiva y tablas de frecuencia en el paquete estadístico SPSS, 22 para Windows. La comparación se realizó a través de la prueba no paramétrica de Mann-Whitney.

#### **2.6. Criterios éticos.**

Se cumplieron los criterios Éticos de Belmont sobre el reporte de la veracidad de los resultados y la recomendación de la Bioseguridad internacional como la utilización de barreras de protección (guardapolvo, mascarilla, guantes y cofia).



Realizar una adecuada eliminación de residuos y la eliminación de microorganismos previamente autoclavados. Todo esto con la finalidad de dar cumplimiento a todas las normas durante el desarrollo de la ejecución de la tesis a fin de evitar contaminación cruzada en todos los participantes de la investigación y/o contaminación del ambiente.

## **2.7. Criterios de Rigor Científicos**

### **Valor de verdad:**

La investigación tiene aplicabilidad sobre cualquier superficie de áreas o materiales de uso clínico porque se trabajará con protocolos estandarizados.

### **Aplicabilidad:**

Se utilizaron métodos microbiológicos estandarizados y no modificados por lo que pueden ser replicados.

### **Consistencia:**

El trabajar con protocolos estandarizados aseguró la repetitividad de la investigación bajo las mismas condiciones.

### **Neutralidad:**

Para impedir el sesgo del investigador se contó con la supervisión de un especialista en el tema quien guio el correcto desarrollo de la investigación.

### III. RESULTADOS

#### 3.1. Tablas y Figuras

**Tabla 1.** Comparación de la contaminación microbiológica entre la fibra óptica, protector ocular y cuerpo de las lámparas de fotocurado del Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán, Chiclayo 2018.

CONTAMINACIÓN MICROBIANA	FIBRA DE VIDRIO		PROTECTOR OCULAR		CUERPO		P	
	Fa	%	Fa	%	Fa	%	$\alpha=0,005$	
<b>Bacterias</b>	<i>Staphylococcus aureus</i>	2	22,2	4	44,4	7	77,8	0,009
	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	6	66,7	8	88,9	8	88,9	0,000
	<i>Micrococcus luteus</i>	6	66,7	7	77,8	9	100,0	0,001
	<i>Escherichia coli</i>	2	22,2	0	0,0	1	11,1	0,000
	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	1	11,1	0	0,0	0	0,0	0,000
	<i>Candida albicans</i>	4	44,4	1	11,1	3	33,3	0,000
<b>Hongos</b>	<i>Aspergillus niger</i>	0	0,0	1	11,1	3	33,3	0,000
	<i>Penicillium sp.</i>	1	11,1	2	22,2	4	44,4	0,000
<b>PROMEDIO</b>	9	30,6	9	31,9	9	48,6		

Fuente: Base de datos del autor.

En la presente tabla se observan las frecuencias absolutas y relativas (expresadas en %) de la comparación de la contaminación microbiana en la fibra de vidrio, protector ocular y cuerpo de las lámparas analizadas (N=9).

En la presente tabla se observa que la bacteria *Staphylococcus aureus* tuvo una frecuencia de 22,2% en la fibra de vidrio, 44,4% en el protector ocular y 77,8% en el cuerpo de las lámparas de fotocurado analizadas. Se muestra un valor de  $p=0,009$  ( $p>0,05$ ) lo que indica que si existe contaminación microbiana y es diferente en cada punto muestreado. Siendo el cuerpo de la lámpara el lugar donde existe mayor prevalencia de *S. aureus*. (77,8%).

Se aprecia también que la bacteria *Staphylococcus epidermidis* tuvo una frecuencia de 66,7% en la fibra de vidrio y de 88,9% en el protector ocular y en el cuerpo de las lámparas de fotocurado analizadas. Se muestra un valor de  $p=0,000$  ( $p<0,05$ ) lo que indica que si existe contaminación microbiana y es diferente por lo menos en uno de los puntos de muestreo. Se puede observar que el protector ocular y el cuerpo de la lámpara presentaron la mayor prevalencia de *S. epidermidis* con 88,9%.

Observamos también que la bacteria *Micrococcus luteus* tuvo una frecuencia de 66,7% en la fibra de vidrio, de 77,8% en el protector ocular y de 100 en el cuerpo de las lámparas de fotocurado analizadas. Se muestra un valor de  $p=0,001$  ( $p<0,05$ ) lo que indica que si existe contaminación microbiana y es diferente por lo menos en uno de los puntos de muestreo.. Se muestra que el cuerpo de la lámpara fue el área más contaminada con esta bacteria con una prevalencia de 100%.

Respecto a la bacteria *Escherichia coli*, observamos que tuvo una frecuencia de 22,2% en la fibra de vidrio y de 11,1% en el cuerpo de las lámparas de fotocurado analizadas. No se muestra contaminación de este microorganismo a nivel de protector ocular (0%). Se muestra un valor de  $p=0,000$  ( $p<0,05$ ) lo que indica que existe contaminación microbiana y es diferente por lo menos en uno de los puntos de muestreo. Se observa que fue la fibra de vidrio de la lámpara de fotocurado el área más contaminada con esta bacteria con una prevalencia de 22,2%.

Se observa la frecuencia de *Pseudomonas aeruginosa* con 11,1% en la fibra de vidrio. No se observa contaminación en el protector ocular ni el cuerpo de la lámpara de fotocurado con esta bacteria (0%). Se muestra un valor de  $p=0,000$  ( $p<0,05$ ) lo que indica que existe contaminación bacteriana y es diferente en

por lo menos en uno de los puntos de muestreo. La fibra de vidrio de la lámpara de fotocurado fue el área más contaminada con esta bacteria con una prevalencia de 11,1%.

Respecto al hongo *Candida albicans*, observamos que tuvo una frecuencia de 44,4% en la fibra de vidrio, de 11,1% en el protector ocular y de 33,3% en el cuerpo de las lámparas de fotocurado analizadas. Se evidencia un valor de  $p=0,000$  ( $p<0,05$ ) lo que indica que existe contaminación microbiana y es diferente por lo menos en uno de los puntos de muestreo. Se observa que fue la fibra de vidrio de la lámpara de fotocurado el área más contaminada con este hongo con una prevalencia de 22,2%.

Respecto al hongo *Aspergillus niger*, observamos que tuvo una frecuencia 11,1% en el protector ocular y de 33,3% en el cuerpo de las lámparas de fotocurado analizadas. No se observa contaminación con este microorganismo a nivel de fibra de vidrio (0%). Se evidencia un valor de  $p=0,000$  ( $p<0,05$ ) lo que indica que existe contaminación microbiana y es diferente por lo menos en uno de los puntos de muestreo. El cuerpo de la lámpara de fotocurado fue área más contaminada con este hongo con una prevalencia de 33,3%.

Finalmente se observa la presencia del hongo *Penicillium* spp, con una frecuencia de 11,1% en el protector ocular, de 22,2% en el protector ocular y con 44,4% en el cuerpo de las lámparas de fotocurado analizadas. Se evidencia un valor de  $p=0,000$  ( $p<0,05$ ) lo que indica que existe contaminación microbiana y es diferente por lo menos en uno de los puntos de muestreo. El cuerpo de la lámpara de fotocurado fue área más contaminada con este hongo con una prevalencia de 44,4%.

**Tabla 2.** Distribución de frecuencias de microorganismos contaminantes en la fibra óptica de las lámparas de fotocurado utilizadas en el Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán, Chiclayo 2018.

<b>CONTAMINACIÓN MICROBIANA</b>	<b>FIBRA DE VIDRIO</b>	
	Fa	%
<i>Staphylococcus aureus</i>	2	22,2
<i>Staphylococcus epidermidis</i>	6	66,7
<i>Micrococcus luteus</i>	6	66,7
<i>Escherichia coli</i>	2	22,2
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	1	11,1
<i>Candida albicans</i>	4	44,4
<i>Aspergillus niger</i>	0	0,0
<i>Penicillium sp.</i>	1	11,1
<b>PROMEDIO</b>	9	30,6

Fuente: Base de datos del autor.

La presente tabla muestra la frecuencia absoluta y relativa (expresada en %) de los microorganismos contaminantes más frecuentes encontrados en la fibra de vidrio de las lámparas de fotocurado utilizadas en el Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán. Se aprecia que los microorganismos más prevalentes fueron *Micrococcus luteus* y *Staphylococcus epidermidis* con 66,7%; seguido por *Candida albicans* con 44,4%, *Staphylococcus aureus* y *Escherichia coli* con 22.2% y finalmente *Pseudomonas aeruginosa* y *Penicillium spp* con 11,1%. No se evidencia contaminación microbiana por *Aspergillus niger* (0%).

**Tabla 3.** Distribución de frecuencias de microorganismos contaminantes en el protector ocular de las lámparas de fotocurado utilizadas en el Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán, Chiclayo 2018.

<b>CONTAMINACIÓN MICROBIANA</b>	<b>PROTECTOR OCULAR</b>	
	Fa	%
<i>Staphylococcus aureus</i>	4	44,4
<i>Staphylococcus epidermidis</i>	8	88,9
<i>Micrococcus luteus</i>	7	77,8
<i>Escherichia coli</i>	0	0,0
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	0	0,0
<i>Candida albicans</i>	1	11,1
<i>Aspergillus niger</i>	1	11,1
<i>Penicillium sp.</i>	2	22,2
<b>PROMEDIO</b>	9	31,9

Fuente: Base de datos del autor.

