



UNIVERSIDAD NACIONAL DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS DE LA SALUD
CARRERA DE ODONTOLOGÍA

TEMA:

**“CONTAMINACIÓN MICROBIANA DE LAS LÁMPARAS
ODONTOLÓGICAS DE FOTOCURADO. UNIVERSIDAD
NACIONAL DE CHIMBORAZO, 2018.”**

Proyecto de Investigación previo a la obtención del título de Odontóloga

Autora: Paula Dayana Romero Chica

Tutora: Dra. Silvia Alexandra Reinoso Ortiz

Riobamba

2019

PÁGINA DE REVISIÓN DEL TRIBUNAL

Los miembros del tribunal de graduación del proyecto de investigación de título: **“Contaminación microbiana de las lámparas odontológicas de fotocurado. Universidad Nacional de Chimborazo, 2018.”** Presentado por: Paula Dayana Romero Chica y dirigida por la Dra. Silvia Alexandra Reinoso Ortiz, una vez escuchada la defensa oral y revisado el informe final del proyecto de investigación con fines de graduación escrito en el cual se ha constatado el cumplimiento de las observaciones realizadas, remite la presente para uso y custodia en la biblioteca de la Facultad de Ciencias de la Salud de la UNACH para constancia de lo expuesto firman:

A los 20 días..... del mes de mayo..... del año 2019.....

Dra. Verónica Guamán
Presidente del tribunal



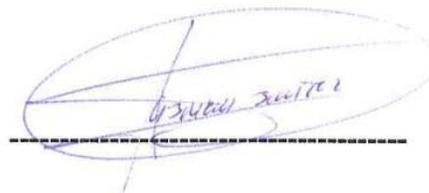
Handwritten signature of Verónica Guamán in blue ink, written over a horizontal dashed line.

Dra. Natalia Gavilanes
Miembro del tribunal



Handwritten signature of Natalia Gavilanes in blue ink, written over a horizontal dashed line.

Dra. Gabriela Benítez
Miembro del tribunal

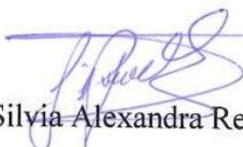


Handwritten signature of Gabriela Benítez in blue ink, written over a horizontal dashed line.

CERTIFICADO DEL TUTOR

La suscrita Docente- Tutora de la Carrera de Odontología, de la Facultad de Ciencias de la Salud, de la Universidad Nacional de Chimborazo Dra. Silvia Alexandra Reinoso Ortiz, CERTIFICA, que la Srta. Paula Dayana Romero Chica, con CI: 230060103-2, se encuentra apta para la presentación del proyecto de investigación: **“Contaminación microbiana de las lámparas odontológicas de fotocurado. Universidad Nacional de Chimborazo, 2018.”** y, para que conste a los efectos oportunos, expido el presente certificado, a petición de la persona interesada el...18 de Abril..... en la Ciudad de Riobamba, en el año.....2019.....

Atentamente,



Dra. Silvia Alexandra Reinoso Ortiz

DOCENTE TUTORA DE LA CARRERA DE ODONTOLOGÍA

DECLARACIÓN EXPRESA DE AUTORÍA

Yo, Paula Dayana Romero Chica, portadora de la cédula de ciudadanía número 2300601032, por medio del presente documento certifico que el contenido de este proyecto de investigación es de mi autoría, por lo que eximo expresamente a la Universidad Nacional de Chimborazo y a sus representantes jurídicos de posibles acciones legales por el contenido de la misma. Así mismo, autorizo a la Universidad Nacional de Chimborazo para que realice la digitalización y difusión pública de este trabajo en el repositorio virtual, de conformidad a lo dispuesto en el Art. 144 de la Ley Orgánica de Educación Superior.

A handwritten signature in blue ink, consisting of several loops and a vertical stroke, positioned above a horizontal dotted line.

Paula Dayana Romero Chica

CI: 230060103-2

AGRADECIMIENTO

A la Universidad Nacional de Chimborazo quién ha sido mi alma máter y pilar fundamental a quién enalteceré y llevaré con orgullo durante mi vida profesional. A todos los docentes de la carrera de Odontología que a lo largo de mi formación académica me han brindado su tiempo, paciencia y esfuerzo para forjar nuestro camino profesional. A mi tutora Dra. Silvia Reinoso Ortiz y al Mgs. Dennys Tenelanda López, por brindarme su valiosa colaboración y orientación en el desarrollo de este proyecto de investigación. Finalmente, a mi amiga Grace Villa, con quién compartí muchas horas de trabajo en el laboratorio, y me ha guiado en este largo camino.

Paula Dayana Romero Chica

DEDICATORIA

A mi padre celestial Dios, quien ha forjado mi camino y me ha dirigido por el sendero correcto, siendo mi guía y fortaleza, él que con su mano de fidelidad y amor ha estado conmigo siempre. A mi madre Yenny Chica Zambrano quién ha sido mi más grande inspiración, mi eterna amiga que ha sabido luchar con fuerza y entereza para mis hermanos y para mí, la mujer que me ha dado tanto sin pedirme nada, a ti te dedico cada uno de mis logros mamá, y espero que Dios me regale la dicha de tenerte muchos años más a mi lado. A mi hija Ana Paula Merino Romero, mi niña y mi fiel compañera, gracias por ser mi fuente de motivación y motor de vida la que me da fuerzas para superarme cada día y así poder luchar para que la vida nos depare un futuro mejor. A mis hermanos Cristian y Sara a mi sobrina Sophia, mis abuelos Ramón y Carlota, mis primas Katherine y Erika quiénes han sido un puntual muy importante para poder luchar día a día por ser una gran profesional, a mis queridas amigas Grace y Valeria, quienes me han brindado su valiosa amistad y motivado a seguir adelante.