La presente tabla muestra la frecuencia absoluta y relativa (expresada en %) de los microorganismos contaminantes más frecuentes encontrados en la fibra de vidrio de las lámparas de fotocurado utilizadas en el Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán. Se aprecia que los microorganismos más prevalentes fueron *Staphylococcus epidermidis* con 88,9%; seguido por *Micrococcus luteus* con 77,8%, *Staphylococcus aureus* con 44,4%, *Penicillium spp* con 22,2% y *Candida albicans* y *Aspergillus niger* con 11,1%. No se evidencia contaminación microbiana por *Escherichia coli* ni *Pseudomonas aeruginosa* (0%).

**Tabla 4.** Distribución de frecuencias de microorganismos contaminantes en el cuerpo de las lámparas de fotocurado utilizadas en el Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán, Chiclayo 2018.

<b>CONTAMINACIÓN MICROBIANA</b>	<b>CUERPO</b>	
	Fa	%
<i>Staphylococcus aureus</i>	7	77,8
<i>Staphylococcus epidermidis</i>	8	88,9
<i>Micrococcus luteus</i>	9	100,0
<i>Escherichia coli</i>	1	11,1
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	0	0,0
<i>Candida albicans</i>	3	33,3
<i>Aspergillus niger</i>	3	33,3
<i>Penicillium sp.</i>	4	44,4
<b>PROMEDIO</b>	9	48,6

Fuente: Base de datos del autor

La presente tabla muestra la frecuencia absoluta y relativa (expresada en %) de los microorganismos contaminantes más frecuentes encontrados en la fibra de vidrio de las lámparas de fotocurado utilizadas en el Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán. Se aprecia que los microorganismos más prevalentes fueron *Micrococcus luteus* con 100%, seguido de *Staphylococcus epidermidis* con 88,9%; *Staphylococcus aureus* con 77,8%, *Penicillium spp* con 44,4%, *Candida albicans* y *Aspergillus niger* con 33,3% y *Escherichia coli* con 11,1%. No se evidencia contaminación microbiana *Pseudomonas aeruginosa* (0%).

### 3.2. Discusión de resultados

La profesión estomatológica es una de las actividades humanas de mayor riesgo. Esto principalmente debido al contacto entre odontólogo, paciente y personal asistencial. Debido a los fluidos corporales con los que el odontólogo puede entrar en contacto de forma directa o indirecta durante el desarrollo de su profesión siempre existirá una alta posibilidad de contagio y contaminación. Existen diversas investigaciones con contaminación cruzada en diversas áreas de los profesionales de la salud por ello es importante promover el cumplimiento de normas de bioseguridad y la implementación de métodos de desinfección que permitan evitar o disminuir este tipo de riesgo.

La presente investigación buscó comparar la contaminación microbiológica de las lámparas de fotocurado utilizadas en el Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán, Chiclayo 2018 toda vez que este equipo es muy utilizado en varios procedimientos odontológicos y algunos elementos de este entran en contacto con fluidos corporales del paciente como son la saliva y en algunos caso sangre y si no se sigue un protocolo de higienización y desinfección antes y después de su utilización podríamos estar convirtiendo a este equipo en un vehículo transmisor de microorganismos potencialmente patógenos que puedan poner en riesgo la salud integral del paciente y la de nosotros mismo como operadores.

Para llevar a cabo esta investigación se establecieron tres puntos de muestreo en el equipo denominado lámpara de fotocurado, los cuales fueron la fibra de vidrio (parte de la lámpara que ingresa a la boca del paciente), el protector ocular y el cuerpo. Los resultados encontrados indican que los microorganismos reportados con mayor frecuencia pueden ser agrupados según su morfología entre tipos; bacterias grampositivas (*S. aureus*, *S. epidermidis* y *M. luteus*), Bacterias gram negativas (*E. coli* y *P. aeruginosa*) y hongos (*C. albicans* que es una levadura y los mohos *Aspergillus niger* y *Penicillium* sp.); y según su interés clínico en patógenos (*S. aureus*, *E. coli*, *P. aeruginosa*) e indicadores de contaminación (*St. epidermidis*, *M. luteus*, *C. albicans*, *A. niger* y *Penicillium* sp.)



Las lámparas fueron muestreadas durante su utilización por el estudiante en la Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán. Los resultados indican que en promedio el 38,62% (promedio de frecuencias) de las lámparas estaban contaminadas microbiológicamente al momento del muestreo. Estos resultados se aproximan a uno de los resultados obtenidos por García A, et al.<sup>5</sup> quien al comparar la carga microbiana de lámparas de fotocurado con y sin barreras adhesivas de protección encontró que el 53% de las lámparas que no son protegidas superan los límites de carga microbiana permitidos. Pero difieren con otros de sus resultados, pues mientras ellos no reportan aislamiento de *Escherichia coli* como contaminante en las lámparas de fotocurado, la presente investigación reportó la presencia de *E. coli* en el 11.1 % de las lámparas analizadas. La ausencia de *Escherichia coli* en los resultados reportados por García A, et al pudo deberse talvez a que ellos antes de proporcionar las lámparas a los estudiantes para su utilización fueron previamente desinfectadas con alcohol lo que pudo haber removido la presencia de *E. coli* si esta se encontraba allí, y en todo caso si *E. coli* hubiese sobrevivido al proceso de desinfección, al encontrarse dañada fue eliminada completamente al ser sembrada directamente en un medio altamente selectivo como el agar EMB levine (azul methylene blue agar de Levine-Agar azul de metileno) que fue el medio de cultivo utilizado para el aislamiento de *E. coli*. Se sabe que una bacteria que ha sido dañada por alguna sustancia debe ser colocada en un medio de cultivo de recuperación (también denominado medio de pre-enriquecimiento) antes de ser cultivado en medios selectivos de lo contrario se anula su crecimiento.

En la presente investigación se encontró un alto grado de contaminación de las lámparas de fotocurado por bacterias gram positivas (70,38%), representadas principalmente por *Micrococcus luteus*, *Staphylococcus epidermidis* y el patógeno *Staphylococcus aureus*. También se reportaron los mohos *Aspergillus niger* y *Penicillium* sp. con una prevalencia del 20,3% de las lámparas de fotocurado analizadas. Estos resultados se relacionan con los obtenidos Solano-Altamirano D.<sup>6</sup> quien reportó que la mayoría de contaminantes en el ambiente de una clínica dental, son los microorganismos agrupados como aerobios mesófilos viables, que son principalmente bacterias tipo cocos gram positivos y

los hongos. Los resultados obtenidos por Solano-Altamirano son importantes porque nos ayudan a comprender la presencia de mohos en la superficie de las lámparas de fotocurado que pudieron provenir del ambiente contaminado de la clínica. Las bacterias gram positivas encontradas en el presente estudio son bacterias que viven en las superficies corporales y las mucosas del ser humano. Su presencia en las superficies de las lámparas de fotocurado analizadas indica que los operadores no realizaron un correcto proceso de lavado de manos antes de la colocación de los guantes o entraron en contacto con superficies corporales propias o del paciente después de haberse colocado los guantes.

Respecto a la presencia de determinado microorganismo, Barahona-Herrera D.<sup>7</sup> en Ecuador investigó el grado de contaminación de las lámparas de foto activación de la Universidad de las Américas, reportando que la mayoría de microorganismos aislados eran saprófitos. Encontró una frecuencia de *S. epidermidis* de 4,35%. Sus resultados tienen relación desde el punto de vista que los microorganismos encontrados en mayor proporción en las lámparas estudiadas fueron *Micrococcus luteus* y *Staphylococcus epidermidis* (81.5%) microorganismos considerados saprófitos de las superficies corporales humanas y del ambiente. Pero difiere en la frecuencia de *S. epidermidis*. Pues el reporta una prevalencia de solo el 4,35% mientras que los resultados de esta investigación indican que se encontró en mayor proporción (81.5%). Esta diferencia puede indicar dos cosas, primero que el ambiente estuvo altamente contaminado (cosa probable pues el muestreo fue realizado pasadas las 7 de la noche lo que indica que el turno en clínica estaba finalizando y había sido utilizado toda la mañana con un flujo alto de pacientes) y segundo que la lámpara había sido manipulada sin las condiciones de asepsia o presentaba residuos de materia orgánica que permitió la proliferación bacteriana.

Por su parte Castro-Meza M.<sup>8</sup> determinó los microorganismos presentes en la lámpara de fotocurado antes de la consulta odontológica de los pacientes. Reportando la presencia de microorganismos en un 80%, principalmente de *S. epidermidis* (82%), *C. albicans* (17%), *Pseudomonas* sp (11%). Estos resultados son muy cercanos a los obtenidos en la presente investigación, pues se reportó una frecuencia de *S. epidermidis* 81.5% en promedio. *C. albicans* (29,6% en promedio) y *Pseudomonas aeruginosa* (3,7% en promedio). Esto

pudo deberse a que Castro-Meza M. realizó su estudio en ambientes de alto flujo de pacientes. Condiciones semejantes a las de la presente investigación. Sin embargo el utilizó solo un medio de cultivo, el cual fue agar sangre. Dicho medio es considerado un medio de enriquecimiento. No es selectivo para ningún tipo de microorganismo lo que pudo ser una limitante para el reconocimiento de los microorganismos aislados. Por otro lado, en el presente estudio se utilizaron medios selectivos y diferenciales lo que favoreció el aislamiento y la identificación de los microorganismos aislados.