Paula Dayana Romero Chica

ÍNDICE DE CONTENIDOS

PÁGINA DE REVISIÓN DEL TRIBUNAL.....	ii
CERTIFICADO DEL TUTOR.....	iii
DECLARACIÓN EXPRESA DE AUTORÍA	iv
AGRADECIMIENTO.....	v
DEDICATORIA.....	vi
ÍNDICE DE CONTENIDOS.....	vii
ÍNDICE DE GRÁFICOS	x
ÍNDICE DE TABLAS.....	xi
ÍNDICE DE ILUSTRACIONES	xii
RESUMEN.....	xiii
ABSTRACT	xiv
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	3
3. JUSTIFICACIÓN.....	5
4. OBJETIVOS.....	7
4.1 Objetivo General.....	7
4.2 Objetivos Específicos	7
5. MARCO TEÓRICO.....	8
5.1 Lámparas de fotocurado	8
5.2.1 <i>Staphylococcus</i>	11
5.2.2 <i>Streptococcus</i>	11
5.2.3 <i>Enterococcus</i>	12
5.2.4 Levaduras	13

5.3 Transmisión de enfermedades en Odontología	13
5.4 Infección cruzada en Odontología.....	14
5.6.1 Desinfección	16
5.6.2 Niveles de desinfección.....	16
5.6.3 Desinfectante	16
5.7 Medios de transporte	18
5.7.1 Medio Stuart	19
5.8 Agar Sangre	19
5.9 Agar Nutritivo	20
5.10 Unidades Formadoras de Colonias (UFC).....	20
6.1 Tipo de Investigación.	22
6.2 Diseño de la investigación.....	22
6.3 Población	22
6.4 Muestra.....	23
6.4.1 Criterios de Inclusión	23
6.4.2 Criterios de exclusión	23
6.5 Entorno	23
6.6 Intervenciones.....	23
6.8 Análisis estadístico	31
6.9 Elaboración de la información.....	31
6.10 Cuestiones éticas	31
7. OPERACIONALIZACIÓN DE LA VARIABLES.	32
7.1 Variable Independiente:.....	32
7.2 Variable dependiente	32
9. DISCUSIÓN.....	49

10. CONCLUSIONES.....	51
11. RECOMENDACIONES	52
12. BIBLIOGRAFÍA	53

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico Nro. 1 Crecimiento microbiano con barrera de protección (Agar Sangre)	32
Gráfico Nro. 2 Tipo de crecimiento microbiano sin barrera de protección Agar Sangre	33
Gráfico Nro. 3 Tipo de crecimiento microbiano con barrera de protección Agar Sangre	35
Gráfico Nro. 4 Prueba de catalasa para Cocos Gram (+) sin barreras de protección	36
Gráfico Nro. 5 Prueba de catalasa para Cocos Gram (+) con barreras de protección	38
Gráfico Nro. 6 Cantidad de microorganismos UFC/ml, sin barrera de protección agar Sangre.....	39
Gráfico Nro. 7 Cantidad de microorganismos UFC/ml, sin barrera de protección	41
Gráfico Nro. 8 Cantidad de microorganismos UFC/ml, sin barrera de protección agar Sabouraud	42
Gráfico Nro. 9 Cantidad de microorganismos UFC/ml, con barrera de protección agar Sangre.....	43
Gráfico Nro. 10 Cantidad de microorganismos UFC/ml, con barrera de protección agar MacConkey	44

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla Nro. 1 Características de los desinfectantes	16
Tabla Nro. 2 Métodos de esterilización por calor	17
Tabla Nro. 3 Materiales, sustancias y equipos	22
Tabla Nro. 4 Lámpara odontológica de Fotocurado	30
Tabla Nro. 5 Contaminación microbiana	30
Tabla Nro. 6 Crecimiento microbiano sin barrera de protección (Agar Sangre)	31
Tabla Nro. 7 Crecimiento microbiano <i>con</i> barrera de protección (Agar Sangre)	32
Tabla Nro. 8 Tipo de crecimiento microbiano sin barrera de protección Agar Sangre	33
Tabla Nro. 9 Tipo de crecimiento microbiano con barrera de protección Agar Sangre	34
Tabla Nro. 10 Prueba de catalasa para Cocos Gram (+) sin barreras de protección	36
Tabla Nro. 11 Prueba de catalasa para Cocos Gram (+) con barreras de protección	37
Tabla Nro. 12 Cantidad de microorganismos UFC/ml, sin barrera de protección agar Sangre (media)	39
Tabla Nro. 13 Cantidad de microorganismos UFC/ml, sin barrera de protección agar MacConkey (media).....	40
Tabla Nro. 14 Cantidad de microorganismos UFC/ml, sin barrera de protección agar Sabouraud (media)	41
Tabla Nro. 15 Cantidad de microorganismos UFC/ml, con barrera de protección agar Sangre (media)	42
Tabla Nro. 16 Cantidad de microorganismos UFC/ml, con barrera de protección agar MacConkey (media).....	44
Tabla Nro. 17 Cantidad de microorganismos UFC/ml, con barrera de protección agar Sabouraud (media)	45
Tabla Nro. 18 Prueba de los rangos con signo de Wilcoxon	46
Tabla Nro. 19 Prueba de los rangos con signo de Wilcoxon (Estadísticos de prueba)	46

ÍNDICE DE ILUSTRACIONES

Ilustración Nro. 1 Muestras tomadas y conservadas en medios Stuart	23
Ilustración Nro. 2 Preparación de los agares	25
Ilustración Nro. 3 Siembra en medios de cultivo	26
Ilustración Nro. 4 Tinción Gram	27
Ilustración Nro. 5 Muestra con dilución 104 en un contador de colonias	28

RESUMEN

El presente estudio tuvo como objetivo evaluar el nivel de contaminación microbiológica en las lámparas de fotocurado de la clínica odontológica de la Universidad Nacional de Chimborazo. La población de estudio estuvo constituida por 20 lámparas fotoactivables, la muestra se tomó con hisopos estériles en dos tiempos el primero antes de la atención odontológica, y la segunda toma fue después de la jornada odontológica previa a una desinfección con torundas de algodón y alcohol al 70% dejándolas reposar por un minuto para que el alcohol cumpla con su acción desinfectante, se utilizó como medios universales agar Sangre y agar Nutritivo, y como medios selectivos agar Sangre, agar MacConkey y Sabouraud. Del 100% de las muestras sembradas en las lámparas sin barrera de protección hubo crecimiento en su totalidad, y en las lámparas que usaron las barreras adhesivas de protección hubo una reducción del crecimiento en un 30% con una desviación estándar de $\pm 0,4$, los microorganismos predominantes en éste estudio fueron los *Cocos Gram (+)* del género *Streptococcus* y *Staphylococcus*, *Bacilos Gram (-)* del género *Enterobacterias* y levaduras, se realizaron diluciones hasta 10^{-4} en lo que se obtuvo que el valor máximo de contaminación en las lámparas sin barreras de protección llegó a 89,1 UFC/ ml y con el uso de barreras de protección fue 96,6 UFC/ ml, indicando un grado de contaminación media (10-100 UFC/ml), de acuerdo a la escala biológica con la que basó este estudio.

Palabras clave: lámpara de fotocurado, medio de transporte, unidades formadoras de colonias, *Streptococcus*, *Staphylococcus*.