Así mismo, Rodríguez-Burgos Y, et al<sup>9</sup>, determinó los contaminantes microbiológicos de la fibra de vidrio de la lámpara de fotocurado utilizada por los estudiantes de la Facultad de Odontología de la Universidad de El Salvador. Encontró que del 100% de fibras de vidrio estudiadas el 30.43% reportó presencia de contaminantes microbiológicos y concluye que los contaminantes microbiológicos presentes están relacionados con la falta de desinfección del equipo. Sus resultados son semejantes a los de la presente investigación, pues se reportó que del 100% de fibras de vidrio de las lámparas de fotocurado utilizadas, el 30.5 % presentan contaminación microbiana. Esto indicaría que las condiciones de contaminación en la fibra de vidrio de las lámparas podría ser siempre la misma y dependen de las condiciones a las que está expuesta, es decir al estado de salud oral del paciente sobre el cual se está utilizando.

Viteri-Moya J, et al.<sup>10</sup> evaluó la contaminación de las lámparas de luz halógena en la clínica de la Facultad de Odontología de la Universidad Central del Ecuador. Evidenció microorganismos contaminantes principalmente bacterianos y fúngicos y los asoció a una falta de higienización de las lámparas y son semejantes a los obtenidos en la presente investigación, en la cual también se reportó que los microorganismos contaminantes más prevalentes en las lámparas de fotocurado fueron bacterias y hongos. Cabe recalcar que no existe un medio de cultivo general en el que puedan crecer todos los microorganismos contaminantes que se encuentran en una muestra u superficie, por lo que el reporte de determinados microorganismos estará estrechamente relacionado al tipo de medio de cultivo utilizado y a las condiciones de incubación de dichos microorganismos.

## IV. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

### 4.1. Conclusiones

1. El cuerpo es el área más contaminada de las lámparas de fotocurado del Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán, Chiclayo 2018
2. En las fibras de vidrio de las lámparas de fotocurado utilizadas en el Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán se encuentran contaminadas microbiológicamente por: *Staphylococcus aureus* 22,2%, *Staphylococcus epidermidis* 66,7%, *Micrococcus luteus* 66,7%, *Escherichia coli* 22,2%, *Pseudomonas aeruginosa* 11,1%, *Candida albicans* 44,4% y *Penicillium* sp. 11,1%.
3. En los protectores oculares de las lámparas de fotocurado utilizadas en el Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán se encuentran contaminadas microbiológicamente por: *Staphylococcus aureus* 44,4%, *Staphylococcus epidermidis* 88,9%, *Micrococcus luteus* 77,8%, *Candida albicans* 11,1% *Aspergillus niger* 11, 1%, *Penicillium* sp. 22, 2%.
4. En los cuerpos de las lámparas de fotocurado utilizadas en el Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán se encuentran contaminadas microbiológicamente por: *Staphylococcus aureus* 77,8%, *Staphylococcus epidermidis* 88,9%, *Micrococcus luteus* 100,0%, *Escherichia coli* 11,1%, *Pseudomonas aeruginosa* 0,0%, *Candida albicans* 33,3%, *Aspergillus niger* 33,3% y *Penicillium* sp. 44,4%.

## 4.2. Recomendaciones

1. Habiéndose observado que un porcentaje alto de estudiantes utiliza sus propias lámparas de fotocurado y no las del Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán en sus procedimientos, se recomienda evaluar periódicamente la aplicación de protocolos de higienización y desinfección de estos equipos por parte de los estudiantes propietarios con el fin de minimizar algún riesgo de contaminación cruzada.
2. Establecer protocolos de desinfección de las lámparas de fotocurado más eficientes para que sean aplicados después de su utilización en los pacientes.
3. Capacitar periódicamente (se sugiere por lo menos una o dos veces por ciclo) a los estudiantes acerca de los protocolos de higienización, desinfección y esterilización de equipos, materiales e instrumental de uso odontológico propio.
4. Realizar el control microbiológico de los ambientes (por lo menos dos veces al año) donde se almacenan los equipos a fin de garantizar una carga microbiana permisible.
5. Habilitar un ambiente o área de esterilización con luz ultravioleta (UV) donde puedan ser colocadas las lámparas de fotocurado para irradiación por periodos de tiempo necesarios a fin de garantizar su inocuidad.
6. El personal administrativo y de mantenimiento del Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán cumpla un protocolo de entrega y recepción de las lámparas a fin de garantizar las condiciones de inocuidad de entrega y recepción de dicho equipo.
7. Se recomienda que los que los estudiantes que hagan uso de las lámparas de fotocurado cuenten con bolsas plásticas descartables que hagan su vez de protectores de las lámparas al momento de su utilización en cada paciente para evitar su contaminación por parte del manipulador.
8. Se sugiere que para las siguientes investigaciones que abarquen este tema se realice la toma de muestra antes que empiecen la práctica clínica (mañana).

## REFERENCIAS

1. Ministerio de salud. Salud Bucal. 2018. [Consultado el 25 de abril del 2018]. Disponible en: [http://www.minsa.gob.pe/portalweb/06prevencion/prevencion\\_2.asp?sub5=13](http://www.minsa.gob.pe/portalweb/06prevencion/prevencion_2.asp?sub5=13)
2. Ernesto Casillas-Álvarez E, Morán-Vázquez M. Bioseguridad en estomatología. *Odontología Actual*, 2018; 59(5):16-19. [Consultado el 25 de abril del 2018]. Disponible en: <http://132.248.9.34/hevila/Odontologiaactual/2007-08/vol5/no59/3.pdf>
3. Paipay-Santos L, Calderón-Ubaqui V, Maurtua-Torres D, Cristóbal-Delgado R. Evaluación de la contaminación microbiológica en los equipos radiográficos de una clínica dental privada. *Rev Estomatol Herediana*. 2014;24(2):73-81. [Consultado el 25 de abril del 2018]. Disponible en: <http://www.redalyc.org/pdf/4215/421539381003.pdf>
4. García A, Chavarría M. Carga microbiana de las lámparas de fotocurado en el uso y desuso de las barreras adhesivas de protección. *Odontología Vital*. 2018; 28:67-70. [Consultado el 25 de abril del 2018]. Disponible en: <http://www.scielo.sa.cr/pdf/odov/n28/1659-0775-odov-28-67.pdf>
5. Solano-Altamirano D. Determinación de microflora presente en equipo odontológico de la clínica de tercer nivel de la Facultad de Odontología de la Universidad Central del Ecuador. [Tesis de grado]. Quito. 2017: UCE. p. 51. Disponible en: <http://www.dspace.uce.edu.ec/handle/25000/9594>
6. Barahona-Herrera D. Estudio microbiológico para verificar el grado de contaminación de las lámparas de foto activación de la Universidad de las Américas. Facultad de Odontología. UDLA. [Tesis de grado]. Quito.2015:40 p. Disponible en: <http://dspace.udla.edu.ec/handle/33000/4796>
7. Valarezo D, Castro-Meza M. Microorganismos presentes en la jeringa triple, lámpara de fotocurado y turbina antes de la consulta odontológica de los pacientes que acuden al hospital del día del Instituto Ecuatoriano de Seguridad Social, Hospital “Manuel Ygnacio Monteros”, Hospital Regional “Isidro Ayora”, centros y subcentros de salud del Ministerio de Salud Pública de la ciudad de Loja durante el

- período de Junio a Noviembre del 2012. [Tesis de grado]. Ecuador. 2012. Disponible en: <http://dspace.unl.edu.ec/jspui/handle/123456789/6576>
8. Rodríguez-Burgos Y, Cabrera-Barillas E. Contaminantes microbiológicos de la fibra de vidrio de la lámpara de fotocurado. Universidad de El Salvador. 2015. [Tesis Doctoral]. Disponible en: <http://ri.ues.edu.sv/id/eprint/7940>
  9. Castillo-Villanueva A, Diaz-Ocampo K. Dental place. Universidad Peruana de Ciencias Aplicadas (UPC). [Tesis de grado]. Perú. 2012. Disponible en: <http://hdl.handle.net/10757/315427>
  10. Viteri M, Enríquez F. Análisis microbiológico para verificar el grado de contaminación de las lámparas de luz halógena en clínicas de séptimo nivel de la Universidad Central del Ecuador. [Tesis de título]. 2018. Quito: UCE. 72 p.
  11. Álvarez M, Boquet de Fez. Manual de técnicas en Microbiología Clínica. Graficart. Quito. 1995.
  12. Ávila J, González E. Presencia de Escherichia Coli como indicador de contaminación fecal en coronas de acero utilizadas por los estudiantes de quinto año, durante la práctica clínica de odontopediatría en la Facultad de Odontología de la Universidad de San Carlos de Guatemala, 2005. [Tesis de grado]. Facultad de Odontología de la Universidad de San Carlos de Guatemala. 2005. Disponible en: [http://biblioteca.usac.edu.gt/tesis/09/09\\_1587.pdf](http://biblioteca.usac.edu.gt/tesis/09/09_1587.pdf)
  13. Camacho A, Giles M, Ortegón A, Palao M, Serrano B, Velázquez O. Técnicas para el análisis microbiológico de alimentos. 2da edición. Facultad de Química, UNAM. México. 2009; 1-10.
  14. De la Rosa M, Prieto J. Microbiología en ciencias de la salud. Conceptos y aplicaciones. España. Editorial Elsevier. 2006.
  15. Equipo de Investigación, Normas de higiene y bioseguridad en la formación de Odontólogos. Introducción a las normas de bioseguridad. 2015. [Consultado el 25 de abril del 2018]. Disponible en [http://www.odo.unc.edu.ar/files/GUIA\\_DE\\_BIOSEGURIDAD\\_PARA\\_ESTUDIANTES\\_Y\\_DOCENTES\\_DE\\_PRIMER\\_AO\\_DE\\_LA\\_FACULTAD\\_2015.pdf](http://www.odo.unc.edu.ar/files/GUIA_DE_BIOSEGURIDAD_PARA_ESTUDIANTES_Y_DOCENTES_DE_PRIMER_AO_DE_LA_FACULTAD_2015.pdf)

16. Molina M, Castillo L, Arteaga S, Velasco N, Gonzalez S, Bonomie J. Lo que debemos saber sobre control de infección en el consultorio odontológico. *Revista Odontológica de los Andes*, 2007; 64-65.
17. Negroni M. *Microbiología estomatológica fundamentos y guía práctica*. Buenos Aires-Argentina: Edit. Medica Panamericana. 2009.
18. Molina-Barreto M, Castillo-Cáceres L, Arteaga S, Velasco N, González S, Bonomie J, Dávila-Barríos L. Lo que debemos saber sobre control de infección en el consultorio dental. *Revista odontológica de los andes*. 2007; 2(1). 64-70. [Consultado el 25 de abril del 2018]. Disponible en: <http://www.saber.ula.ve/bitstream/handle/123456789/24824/articulo10.pdf;jsessionid=158EB05EB839B0C58790A3A94BCFBA27?sequence=1>
19. Pareja-Pané G. Tuberculosis y odontología. *RCOE* 2004; 9(3):327-332. [Consultado el 25 de abril del 2018]. Disponible en: <http://diposit.ub.edu/dspace/bitstream/2445/27247/1/2004931.pdf>
20. Guía para el cliente: Muestreo microbiológico de superficies. Primus laboratorios de México. [Consultado el 25 de abril del 2018]. Disponible en: [http://www.primuslabs.com/spanish/services/guia\\_de\\_muestreo\\_para\\_superficies.pdf](http://www.primuslabs.com/spanish/services/guia_de_muestreo_para_superficies.pdf)
21. Sancho G, Mainieri M, Acuña M. *Protocolo control de infecciones*. Universidad Latina de Costa Rica. 2001; 3-25.
22. Stainer R, Ingraham J, Wheelis M, Painter P. *Microbiología*. España. Editorial Reverté. 1992.
23. Ventura C. Grado de contaminación cruzada en la atención de la Clínica N1 de la Facultad de Odontología de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos mediante un indicador biológico. [Tesis de grado]. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Perú. 2006. [Consultado el 25 de abril del 2018]. Disponible en: <http://cybertesis.unmsm.edu.pe/handle/cybertesis/1253>
24. Zaragoza M, Sánchez A, Castellanos A, Hernández D, Vargas C. Detección de contaminantes bacterianos en los campos desechables nuevos previos a su uso en la consulta odontológica. *Revista Odontología Actual*. 2015; 12(141): 22-26. [Consultado el 25 de abril del 2018]. Disponible en:



[https://www.researchgate.net/profile/Ma\\_Teresa\\_Zaragoza/publication/273720903\\_Deteccion\\_de\\_contaminantes\\_bacterianos\\_en\\_los\\_campos\\_desechables\\_nuevos\\_previos\\_a\\_su\\_uso\\_en\\_la\\_consulta\\_odontologica/links/5509bca70cf20f127f907623/Deteccion-de-contaminantes-bacterianos-en-los-campos-desechables-nuevos-previos-a-su-uso-en-la-consulta-odontologica.pdf](https://www.researchgate.net/profile/Ma_Teresa_Zaragoza/publication/273720903_Deteccion_de_contaminantes_bacterianos_en_los_campos_desechables_nuevos_previos_a_su_uso_en_la_consulta_odontologica/links/5509bca70cf20f127f907623/Deteccion-de-contaminantes-bacterianos-en-los-campos-desechables-nuevos-previos-a-su-uso-en-la-consulta-odontologica.pdf)

25. Acosta S, De Andrade V. Manual de esterilización para centros de salud. Washington: Organización Panamericana de la Salud.2008. [Consultado el 25 de abril del 2018]. Disponible en: [http://www1.paho.org/PAHO-USAID/dmdocuments/AMR-Manual\\_Esterilizacion\\_Centros\\_Salud\\_2008.pdf](http://www1.paho.org/PAHO-USAID/dmdocuments/AMR-Manual_Esterilizacion_Centros_Salud_2008.pdf)
26. Ardila A. Bioseguridad con énfasis en contaminantes biológicos en trabajadores de la salud. ciencia & saude colectiva. 2009; 2135-2141. Disponible en: [http://www.scielo.br/scielo.php?pid=S1413-81232009000600020&script=sci\\_abstract&tlng=es](http://www.scielo.br/scielo.php?pid=S1413-81232009000600020&script=sci_abstract&tlng=es)
27. Casado M. Libros de laboratorio. 2012. [Consultado el 25 de abril del 2018]. Disponible en: <http://libroslaboratorio.files.wordpress.com/2012/09/mediosde-cultivo-en-un-laboratorio-de-microbiologc3ada.pdf>
28. Consejo Dentistas. Guía de seguridad microbiológica. [Consultado el 25 de abril del 2018]. Disponible en: [http://www.coec.cat/\\_pdf/guiaseguridadmicrobiologica.pdf](http://www.coec.cat/_pdf/guiaseguridadmicrobiologica.pdf)
29. Kumar T, Ataide I, Fernández M, Lambor R. Light Curing Devices-A Clinical Review. Jaypee journals international. 2006.
30. Dicson A. Evaluación de la resistencia flexural de la resina filtek p60 sometida a la polimerización a través de diferentes lámparas de fotocurado. 2009. [Consultado el 25 de abril del 2018]. Disponible en: <http://repositorio.usfq.edu.ec/bitstream/23000/782/1/91551.pdf>
31. Marsh P. Microbiología Oral. Venezuela: Elsevier. 2011.
32. Forero M. Conductas básicas en bioseguridad: manejo integral. 1997. [Consultado el 25 de abril del 2018]. Disponible en: [http://www.visitaodontologica.co/ARCHIVOS/ARCHIVOSNORMAS/BIOSEGURIDAD/CONDUCTAS\\_BASICAS\\_EN\\_BIOSEGURIDAD\\_1997.pdf](http://www.visitaodontologica.co/ARCHIVOS/ARCHIVOSNORMAS/BIOSEGURIDAD/CONDUCTAS_BASICAS_EN_BIOSEGURIDAD_1997.pdf)

33. Friedman C. Conceptos básicos del control de infecciones. International federation of infection control. 2011; 190-194. Disponible en: [http://theifc.org/wp-content/uploads/2014/08/Spanish\\_front\\_PRESS.pdf](http://theifc.org/wp-content/uploads/2014/08/Spanish_front_PRESS.pdf)
34. Zaragoza M, Sánchez A, Castellanos A. Detección de contaminantes bacterianos en los guantes de exploración nuevos no estériles, previos a su uso en la consulta odontológica. *Odontología Actual*, 2014; 40-43.
35. Unidad de Infecciones Intrahospitalarias de la División de la Red Asistencial del Ministerio de Salud de Chile. Asociación Chilena de Enfermeras de Esterilización. Disponible en: [www.odontochile.cl/.../esterilizacionydesinfecciondematodonto.doc](http://www.odontochile.cl/.../esterilizacionydesinfecciondematodonto.doc).
36. Fariñas-Álvarez M. Enfermedades Infecciosas: Tema 4, enfermedades infecciosas producidos por Cocos grampositivos, Estreptococos. OCW. [en línea]. 2009. [Consultado el 25 de abril del 2018]; Disponible en: <http://ocw.unican.es/ciencias-de-la-salud/enfermedadesinfecciosas/materiales-de-clase-1/Tema%203.pdf>
37. TDV Dental Ltda. Ficha técnica. Matrices Unimatrix. Versión 05 - 03/2017. [Consultado el 21 de noviembre del 2018]. Disponible en: <http://tdv.com.br/cms/uploads/2017040642814Bula%20-%20Unimatrix%20pt-es-en-fr.pdf>
38. Fariñas-Álvarez M. Enfermedades Infecciosas: Tema 4, enfermedades infecciosas producidos por cocos grampositivos, Estafilococos. OCW. [en línea]. 2009. [Consultado el 25 de abril del 2018]; 6(26-32): Disponible en: <http://ocw.unican.es/ciencias-de-la-salud/enfermedadesinfecciosas/materiales-de-clase-1/Tema%204.pdf>
39. Cabrera J, Moreno E, Miranda C, Pérez M. Cartas científicas: *EnfermInfeccMicrobClin*. [en línea]. [Consultado el 25 de abril del 2018]. 2009; 28(7):475-476. Disponible en: <http://www.elsevier.es/es/revistas/enfermedades-71-infecciosas-microbiologia-clinica-28/endocarditis-lactobacilluscaseiparacasei-13154752-cartas-cientificas-2010>
40. Barreto M. Lo que debemos saber sobre control de infección en el consultorio dental. *Revista odontológica de los andes*. [En línea]. [Consultado el 25 de abril del 2018]; 2007; 2(1):7. Disponible en: <http://www.saber.ula.ve/bitstream/123456789/24824/1/articulo10.pdf>