ABSTRACT

This research aimed to evaluate the level of microbiological contamination in the light curing lamps of the dental clinic of the National University of Chimborazo. The study population consisted of 20 light-curing lamps. The sample was taken with sterile swabs in two stages; the first one before dental care, and the second one was after the dental work prior to a disinfection with swabs of cotton and alcohol at 70% leaving them to rest for a minute and make alcohol fulfill its disinfecting action. Blood agar culture, nutritive agar, MacConkey agar and Sabouraud agar were used as means. There was 100% microbial growth in the 20 samples planted in the lamps without protection barrier, and there was 30% of reduction of microbial growth with a standard deviation of ± 0.4 in the lamps that used the protective adhesive barriers; the predominant microorganisms were the *Gram (+) Cocos* of the genus *Streptococcus* and *Staphylococcus*, *Gram (-) Bacilli* and yeasts. Dilutions were made up to 10^{-4} in which it was obtained that the maximum value of contamination in the lamps without barriers of protection reached 96.6 CFU / ml in the blood agar and with the use of protective barriers was 89.1 CFU / ml of the same agar, indicating an average degree of contamination (10-100 CFU / ml), according to the biological scale considered in this study.

Key words: light curing lamp, means, colony forming units, *Streptococcus*, *Staphylococcus*.


Reviewed by Mgs. Denny Tenelanda López.

LANGUAGE CENTER TEACHER



1. INTRODUCCIÓN

A inicios de la década de los 60's el apogeo de los materiales fotopolimerizables tuvo mayor aceptación en odontología, estos son aquellos materiales que al presentar iniciadores fotoactivables en su composición desatan el proceso de polimerización mediante la luz.⁽¹⁾ La infección adquirida de persona a persona se denomina *contaminación cruzada*, que se adquiere durante el desarrollo de los diferentes procedimientos clínicos. Representando el consultorio dental, un lugar propicio para contraer infecciones.⁽²⁾ Para minimizar la contaminación causada por microorganismos, la bioseguridad es la práctica más común que los profesionales de la salud tienen que poner en práctica con la finalidad de reducir el riesgo de adquirir diversas enfermedades, y así minimizar el contagio de patógenos para el operador y el personal que se encuentre laborando con sus pacientes. Para comprender el término bioseguridad se debe tener claros los conceptos de barreras protectoras, universalidad, y medios de eliminación de desechos, con el fin de ejercer el control de infecciones de manera segura, es primordial que el odontólogo conozca las normas que se deben aplicar para minimizar los riesgos de contaminación cruzada, y además debe manejar perfectamente los cuidados del consultorio, y cuidar su ambiente de trabajo, enfatizar sobre el uso de barreras físicas y químicas, y la higiene de manos.⁽³⁾ La odontología es una de las disciplinas con más riesgo de contraer infecciones ya que se utiliza una gran cantidad de instrumentos los cuales entran directamente o indirectamente en contacto con la cavidad oral y, por lo tanto, son altamente contaminantes después de su uso, la mayoría de estos instrumentos deben ser desinfectados y esterilizados mediante diferentes métodos o agentes químicos; sin embargo, existen ciertos instrumentos que sólo pueden ser desinfectados, tal es el caso de la fibra de la lámpara de fotocurado.⁽⁴⁾

Las normas estandarizadas para control de infecciones en el consultorio odontológico se fundamenta en aplicar medidas máximas de desinfección, asepsia, antisepsia y esterilización, es de vital importancia realizar una correcta desinfección para la indumentaria odontológica, así como las superficies del ambiente odontológico que son de uso continuo en los pacientes.⁽⁵⁾

Este proyecto de investigación tiene como objetivo evaluar la contaminación microbiológica en 20 lámparas de fotocurado de los estudiantes de la clínica de octavo semestre de la

Universidad Nacional de Chimborazo. Para este estudio se toman 40 muestras con hisopos estériles, la primera se realiza al inicio de la jornada odontológica, antes de ser usadas en algún paciente, y la segunda toma se realiza al final de la jornada odontológica, previa a la desinfección de cada una de las lámparas con torundas de algodón empapadas con alcohol común y el uso de la barrera adhesiva de protección en cada lámpara.

La presente investigación aporta información acerca de la condición en la que se encuentran las lámparas de fotocurado que están operando en la clínica de la Universidad Nacional de Chimborazo y representa un gran precedente para futuras investigaciones, además que genera conciencia de cómo están llevando los estudiantes su equipo odontológico.

2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

La práctica dental predispone al profesional, pacientes, asistentes e higienistas, a contraer diversas infecciones si no se toma en cuenta las medidas de control, estas infecciones son causadas por microorganismos patógenos que colonizan o infectan la cavidad oral o el tracto respiratorio, y pueden estar presentes en el ambiente o el consultorio odontológico. ⁽⁶⁾ Se reconoce que los factores ambientales como las superficies clínicas de contacto, el aire y el agua son aspectos importantes para la proliferación de microorganismos ya que actúan como reservorios de los mismos y efectúan un papel fundamental como vehículos de infección, los antecedentes de contaminación microbiológica en los ambientes clínico dental son todavía limitados, aún no existen muchas investigaciones que analicen el nivel de contaminación que existe en el medio odontológico en general para tomar conciencia y llevar la práctica odontológica a un nivel más seguro. ⁽⁷⁾

En estudios realizados en Brasil y Reino Unido, se demostró que existen insuficiencias en las normas y control de infecciones, esencialmente en el ámbito de capacitación del personal; asistente o higienista, de las unidades de estomatología, ya que no existe un abordaje necesario sobre el tema. Sin embargo, se puede generar un cambio a través de las mejoras que se pueden realizar dentro de las instituciones educativas, generando un cambio de la normativa desde los residentes y el resto del personal del área de la salud, siendo un puntual importante del acrecentamiento profesional de los odontólogos. Por ello es de suma importancia contar con una guía propicia para el control de calidad en la práctica dental y en el área de la salud en general, así se evidenciará reducción del riesgo de contagio de enfermedades. ⁽⁸⁾

En un estudio realizado en la Universidad Latina de Costa Rica, se demostró que al usar las barreras adhesivas de protección se redujo significativamente el nivel de contaminación microbiana en las lámparas de fotocurado demostrando así la existencia de microorganismos en las lámparas que se incrementan cuando no se usan las barreras de protección debidas. ⁽⁴⁾

En un artículo realizado en Ecuador en la Universidad Técnica de Ambato acerca de conocimientos y prácticas de bioseguridad en odontólogos del centro de salud de Latacunga, se demostró que los conocimientos sobre bioseguridad fueron directamente proporcionales a la

práctica en los profesionales además que el 89% de los profesionales indicaron que esterilizan y desinfectan la instrumentaria odontológica.⁽⁹⁾