41. Aguirre E. Monitoreo bacteriológico de los consultorios externos del servicio de cirugía oral y máxilo facial de la Clínica Dental Cayetano Heredia, 2010 [tesis]. Lima-Perú:Universidad peruana Cayetano Heredia. Facultad de Estomatología; 2011.
42. Guía para el cliente: Muestreo microbiológico de superficies. [En línea]. Primus laboratorios de México. [Consultado el 25 de abril del 2018]. Disponible en: [http://www.primuslabs.com/spanish/services/guia\\_de\\_muestreo\\_para\\_superficies.pdf](http://www.primuslabs.com/spanish/services/guia_de_muestreo_para_superficies.pdf)
43. Sacsquispe R. Una bacteria temible y sorprendente: Pseudomonas aeruginosa. Actualidad Odontológica y Salud. [En línea]. 2009; Feb 2009. [Consultado el 25 de abril del 2018]. Disponible en: [http://www.actualidadodontologica.com/0912/cient\\_01.shtml](http://www.actualidadodontologica.com/0912/cient_01.shtml)
44. Flores G. Contaminación microbiológica en el medio ambiente de la clínica odontológica integral del adulto de la facultad de odontología de la Universidad Nacional Federico Villarreal Pueblo Libre, 2009 [tesis]. Lima-Perú:Universidad Nacional Federico Villarreal. 2010
45. Zambrano M, Rodríguez H, Urdaneta L, González A, Nieves B. Monitoreo bacteriológico de áreas clínicas odontológicas: Estudio preliminar de un quirófano. Acta Odontológica Venezolana. [En línea]. [Consultado el 25 de abril del 2018]. 2007; 45(2): [1]. Disponible en: [http://www.actaodontologica.com/ediciones/2007/2/monitoreo\\_bacteriologico\\_areas\\_clinicas\\_odontologicas.asp](http://www.actaodontologica.com/ediciones/2007/2/monitoreo_bacteriologico_areas_clinicas_odontologicas.asp)
46. Gómes M. La esterilización en el consultorio dental. Laboratorio de microbiología oral: Universidad de Oviedo. [En línea]. [Consultado el 25 de abril del 2018]. Disponible en: <http://www.unioviedo.es/microral/lmoasepsia.html>
47. USAF Dental Evaluation & Consultation Service. [en línea]. 24 May 2012. [Consultado el 25 de abril del 2018]. Disponible en: [http://airforcemedicine.afms.mil/idc/groups/public/documents/afms/ctb\\_109866.pdf](http://airforcemedicine.afms.mil/idc/groups/public/documents/afms/ctb_109866.pdf)
48. Gutiérrez S, Dussan D, et al. Evaluación microbiológica de la desinfección en unidades odontológicas (estudio piloto). [En línea]. Rev. Colomb. Cienc. 72 Quím.

Farm. 2008; 37 (2):133-149,. Disponible en:  
<http://www.scielo.org.co/pdf/rccqf/v37n2/v37n2a03.pdf>

49. López O, Acebedo J, Joya L et al. Evaluación de la intensidad de salida de la luz de las lámparas de fotocurado de una clínica dental. Revista Colombiana de investigación en Odontología. 2001; 2(4) Disponible en:  
<http://www.rcio.org/index.php/rcio/article/view/40/84>
50. Palomo A. Riesgo de contaminación cruzada para el paciente para el paciente que asiste a las clínicas de la Facultad de Odontología de la Universidad Francisco Marroquín, año 2000 [tesis]. Guatemala: Universidad Francisco Marroquín, Facultad de Odontología; 2001. Mejía R. Contaminación de piezas de mano de alta velocidad. [tesis]. Lima-Perú: Universidad peruana Cayetano Heredia. Facultad de Estomatología.1997.
51. Otero M J, Otero I J. Manual de Bioseguridad en Odontología. [En línea]; 2002 [Consultado el 25 de abril del 2018]. Disponible en:  
<http://www.odontomarketing.com/BIOSEGURIDAD.pdf>.
52. Espinoza JM. Manejo adecuado de materiales bioinfecciosos en móviles dentales y feriascomunitarias. [En línea].; 2011 [Consultado el 25 de abril del 2018]. Disponible en: <http://bb9.ulacit.ac.cr/tesinas/publicaciones/040.pdf>.
53. Pasquarella C, Veronesi L, Napoli C, Castiglia P, Liguori G, Rizzetto R, et al. Microbial environmental contamination in Italian dental clinics: A multicenter study yielding recommendations for standardized sampling methods and threshold values. Science of the Total Environment. 2012 Enero.
54. Cole-Gutierrez R, Martinez J, Cedeño T. Incidencia de Infecciones Intrahospitalarias en el Hospital San Rafael de Alajuela durante el año 2002. [Online].; 2006 [Consultado el 25 de abril del 2018]. Disponible en:  
<http://www.scielo.sa.cr/pdf/rccm/v27n3-4/3809.pdf>.
55. Barrancos M, Julio B. Operatoria Dental Integración Clínica Buenos Aires: Panamericana; 2006.
56. Casillas-Alvarez E, Morán Vázquez MA. Bioseguridad en estomatología. Odontología Actual. 2008 Marzo; V(59).

57. Tortora GJ, Funke BR, Case CL. Introducción a la Microbiología. Novena ed. Buenos Aires: Medica Panamericana; 2007.
58. Villena GA. Enfermedades transmisibles en Odontología. [En línea]. [Consultado el 25 de abril del 2018]. Disponible en: <https://es.scribd.com/doc/140505662/ENFERMEDADES-TRANSMISIBLES-ENODONTOLOGIA>.
59. Molina M, Castillo L, Arteaga S, Velasco N, Gonzalez S, Bonomie J, et al. Lo que debemos saber sobre control de infección en el consultorio dental. Revista odontológica de los Andes. 2007Junio; II(1).
60. Paltas M, Espinoza E. Protocolos de Bioseguridad para las clínicas de Posgrado y Pregrado de la Facultad de Odontología-UCE. Quito: Universidad Central; 2013.
61. Forbes B. Diagnóstico Microbiológico. Duodécima ed. Buenos Aires: Médica Panamericana; 2009.
62. Montufar MF. Análisis del proceso de esterilización del instrumental en la Clínica de Odontopediatría de la Facultad de Odontología de la Universidad Central. Año 2012. Quito: Universidad Central del Ecuador; 2012.
63. Sociedad Andaluza de Medicina Preventiva y Salud Pública. Recomendaciones para la monitorización de la calidad microbiológica del aire (bioseguridad ambiental) en zonas hospitalarias de riesgo V2. SAMPSP. España, 2016. pp. 36. Disponible en: <https://www.sociedadandaluzapreventiva.com/wp-content/uploads/Borrador-protocolo-bioseguridad-SAMPSP.pdf>
64. Lee G, Calderón-Ubaquí V, Sacsquispe-Contreras S. Bacterias en superficies contactadas durante las tomas radiográficas intraorales. Rev Estomatol Herediana. 2016; 26(1). Disponible en: [http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1019-43552016000100002](http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1019-43552016000100002)

**ANEXOS**

**Anexo 1. Autorización para acceso al Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología**



Espece valorada  
S/ 20.00

**FORMATO DE SOLICITUD**

Solicita: Prueba piloto

Señor (a), Srta. :

Roberto Ojeda Gomez  
Sánchez Vilchez Diego Arou con DNI N° 70840730

(Nombres y Apellidos del solicitante)

Email rusavi\_3000@hotmail.com Teléfono 964982358 Dirección Bolta #2360 J.L.O

Ante Ud. Con el debido respeto expongo lo siguiente:

Que en mi condición de : Alumno de estomatología x

(Padre - Docente- Alumno)- (Especialidad - Ciclo)

Recurso a su honorable despacho para solicitarle lo siguiente:

Prueba piloto. para el desarrollo de "Contaminación microbiológica de los lamparos de fotocured de la clínica Estomatológica de la universidad señor de sipán Chiclayo 2018".

Por lo expuesto, agradeceré ordenar a quien corresponda se atienda mi petición por ser de justicia.

Chiclayo, 04 de Junio 2018

  
Firma del Solicitante

Anexos:

- a. \_\_\_\_\_
- b. \_\_\_\_\_
- c. \_\_\_\_\_



## Anexo 2. Constancia de ejecución de tesis.



### CONSTANCIA

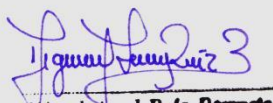
El que suscribe, **Coordinador de Investigación de la Escuela de Estomatología de la Universidad César Vallejo,**

#### HACE CONSTAR:

Que el **Sr. LUIGGUI AROW GABRIEL SÁNCHEZ VÍLCHEZ**, identificado con **DNI N° 70840730** ha realizado la ejecución de su tesis titulada: "CONTAMINACIÓN MICROBIOLÓGICA DE LAS LÁMPARAS DE FOTOCURADO DE LA CLÍNICA ESTOMATOLÓGICA DE LA UNIVERSIDAD SEÑOR DE SIPÁN, CHICAYO 2018" los días 24 y 25 de setiembre del presente año en el Laboratorio de Microbiología y Parasitología de la Facultad de Ciencias Médicas, Universidad César Vallejo, Filial Piura.