En un proyecto de investigación realizado en Ecuador en la Universidad Nacional de Chimborazo, Riobamba se evidenció la prevalencia de *S. aureus* y *S. epidermidis*, en las escupideras de los sillones, además se demostró la efectividad de un desinfectante de uso común para reducir el riesgo de infecciones en la clínica odontológica, por lo que la investigadora recomienda mantener medidas cautelares debido a la patogenicidad de estos microorganismos, para evitar el contagio de enfermedades como foliculitis, sepsis, meningitis, endocarditis, etc., en personas inmunodeprimidas.⁽¹⁰⁾

Por lo descrito anteriormente.⁽⁶⁾⁽⁷⁾ Se sabe que el cuidado y control de las infecciones resulta ser un pilar fundamental para llevar a la Odontología a prácticas más seguras, que eviten el contagio de infecciones cruzadas, siendo la lámpara de fotocurado uno de los instrumentos más susceptibles a dicha contaminación ya que la fibra óptica de estas lámparas no puede ser sometida a la esterilización por autoclave o vapor.

3. JUSTIFICACIÓN

La Organización Mundial de la Salud (OMS) ha establecido de manera general el uso de barreras, el manejo del instrumental y las indicaciones para la desinfección y esterilización del instrumental de uso en todas las áreas médicas. Los organismos internacionales de salud pública como La Organización panamericana de la salud (OPS) conjuntamente con la Asociación Dental Americana (ADA), la (OMS) antes mencionada y el Centro de Control y Prevención de enfermedades de los Estados Unidos de Norteamérica (CDC) indican que el control de infecciones en odontología evita la propagación de diversas enfermedades, ofreciendo así una práctica segura a pacientes y trabajadores de la salud. ⁽¹¹⁾⁽¹²⁾

La Asociación Dental Americana (ADA) manifiesta que, para mantener un adecuado control de infecciones, es fundamental que los procedimientos estomatológicos y del laboratorio dental se realicen bajo el concepto de *bioseguridad*, que se conoce a la disciplina orientada a lograr que el profesional de la salud bucal y de los operadores de estomatología, como son los asistentes e higienistas, realicen medidas preventivas necesarias para proteger la salud tanto de los pacientes, de los profesionales y de los operadores de la salud, frente a riesgos producidos por diferentes agentes que pueden ser altamente patógenos, para así minimizar el riesgo de contraer infecciones. ⁽¹³⁾

Para el operador en odontología es de vital importancia enfatizar en la toma de ciertas medidas que reducen el riesgo de infecciones, debido a la gran susceptibilidad de contraer enfermedades tanto entre paciente-profesional operador- paciente y viceversa. Los datos epidemiológicos actuales indican claramente que el seguir de forma rutinaria los procedimientos recomendados para el control de infecciones minimiza de manera significativa el riesgo de contagio de microorganismos patógenos y oportunistas. Un elemento clave para el control de infecciones radica en el concepto de *precauciones estándar* como método para reducir el riesgo de transmisión de enfermedades, por ejemplo; el virus de la inmunodeficiencia humana (VIH) Sida, los virus de la hepatitis, otras enfermedades bacterianas y provocadas por hongos, deben ser manejadas con la premisa básica que todo paciente que acuda a la consulta odontológica es potencialmente infeccioso, así se maneja un protocolo de bioseguridad estandarizado para todos los pacientes. ⁽¹⁴⁾ La literatura indica que

es importante seguir ciertas recomendaciones para el control de infecciones tales como: Control de vacunación del personal y profesional, uso de gorro, mascarilla, guantes y mandil como barreras protectoras, lavado correcto de las manos, manejo del material punzante, asepsia del instrumental, limpieza, desinfección de superficies contaminadas, eliminación de desechos y material contaminado, antisepsia del paciente, etc. De ésta manera se disminuirán los riesgos de contraer alguna enfermedad en el momento de la consulta odontológica, existen ciertos instrumentos odontológicos que pueden ser desinfectados pero no esterilizados como es el caso de la lámpara de fotocurado, para la cual se deben tomar medidas de desinfección y además usar las barreras de protección que existen en el mercado.⁽¹⁵⁾

La lámpara de fotocurado es un instrumento odontológico indispensable en la mayoría de tratamientos dentales, 120 pacientes son atendidos diariamente en la clínica odontológica de la UNACH, debido a esto es importante enfatizar y fortalecer el tema de bioseguridad en los estudiantes y controlar la carga microbiana presente en la indumentaria odontológica, manejando una correcta asepsia y antisepsia.

Este estudio beneficia directamente a 40 estudiantes de octavo semestre de la clínica odontológica de la Universidad Nacional de Chimborazo, indirectamente a los estudiantes de las otras clínicas de esta institución, además beneficia a los estudiantes de los primeros semestres de la carrera; Esta investigación puede ser usada como recurso bibliográfico para futuros trabajos. El presente proyecto es viable ya que el investigador cuenta con los recursos necesarios para poder realizar el trabajo de campo, su ejecución toma un tiempo prudencial de 4 meses, además que la investigadora cuenta con la formación académica necesaria para realizar la interpretación de los datos del proyecto con la guía de la docente tutora quién es especialista en el área de microbiología.

4. OBJETIVOS

4.1 Objetivo General

- Evaluar el nivel de contaminación microbiológica en las lámparas de fotocurado de la clínica odontológica de la Universidad Nacional de Chimborazo, 2018.

4.2 Objetivos Específicos

- Identificar el nivel de carga microbiana y los microorganismos existentes en las lámparas de fotocurado.
- Comparar el nivel de carga microbiana que existe en las lámparas de fotocurado, utilizando las barreras de protección y sin el uso de las mismas.
- Cuantificar las Unidades Formadoras de Colonias (UFC) presentes en las lámparas de fotocurado

5. MARCO TEÓRICO

5.1 Lámparas de fotocurado

Inicialmente a mediados de la década de los 70's, la luz negra o también conocida como luz ultravioleta, fue el primer hontanar usado para la fotopolimerización de composites, al poco tiempo se sustituyó por otros métodos de fotocurado, debido a su lentitud de fotoactivación y limitada capacidad de penetración en el material restaurador, además de su alto riesgo de dermatosis, manifestada en costras, manchas y granos en la piel, a más que provocaba múltiples lesiones oculares ante exposiciones prolongadas a dicha luz. A mediados de la década de los 80's y hasta la mitad de los 90's, la fuente de iluminación más usada en ese entonces, fue la lámpara halógena que es una evolución de la lámpara incandescente, la cual tuvo un limitado desarrollo durante esta década, ya que los principales esfuerzos en el mercado se orientaron a alcanzar una mejora en la impregnación de la polimerización del material restaurador más no el desarrollo y la evolución de la composición química de los materiales fotocurables. ⁽¹⁶⁾ El inconveniente más relevante de las lámparas de luz halógena para uso odontológico, fue que el cristal de cuarzo que contienen se calienta rápidamente por lo que requiere de enfriamiento, el aire que se encuentra dentro de la cubierta tiene que circular a través de las hendiduras, y la desinfección de las piezas de agarre era innecesaria ya que se volvía a contaminar a los pocos segundos. ⁽¹⁶⁾

Finalmente, para la fotopolimerización de ionómeros y resinas compuestas se presentó la última innovación de equipos en el mercado conocidas como lámparas LED. “Las siglas en inglés son Light Emitting Diode”. Existe la certeza que estas lámparas empezaron a circular en el mercado desde el año 1995, pero existe evidencia que desde el siglo XXI se acaparó su uso alrededor del mundo, en la actualidad aún se sigue usando las lámparas de luz halógena pero no hay duda que las lámparas LED han monopolizado el mercado. ⁽¹⁷⁾

La luz emitida en las lámparas LED se concentra en un ancho de banda estrecho, esta fue la principal diferencia con la lámpara de luz halógena que tiene un espectro de luz más amplio y no actúa en el punto máximo de absorción. Mediante apropiadas energías de amplitud de banda, se puede producir longitudes de onda deseadas que se generan por diodos emisores de

luz. Por tanto, se instaura un método que convierte la energía eléctrica en luz que se describe como más eficaz. La profundidad de la resina y su factor de conversión mejoran al utilizar cantidades menores de luz que las convencionales (100mW/cm²) y esto se traduce en una mejora en la profundidad de penetración hacia la resina y su factor de conversión. ⁽¹⁷⁾

5.2 Microbiota oral

La cavidad oral está conformada por diferentes microambientes tales como; lengua, superficie de los dientes, mejillas, paladar, saliva y encía, cada uno con su propia microbiota. Por lo tanto, la composición de la microbiota en la cavidad oral varía en las distintas superficies que se tome a consideración, por ejemplo, dientes o mucosa, y en lugares que se encuentran sobre una superficie específica como por ejemplo, fisuras o surco gingival, lo que demuestra que las pequeñas diferencias en el hábitat pueden afectar a la capacidad de especies individuales para colonizar y dominar. Ambos límites del tracto orogastrointestinal de los seres humanos poseen un microbiota abundante dominada por bacterias anaerobias, es decir que no requieren oxígeno para subsistir en el medio. “El número de bacterias en la cavidad bucal ronda las 10¹¹ bacterias/g de placa dental y 10⁸ –10⁹ bacterias/ml de saliva. Sin embargo, se ha descrito que las especies comunes a todos los lugares de la cavidad bucal pertenecen a los géneros *Gemella*, *Granulicatella*, *Streptococcus* y *Veillonella*”. ⁽¹⁸⁾

La diversa comunidad bacteriana existente en la cavidad oral crea una gran necesidad de conocer cómo están constituidos estos microorganismos, cómo interactúan, cómo es su nutrición y el mantenimiento de la homeóstasis o equilibrio en el ser humano. Las diversas infecciones que adquiere el ser humano, tienen una puerta de entrada que es la cavidad oral lo cual produce grandes daños principalmente del sistema gastrointestinal, respiratorio y del organismo en general. Es importante entender que la microbiota oral, no es fácil de entender, ya que posee una gran variedad de hábitats. Los cuáles dependen directamente de la cantidad de oxígeno presente en el ambiente

la diversidad de microambientes, la facilidad de obtención de nutrientes, la temperatura, la manifestación hacia factores inmunológicos y las características anatómicas, entre otros factores sistémicos. ⁽¹⁹⁾

En estudios realizados tomando muestras de varias superficies intraorales de individuos sanos como son; superficies dentales, mejillas, paladar duro, lengua y saliva, se encontraron 3600 secuencias únicas, más de 500 OTUs (unidades taxonómicas operativas) diferentes o filotipos a nivel de especie y de 88 a 104 taxones. “Los taxones predominantes pertenecían a *Firmicutes* (género *Streptococcus*, familia *Veillonellaceae*, género *Granulicatella*), Proteobacteria (géneros *Neisseria*, *Haemophilus*), Actinobacteria (géneros *Corynebacterium*, *Rothia*, *Actinomyces*), 9 *Bacteroidetes* (géneros *Prevotella*, *Capnocytophaga*, *Porphyromonas*) y *Fusobacteria* (género *Fusobacterium*)”. ⁽¹⁸⁾

Generalmente, los Cocos Gram (+) específicamente las especies del género *Streptococcus* se asientan a nivel de tejidos blandos, saliva y en la lengua, donde se hayan en mayor proporción. “Las especies del género *Actinomyces* se encuentran a nivel de la encía supra e infragingival y en fisuras de la lengua. Otras bacterias como *Veillonella parvula* y *Neisseria mucosa*”. ⁽²⁰⁾ pueden ser aisladas mediante medios selectivos en todos los hábitats orales. “Además, es evidente la constante colonización intracelular en células epiteliales de la cavidad oral por complejos bacterianos constituidos por “*Aggregatibacter actinomycetemcomitans*, *Porphyromonas gingivalis* y *Tannerella forsythia*”. ⁽²⁰⁾ Que son relacionados estrictamente con enfermedades periodontales, Igualmente se puede encontrar presencia de hongos en todos los microambientes orales.