Se expide la presente a solicitud del interesado, para los fines que estime conveniente.

Trujillo, 05 de Octubre de 2018.

  
**Miguel Ángel Ruiz Barral**  
Biólogo - Microbiólogo  
C.B.P. 8258



### Anexo 3. Declaración jurada especialista en Microbiología

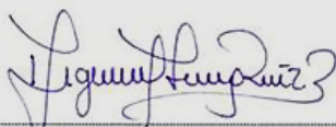
#### DECLARACIÓN JURADA

Yo, **MIGUEL ANGEL RUIZ BARRUETO**, de Nacionalidad PERUANA con DNI N° **42814146**, de Profesión **BIÓLOGO-MICROBIÓLOGO** y colegiatura C.B.P N° **8256**, Maestro en Ciencias con mención en Microbiología Clínica y candidato a doctor en Ciencias Biomédicas, desempeñándome actualmente como Docente Ordinario Auxiliar Tiempo Completo y Coordinador de Investigación en la Escuela de Estomatología de la Universidad César Vallejo, Declaro bajo juramento:

Que en mi condición de especialista en el tema he guiado y supervisado al Sr. **Luigui Arow Gabriel Sánchez Vílchez** en la ejecución de su Proyecto de Tesis titulado: "**CONTAMINACIÓN MICROBIOLÓGICA DE LAS LÁMPARAS DE FOTOCURADO DE LA CLÍNICA ESTOMATOLÓGICA DE LA UNIVERSIDAD SEÑOR DE SIPÁN, CHICAYO 2018**".

La ejecución fue solventada por el estudiante y ha sido desarrollada cumpliendo rigurosamente con todos los requisitos Metodológicos y Procedimentales requeridos en el tema en mención. Fue llevada a cabo entre el 24 y 25 de setiembre del año 2018 en el Laboratorio de Microbiología, de la Facultad de Ciencias Médicas de la Universidad César Vallejo, Piura.

Me afirmo y me ratifico en lo expresado, en señal de lo cual firmo y coloco mi huella digital en el presente documento en la ciudad de Piura, a los 04 días del mes de octubre del año 2018.



**MIGUEL ANGEL RUIZ BARRUETO**  
M.Sc. Biólogo-Microbiólogo  
D.N.I. 42814146 - C.B.P. 8256





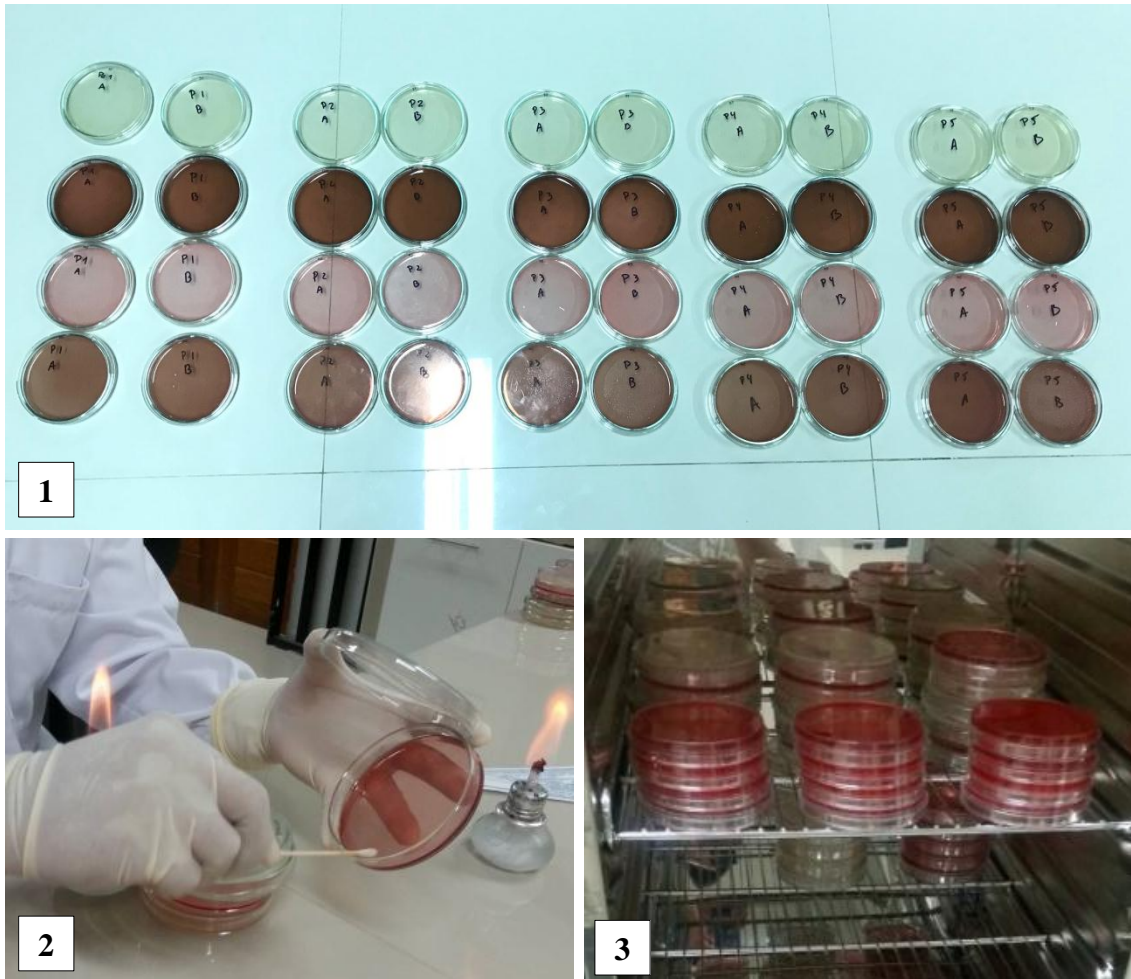
#### Anexo 4. Muestreo microbiológico de lámparas de fotocurado utilizadas en la USS.



1. Ingreso a la sala 4 del Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la USS.
2. Hisopos estériles para muestreo microbiológico.
3. , 5, 6, 7, 8 y 9. Humectación de hisopos para toma de muestra en las superficies la lámpara de fotocurado utilizadas en el Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la USS.

10. Transporte de muestras en cooler refrigerado.

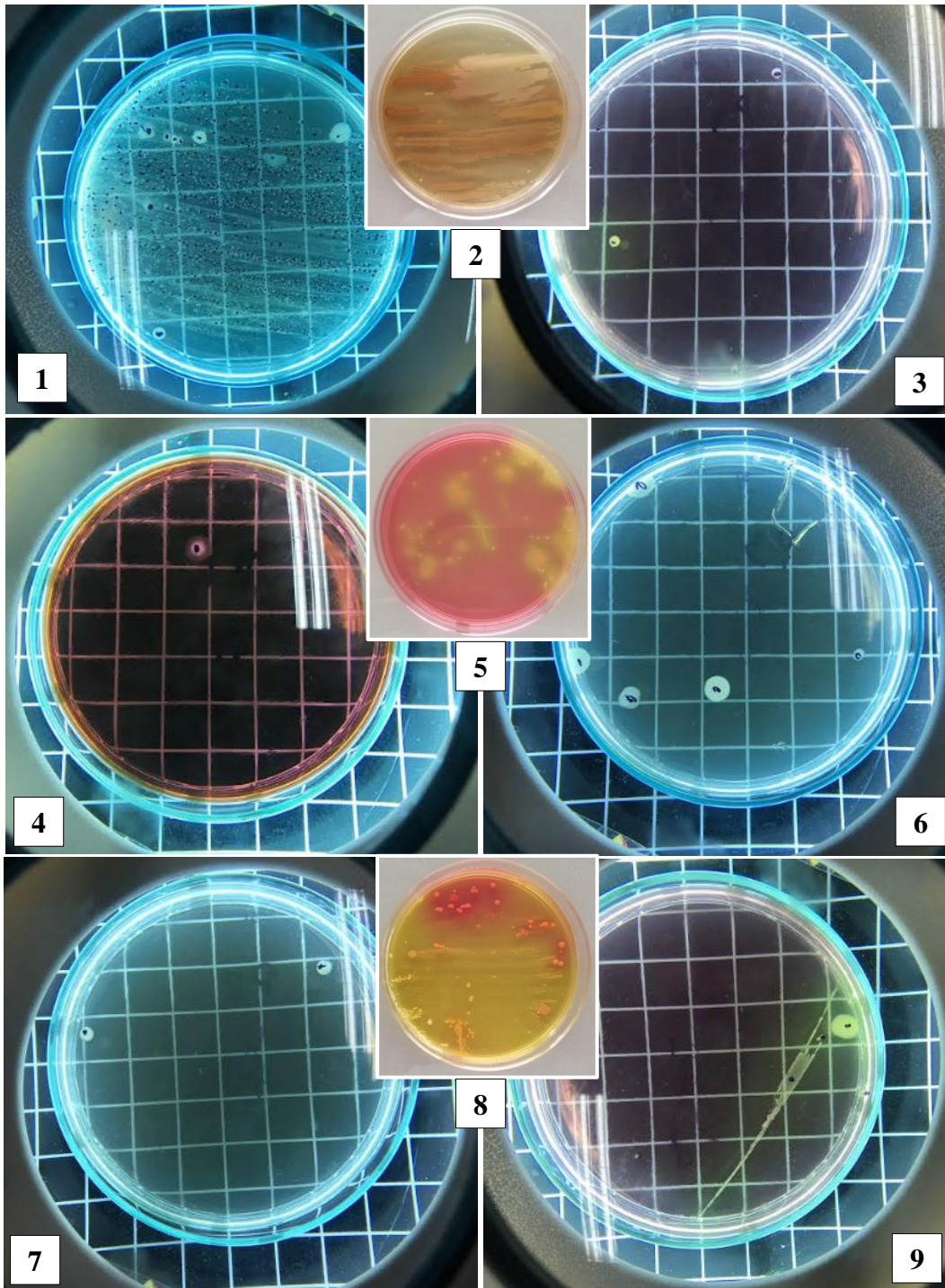
**Anexo 5.** Procesamiento de muestras.