Hablando en términos generales en un paciente sano, la microbiota oral que predomina mayoritariamente son las bacterias que no requieren oxígeno para vivir es decir anaerobias, donde se calcula mediante el conteo bacterias sobre los gramos de placa bacteriana y el conteo de bacterias sobre los mililitros de saliva. “En los géneros microbianos que encontramos en la cavidad bucal tenemos: *Streptococcus* presente en mayor cantidad en los medios orales, *Actinomyces* siendo de la misma manera que el Género anterior bacterias Gram (+) , *Veillonella* siendo diplococos anaerobios Gram (-), *Fusobacterium* representando una bacteria indígena responsable de la enfermedad periodontal conjuntamente con; *Porphyromonas*, *Prevotella*, *Treponema*, *Neisseria*, *Enterococcus*, *Lactobacterium*, *Eikenella*, *Leptotrichia*,

Staphylococcus y *Propionibacterium*. Como principales bacterias presentes en el medio oral tendremos: *Staphylococcus*, *Streptococcus*, *Enterobacterias* y en algunos casos la presencia de hongos”.⁽²⁰⁾

5.2.1 *Staphylococcus*

Los *Staphylococcus* son cocos Gram positivos, encontrados en mayor proporción en la saliva y mucosa oral, son catalasa positivos, es decir que descomponen el peróxido de hidrógeno en agua y oxígeno, lo que desencadena el desprendimiento de burbujas procedentes de oxígeno. El diamino ácido en el peptidoglicano es la L-lisina. El género *Staphylococcus* posee alrededor de 30 especies, de las cuales destacaremos los géneros; *S. aureus*, *S. saprophyticus* y *S. epidermidis*. “Los miembros del género *Staphylococcus* y *Micrococcus* son catalasa positivos y hasta hace poco formaban parte de la familia *Micrococaceae* junto a los géneros *Planococcus* y *Stomacoccus*. Tentativamente el género *Staphylococcus* se colocó dentro de la familia *Bacillaceae* junto a otros géneros, *Bacillus*, *Gamella*, *Listeria*, *Planococcus*”. Como ya hemos dicho se trata de cocos Gram positivos, se los observa en el microscopio con forma de racimos. Tienen una forma esférica y un diámetro de alrededor de una micra. En medios no selectivos, *S. aureus* presenta colonias de 1 a 3 mm de diámetro, lisas, levemente elevadas, de bordes enteros, levemente convexas y generalmente pigmentadas con un color que puede ir desde crema a amarillo. La producción de pigmento se ve favorecida si se incuban los cultivos por 24 a 48 horas adicionales a temperatura ambiente. Cuando crecen en agar sangre ovina se puede observar una zona de β -hemólisis, por lo que se forma un halo de hemólisis completamente claro alrededor de las colonias, se produce lisis o destrucción en los hematíes. *S. epidermidis* presenta colonias generalmente de menor tamaño y estas no presentan pigmentación.⁽²¹⁾

5.2.2 *Streptococcus*

Los géneros *Streptococcus* están constituidos por bacterias ovoides o esféricas que crecen en pares o cadenas de longitud variable. La mayoría son anaerobios facultativos es decir que pueden o no vivir sin oxígeno, existiendo algunas especies anaerobios obligados. Son Gram positivos, no formadores de esporas, catalasa negativos por lo que no descomponen el

peróxido de hidrógeno, inmóviles, y tienen complejos y reformables requerimientos nutricionales. Al ser cultivados en agar sangre los *Streptococcus* tienen características únicas de cada cepa además de las características macroscópicas generales, se evidencia la presencia de un halo transparente alrededor de la colonia donde los glóbulos rojos han sido completamente lisados, o destruidos. Este patrón es designado hemólisis de tipo beta, similar a los *Staphylococcus*, esto es de considerable importancia ya que permite diferenciar los *Streptococcus pyogenes* y muchas otras especies de *Streptococcus* importantes patógenos humanos. Se distingue un halo verdoso alrededor de la colonia a un grupo de microorganismos que producen hemólisis parcial o hemólisis alfa la cual permite reconocer con facilidad al grupo *S. pneumoniae* así como otros *Streptococcus* que residen en el tracto gastrointestinal y respiratorio superior del ser humano. Existen dos grupos más, uno que produce hemólisis parcial conocido como beta, y finalmente se nombra con el término hemólisis gamma aquellas especies que no producen hemólisis, aunque el término *Streptococcus* no hemolítico es más usado. ⁽²²⁾

5.2.3 *Enterococcus*

Fueron incluidos en el grupo *Streptococcus* D de Lancefield; sin embargo, a mediados de la década de los 80 fueron oficialmente clasificados en su propio género. Son catalasa negativa, por lo que no convierten el peróxido de hidrógeno en oxígeno, son anaerobios facultativos, capaces de crecer en condiciones un tanto desfavorables para otros microorganismos. Sus características bioquímicas más relevantes son: la habilidad de crecer en presencia de Cloruro de Sodio en un porcentaje del 6,5%, a temperaturas entre 10°C- 45°C, y pueden estar en equilibrio con un pH de 9,6. Tienen la capacidad de hidrolizar el agar Bilis, es decir crecen en presencia de bilis al 40%, pueden sobrevivir, alrededor de 30 min hasta altas temperaturas con un máximo de 60°C, son capaces de hidrolizar la L-pirrolidonil β-naftil-amida (PYR); esta capacidad del grupo *Enterococcus*, ayuda a realizar un test rápido para identificarlos en el laboratorio. “Las especies de enterococos clínicamente importante son: *E. faecalis* comensal que habita el tracto intestinal de los humanos, *E. faecium* comensal inocuo en el intestino humano, *E. durans* coco Gram (+) anaerobio facultativo, *E. avium* común en las especies aéreas no es usual encontrarlo relacionado con infecciones en humanos. *E. faecalis* es el patógeno humano más frecuente siendo una bacteria Gram (+) comensal que habita el tracto

gastrointestinal en los humanos, se evidencia su presencia en el 60% al 90% de los aislamientos clínicos de enterococos”.⁽²³⁾ *E. faecium* es la segunda especie más frecuente de este grupo, siendo un importante patógeno de la meningitis neonatal su presencia está dada en el 5% al 16% de los aislamientos clínicos.⁽²³⁾

5.2.4 Levaduras

Se denominan levaduras o fermento a cualquiera de los diversos organismos eucariotas, clasificados como hongos, que forman colonias pastosas sobre los medios de cultivo, constituidas en su mayor parte por células aisladas que suelen ser esféricas, ovoideas, elipsoideas o alargadas. Unas pocas presentan varios filamentos cilíndricos o hifas. Las dimensiones pueden oscilar de 1 a 9 μm de ancho y 2 a más de 20 μm de longitud según la especie, nutrición, edad y otros factores. Algunos hongos fitopatógenos que provocan enfermedades en las plantas, forman colonias levaduriformes en cultivos conformados por una sola especie microbiana, y varios patógenos de animales se presentan como levaduras en los materiales clínicos.⁽²⁴⁾