1. Placas Petri con diferentes medios de cultivo selectivos y diferenciales para aislamiento e identificación microbiana.
2. Siempre mediante hisopa de las muestras obtenidas de las lámparas de fotocurado.
3. Incubación en estufa BINDER 2.0 de placas Petri sembradas.



**Anexo 6.** Fotografía de algunos resultados.



1. Fotos 1, 6 y 7: Crecimiento de *Candida albicans* en agar sabouraud.
2. Fotos 3, 5, 8 y 9: Crecimiento de *Staphylococcus aureus* y *Staphylococcus epidermidis* en Agar Manitol-Salado.
3. Foto 2: Crecimiento de *Pseudomonas aeruginosa* en agar Cetrimide.
4. Foto 4: Crecimiento de *Escherichia coli* en Agar MacConkey.

Anexo 7. Ficha de Recolección con Datos

TIPO DE MICROORGANISMO		FIBRA DE VIDRIO			PROTECTOR OCULAR			CUERPO		
		UFC/cm <sup>2</sup>	Lámparas	%	UFC/cm <sup>2</sup>	Lámparas	%	UFC/cm <sup>2</sup>	Lámparas	%
<b>Bacterias Gram +</b>	<i>Staphylococcus aureus</i>	3	2	22,2	9	4	44,4	25	7	77,8
	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	14	6	66,7	13	8	88,9	20	8	88,9
<b>Bacterias Gram -</b>	<i>Micrococcus luteus</i>	45	6	66,7	60	7	77,8	120	9	100
	<i>Escherichia coli</i>	35	2	22,2	0	0	0	12	1	11,1
	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	12	1	11,1	0	0	0	0	0	0
	<i>Candida albicans</i>	5	4	44,4	2	1	11,1	2	3	33,3
<b>Hongos</b>	<i>Aspergillus niger</i>	0	0	0	4	1	11,1	6	3	33,3
	<i>Penicillium sp.</i>	1	1	11,1	2	2	22,2	4	4	44,4
<b>TOTAL</b>		<b>115</b>	<b>2,8</b>	<b>30,6</b>	<b>90</b>	<b>2,9</b>	<b>31,9</b>	<b>189</b>	<b>4,4</b>	<b>48,6</b>

## Anexo 8. Análisis estadístico de resultados

Estadísticos descriptivos					
	N	Media	Desviación estándar	Mínimo	Máximo
Contaminación con <i>Staphylococcus aureus</i>	3	4,33	2,517	2	7
Partes de la lámpara de fotocurado	3	2,00	1,000	1	3

### Prueba de Kruskal-Wallis

Rangos			
	Partes de la lámpara de fotocurado	N	Rango promedio
Contaminación con <i>Staphylococcus aureus</i>	Fibra de vidrio	1	1,00
	Protector ocular	1	2,00
	Cuerpo	1	3,00
	Total	3	

### Estadísticos de prueba<sup>a,b</sup>

	UFC de <i>Staphylococcus aureus</i>
Chi-cuadrado	2,000
gl	2
Sig. asintótica	,009

a. Prueba de Kruskal Wallis

b. Variable de agrupación: Partes de la lámpara de fotocurado

Estadísticos descriptivos					
	N	Media	Desviación estándar	Mínimo	Máximo
Contaminación con <i>Staphylococcus epidermidis</i>	3	7,33	1,155	6	8
Partes de la lámpara de fotocurado	3	2,00	1,000	1	3

### Prueba de Kruskal-Wallis

Rangos			
	Partes de la lámpara de fotocurado	N	Rango promedio
Contaminación <i>Staphylococcus epidermidis</i>	Fibra de vidrio	1	1,00
	Protector ocular	1	2,50
	Cuerpo	1	2,50
	Total	3	

### Estadísticos de prueba<sup>a,b</sup>

	UFC de <i>Staphylococcus epidermidis</i>
Chi-cuadrado	2,000
gl	2
Sig. asintótica	,000

a. Prueba de Kruskal Wallis

b. Variable de agrupación: Partes de la lámpara de fotocurado

Estadísticos descriptivos					
	N	Media	Desviación estándar	Mínimo	Máximo
Contaminación con <i>Micrococcus luteus</i>	3	7,33	1,528	6	9
Partes de la lámpara de fotocurado	3	2,00	1,000	1	3

## Prueba de Kruskal-Wallis

### Rangos

Contaminación <i>Micrococcus luteus</i>	Partes de la lámpara de fotocurado	N	Rango promedio
	Fibra de vidrio	1	1,00
	Protector ocular	1	2,00
	Cuerpo	1	3,00
	Total	3	

### Estadísticos de prueba<sup>a,b</sup>

	Contaminación <i>Micrococcus luteus</i>
Chi-cuadrado	2,000
gl	2
Sig. asintótica	,001

a. Prueba de Kruskal Wallis

b. Variable de agrupación: Partes de la lámpara de fotocurado

Estadísticos descriptivos					
	N	Media	Desviación estándar	Mínimo	Máximo
Contaminación con <i>Escherichia coli</i>	3	1,00	1,000	0	2
Partes de la lámpara de fotocurado	3	2,00	1,000	1	3

## Prueba de Kruskal-Wallis

### Rangos

Contaminación con <i>Escherichia coli</i>	Partes de la lámpara de fotocurado	N	Rango promedio
	Fibra de vidrio	1	3,00
	Protector ocular	1	1,00
	Cuerpo	1	2,00
	Total	3	

### Estadísticos de prueba<sup>a,b</sup>

	Contaminación con <i>Escherichia coli</i>
Chi-cuadrado	2,000
gl	2
Sig. asintótica	,000

a. Prueba de Kruskal Wallis

b. Variable de agrupación: Partes de la lámpara de fotocurado

Estadísticos descriptivos					
	N	Media	Desviación estándar	Mínimo	Máximo
Contaminación con <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	3	,33	,577	0	1
Partes de la lámpara de fotocurado	3	2,00	1,000	1	3

## Prueba de Kruskal-Wallis

Rangos			
Contaminación con <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	Partes de la lámpara de fotocurado	N	Rango promedio
	Fibra de vidrio	1	3,00
	Protector ocular	1	1,50
	Cuerpo	1	1,50
	Total	3	

### Estadísticos de prueba<sup>a,b</sup>

	Contaminación con <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
Chi-cuadrado	2,000
gl	2
Sig. asintótica	,000

a. Prueba de Kruskal Wallis

b. Variable de agrupación: Partes de la lámpara de fotocurado

Estadísticos descriptivos					
	N	Media	Desviación estándar	Mínimo	Máximo
Contaminación con <i>Candida albicans</i>	3	2,67	1,528	1	4
Partes de la lámpara de fotocurado	3	2,00	1,000	1	3

## Prueba de Kruskal-Wallis

Rangos			
Contaminación con <i>Candida albicans</i>	Partes de la lámpara de fotocurado	N	Rango promedio
	Fibra de vidrio	1	3,00
	Protector ocular	1	1,00
	Cuerpo	1	2,00
	Total	3	

### Estadísticos de prueba<sup>a,b</sup>

	Contaminación con <i>Candida albicans</i>
Chi-cuadrado	2,000
gl	2
Sig. asintótica	,000

a. Prueba de Kruskal Wallis

b. Variable de agrupación: Partes de la lámpara de fotocurado

Estadísticos descriptivos					
	N	Media	Desviación estándar	Mínimo	Máximo
Contaminación con <i>Aspergillus niger</i>	3	1,33	1,528	0	3
Partes de la lámpara de fotocurado	3	2,00	1,000	1	3

### Prueba de Kruskal-Wallis

Rangos			
	Partes de la lámpara de fotocurado	N	Rango promedio
Contaminación con Aspergillus niger	Fibra de vidrio	1	1,00
	Protector ocular	1	2,00
	Cuerpo	1	3,00
	Total	3	

#### Estadísticos de prueba<sup>a,b</sup>

	Contaminación con Aspergillus niger
Chi-cuadrado	2,000
gl	2
Sig. asintótica	,000

a. Prueba de Kruskal Wallis

b. Variable de agrupación: Partes de la lámpara de fotocurado

Estadísticos descriptivos					
	N	Media	Desviación estándar	Mínimo	Máximo
Contaminación con Penicillium_sp	3	2,33	1,528	1	4
Partes de la lámpara de fotocurado	3	2,00	1,000	1	3