5.3 Transmisión de enfermedades en Odontología

En el área de salud, al hablar de los profesionales de la Odontología se sabe que están constantemente expuestos a una amplia variedad de microorganismos que pueden ser causales de diversas patologías. Ya que el estomatólogo maneja diariamente instrumentos punzantes o cortantes además que se encuentran expuestos a fluidos orgánicos potencialmente contaminados, como son; la sangre y saliva, como en otras especialidades clínicas en el área de la salud. Esto genera un aumento en el riesgo de contraer infecciones, tanto para el profesional, el personal clínico asistencial, y el paciente. Las enfermedades infecciosas nosocomiales presentan una mayor incidencia en los odontólogos–estomatólogos que en el resto de los profesionales del área de la salud.⁽¹⁴⁾ Hay casos documentados en artículos que sustentan la transmisión de estas enfermedades; virales y bacterianas, en el ámbito estomatológico. Los microorganismos transmisibles son en su gran mayoría virus en menor cantidad bacterias y finalmente hongos. Pueden llegar a provocar tan comunes como el resfriado común, o llegar a provocar cuadros clínicos tan graves como el Virus de

Inmunodeficiencia Humana. Los sistemas de contagio de estos patógenos microbianos en la práctica clínica profesional se describe a continuación:

- 1. Contacto directo:** con sangre, lesiones en la mucosa, saliva, fluidos orales y secreciones nasales o del tracto respiratorio contaminadas.
- 2. Contacto indirecto:** con indumentaria, equipos, superficies clínicas e instrumentos dentales contaminados, mal esterilizados o desinfectados.
- 3. Salpicaduras de sangre:** secreciones nasales y respiratorias, saliva que cae directamente a la piel o las mucosas del profesional o personal asistencial.
- 4. Transmisión volátil o aérea:** por medio de gotas que no son visibles al operador y que se producen al toser, hablar o en el acto clínico quirúrgico estas microgotas pueden contener sangre o secreciones contaminadas. ⁽¹⁴⁾

La presencia de enfermedades víricas transmisibles como el virus Zóster, virus de Inmunodeficiencia Humana (VIH-SIDA) y el Virus de la Hepatitis C y B entre otras enfermedades provocadas por patógenos bacterianos, como el *S. Aureus*, principal causante de enfermedades nosocomiales, hace imprescindible utilizar la educación y prevención para disminuir el riesgo de infecciones y promover un modo de vida sana. Con el objetivo de identificar y reducir el riesgo de transmisión de enfermedades infecciosas en la práctica clínica odontológica e impulsar medidas preventivas para minimizar la probabilidad de adquirirlas. ⁽²⁵⁾

5.4 Infección cruzada en Odontología

Se conoce a la transmisión de agentes infecciosos en el entorno clínico que dan lugar a la infección cruzada. Esta se puede incitar debido al contacto directo, es decir, de persona a persona o indirecto, mediante objetos o superficies contaminadas. La transmisión de una persona a otra requiere de tres iniciadores:

- **Fuente de infección:** (un portador, un convaleciente, un paciente en etapa prodrómica).
- **Vehículo:** por el que los agentes infecciosos se transmiten (sangre, secreciones, saliva, o bien instrumentos contaminados con ellos).
- **Vía de transmisión:** (inhalación, inoculación). ⁽²⁶⁾

La infección por microorganismos causantes de diferentes patologías depende de la existencia de un conjunto de parámetros llamados generalmente *cadena de infección*, la cual necesita de una ruta de transmisión para seguir. Primero, se requiere de la presencia de un huésped vulnerable a ser infectado. En segundo lugar, el microorganismo patógeno debe estar en una proporción de virulencia adecuado para poder causar infección. Y, por último, debe existir un medio de contagio propicio que facilite a este microorganismo ponerse en contacto con el huésped, por ejemplo; inhalación e inoculación. Se debe evaluar cada uno de los elementos que constituyen este proceso, ya que cualquiera de estos podría contaminar a su objetivo y a su vez formarán parte de las bases sobre las que se asentarán los diferentes procedimientos o técnicas que se realicen con el objeto de minimizar el riesgo. ⁽¹⁴⁾

5.5 Clasificación de los instrumentos odontológicos

El Departamento de Salud y Servicios Sociales de los Estados Unidos de Norteamérica, tomando en cuenta las disposiciones del Centro de Control y Prevención de Enfermedades de Atlanta y la Administración de Drogas y Alimentos, manifiesta que los instrumentos odontológicos se deben clasificar de acuerdo al nivel de riesgo de contagio o transmisión de patógenos, al igual que a la necesidad de esterilizarlos dependiendo de su uso, como se detalla en el siguiente párrafo. ⁽²⁷⁾

Los Críticos, que son los instrumentos quirúrgicos y los que se usan para penetrar el tejido blando o el hueso. Deben ser esterilizados después de cada uso. Como, por ejemplo; fórceps, elevadores, escalpelos, limas para hueso, etc. Los semicríticos, denominados así a los instrumentos como los espejos, exploradores, condensadores de la amalgama, bruñidores etc. Que contactan tejidos bucales más no penetran en los tejidos blandos o el hueso, pero. Estos dispositivos deben esterilizarse después de su uso. Si la esterilización no es factible porque el fabricante no recomienda su exposición al calor, debido a daños que se pueda producir en el instrumental, éste deberá recibir como mínimo, una desinfección de alto nivel (DAN). Los instrumentos no críticos, son aquellos instrumentos o dispositivos médicos tales como tensiómetro, fonendoscopio, componentes externos de cabezal de aparato para tomar radiográficas, que sólo entran en contacto con piel intacta, más no penetran tejidos o mantiene contacto con mucosas. Finalmente, los instrumentos desechables de uso único, son los instrumentos descartables que son utilizados sólo una vez, por ejemplo: agujas, hojas de

bisturí, guantes, conos, cepillos de profilaxis, las puntas para la salida de aire de alta velocidad, eyectores de saliva, etc. Sólo deben usarse para un paciente y luego desecharlos inmediatamente de acuerdo a su clasificación de desechos ya sean cortopunzantes, infecciosos, comunes, etc. ⁽²⁷⁾

5.6 Esterilización y desinfección de los instrumentos dentales

5.6.1 Desinfección

Se define a la utilización de medios térmicos o químicos que favorecen a la eliminación de microorganismos patógenos y de otras especies pero con menor eficacia que la esterilización, ya que destruye la mayoría de las formas de vida o microorganismos, pero no todas como por ejemplo las endoesporas bacterianas, que son extraordinariamente resistentes a la radiación(ultravioleta, X y gamma), a la lisozima, desecación, y desinfectantes químicos éstas se encuentran comúnmente en el suelo y el agua donde sobreviven durante largos periodos. Por lo que se asevera que si se realiza una desinfección no se garantiza el margen de seguridad de control de microorganismos, como lo hace la esterilización. ⁽²⁷⁾