### Prueba de Kruskal-Wallis

Rangos			
	Partes de la lámpara de fotocurado	N	Rango promedio
Contaminación con Penicillium_sp	Fibra de vidrio	1	1,00
	Protector ocular	1	2,00
	Cuerpo	1	3,00
	Total	3	

#### Estadísticos de prueba<sup>a,b</sup>

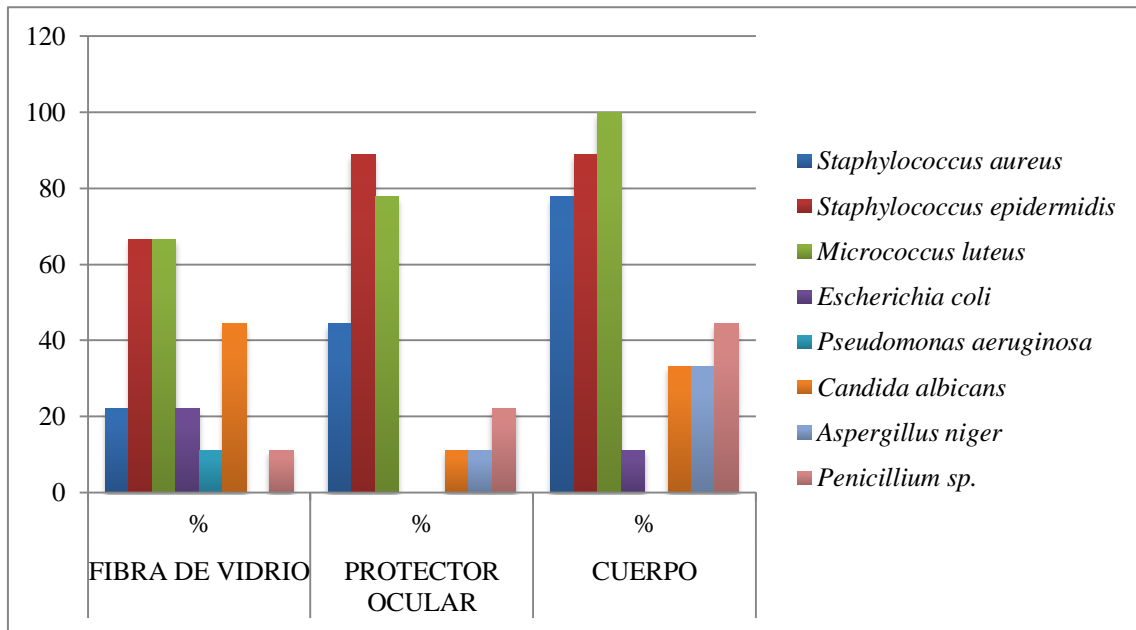
	Contaminación con Penicillium_sp
Chi-cuadrado	2,000
gl	2
Sig. asintótica	,000

a. Prueba de Kruskal Wallis

b. Variable de agrupación: Partes de la lámpara de fotocurado

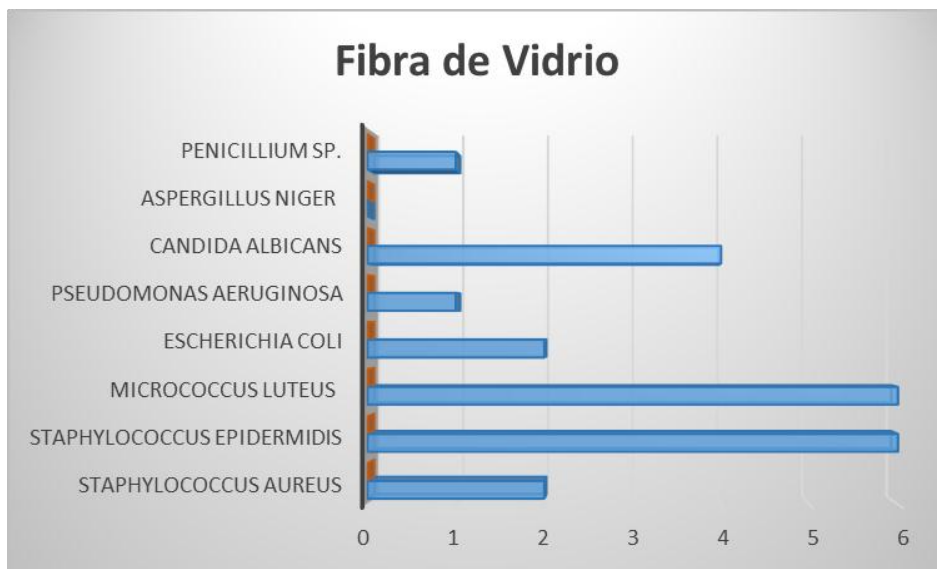


**Anexo 9.** Figuras de resultados.



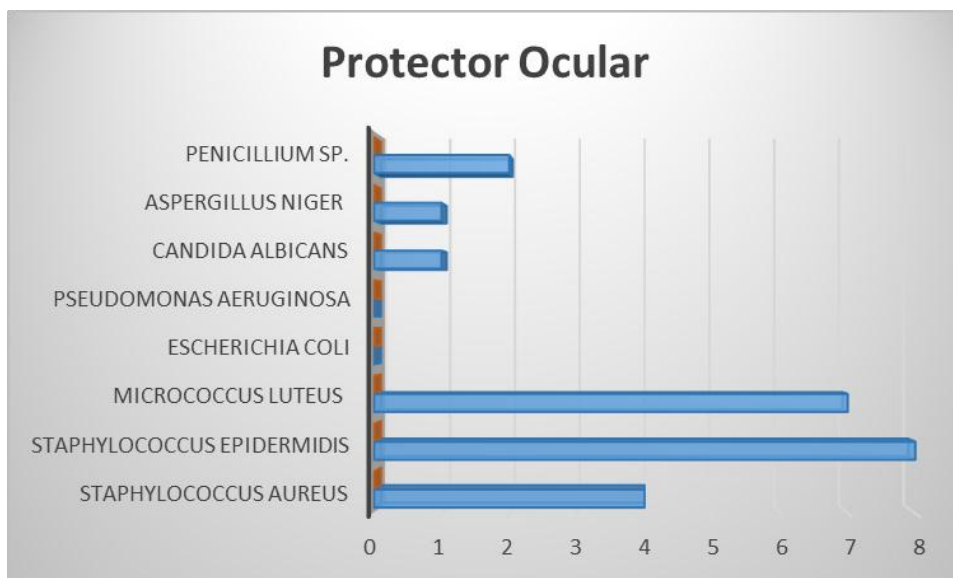
Fuente: Base de datos del autor.

**Figura 1.** Frecuencia absoluta y tipo de microorganismo de la fibra de vidrio, protector ocular y cuerpo de las lámparas de fotocurado utilizadas en el Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán, Chiclayo 2018.



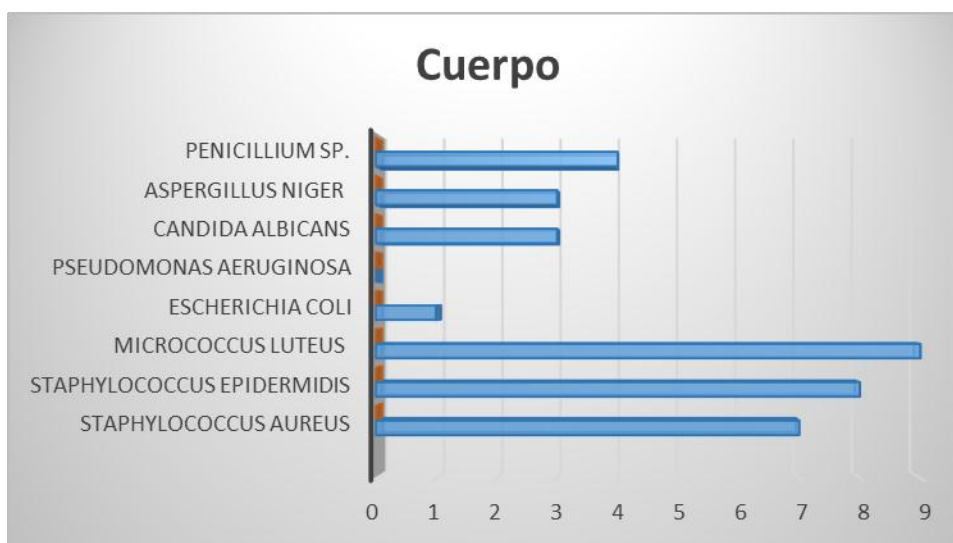
Fuente: Base de datos del autor.

**Figura 2.** Tipo y cantidad de microorganismos contaminantes expresado en UFC/cm<sup>2</sup> presentes en la fibra de vidrio de las lámparas de fotocurado utilizadas en el Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán, Chiclayo 2018.



Fuente: Base de datos del autor

**Figura 3.** Tipo y cantidad de microorganismos contaminantes expresado en UFC/cm<sup>2</sup> en el protector ocular de las lámparas de fotocurado utilizadas en el Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán, Chiclayo 2018.



Fuente: Base de datos del autor

**Figura 4.** Tipo y cantidad de microorganismos contaminantes expresado en UFC/cm<sup>2</sup> en el cuerpo de las lámparas de fotocurado utilizadas en el Centro de Prácticas Pre Clínica y Clínica de Estomatología de la Universidad Señor de Sipán, Chiclayo 2018.