5.6.2 Niveles de desinfección

- **Desinfección de Bajo Nivel:** no elimina virus, bacterias, esporas resistentes, ni al Mycobacterium tuberculosis. ⁽¹²⁾
- **Desinfección del Nivel Intermedio:** elimina al Mycobacterium tuberculosis, pero no las esporas resistentes. ⁽¹²⁾
- **Desinfección de Alto Nivel (D.A.N.):** elimina al Mycobacterium tuberculosis virus, hongos y algunas esporas resistentes, esta desinfección se debe aplicar para las superficies en las áreas clínicas. ⁽¹²⁾

5.6.3 Desinfectante

Compuesto químico que expela un número definido de microorganismos patógenos, pero no actúa sobre todos los microorganismos, como ya se había mencionado, no eliminan las esporas resistentes. ⁽¹²⁾

Tabla Nro. 1 Características de los desinfectantes

DESINFECTANTE	CARACTERÍSTICAS	OBSERVACIONES
CLORO	Económico, fácil uso Útil para grandes superficies	Recomendable para esterilización química y DAN
FORMALDEHÍDO (Paraformaldehído, formol)	Útil para Desinfectante de Alto Nivel y esterilización química	Tóxico Poco activo a temperatura menor a 20°C Cambiar cada 14 días
GLUTARALDEHIDO (Cidex, Aldehídex, Microbiex, Glutarex)	Recomendable para esterilización química y DAN	Tóxico Cambiar cada 14 días (antes si se enturbia)

Fuente: Domínguez. G, Picasso. M, Ramos. J. ⁽²⁸⁾

5.6.4 Esterilización

Se define al proceso de destrucción drástica de todas las formas de vida existentes, incluidas las esporas resistentes, que pueden habitar en la superficie o en el espesor de un objeto. Se define la palabra estéril a la ausencia de todo microorganismo viviente. Al igual que en el caso de la desinfección se puede emplear métodos físicos y químicos. Los físicos son de utilización casi exclusiva de los servicios intrahospitalarios. Los químicos por su parte suelen ser llevados a cabo directamente por el profesional en el área de la salud. ⁽²⁸⁾

Tabla Nro. 2 Métodos de esterilización por calor

Método	Temperatura / presión	Tiempo de exposición	Ventajas	Precauciones
Autoclave de vapor	121°C (250°F) 115 kPa 134°C (273°F) 216 kPa	13-30 min 3.5-12 min	- buena penetración- no tóxico- eficiente	- Corrosivo para aceros no inoxidables- Puede dañar las gomas y plásticos- Use contenedores bien cerrados y firmes- el material no envuelto se recontamina rápidamente
Calor seco (horno)	160°C (320°F)	60-120 min	- No corrosivo- no tóxico- el material sale seco después del ciclo- Puede usarse un contenedor cerrado	- tiempos de ciclo largos- puede dañar las gomas y plásticos- la puerta puede ser abierta durante el ciclo- el material no envuelto se recontamina rápidamente
Calor seco (transferencia de calor rápida)	191°C (375°F)	- 12 min: envuelto - 6 min: no envuelto	- No corrosivo- No tóxico- Eficiente- El material se seca rápidamente	- puede dañar las gomas y plásticos- la puerta puede ser abierta durante el ciclo- el material no envuelto se recontamina rápidamente
Vapor químico no saturado	134°C (273°F) 216 kPa	20 min	- No corrosivo- Eficiente - el material se seca rápidamente	- Puede dañar las gomas y plásticos- Use contenedores bien cerrados y firmes- Debe usarse una solución especial- Usa productos químicos peligrosos- el material no envuelto se recontamina rápidamente

Fuente: Association for the Advancement of Medical Instrumentation
Adaptación de: Miller. ⁽²⁸⁾

5.7 Medios de transporte

Son medios de cultivos capaz de mantener viva una cepa o muestra de microorganismos, utilizada para asegurar la factibilidad de la bacteria sin multiplicación significativa de los microorganismos desde el momento de su toma hasta su posterior análisis en el laboratorio. Se utilizan generalmente cuando las muestras deben ser enviadas de un laboratorio a otro. Desde la recolección de las muestras y su estudio en el laboratorio, se recomienda un tiempo prudencial de 2 horas, cuando este límite de tiempo sobrepasa lo indicado es necesario el uso de medios de transporte adecuados. Los medios de transporte más frecuentes son los de Stuart,

Cary - Blair y Amies. Cuando la posibilidad de desecación de la muestra es grande y la viabilidad de las bacterias es muy baja o (favoreciéndose la destrucción bacteriana) o la toma no puede realizarse en el mismo laboratorio, se usarán los medios de transporte; como el Stuart o Amies, que no son nutritivos, sino que preservan las bacterias existentes, sobre todo si son insuficientes, a la vez que imposibilita la multiplicación excesiva de otra flora bacteriana no deseada. Estos medios existentes pueden ser para bacterias aerobias, y aunque pueden conseguir supervivencias de hasta 24 horas a temperatura ambiente, deberán enviarse lo más rápido posible al laboratorio. Se debe utilizar una mención o etiqueta especial en los tipos de muestras obtenidos a partir de enfermos con presumible o demostrada hepatitis vírica o SIDA. Las muestras serán tienen que ser debidamente señalizadas en todos los casos, para prevenir la posibilidad de contagio del personal, para ello, en muchos laboratorios se utilizan etiquetas de color amarillo o rojo, con el fin de hacer más evidente su origen. ⁽²⁹⁾

5.7.1 Medio Stuart

“Es un medio de transporte de muestras biológicas que permite la conservación y el transporte de un gran número de microorganismos patógenos, como *Neisseria gonorrhoeae*, *Haemophilus influenzae*, *Corynebacterium diphtheriae*, *Trichomonas vaginalis*, *Streptococcus sp.*, *Salmonella sp.*, *Shigellas sp.*”. ⁽²⁹⁾ Este medio puede preservar la muestra durante varios días, a veces semanas. Se trata de una mezcla semisólida muy reducida debido a la presencia de tioglicolato que es un medio enriquecido utilizado para aislar aerobios, anaerobios y microaerófilos, dificulta las reacciones enzimáticas de autólisis o destrucción. Además que si no se expone a una fuente de nitrógeno no se produce el incremento de la flora acompañante. ⁽²⁹⁾

5.8 Agar Sangre

Medio de cultivo con propiedades altamente nutritivas, útil para aislar una gran variedad de microorganismos incluyendo aquellos de mayores demandas para su desarrollo. Su composición facilita el rescate de la mayoría de microorganismos presentes de importancia clínica o patológica, que logran tener una serie de características de desarrollo para su identificación. La añadidura de sangre ovina desfibrilada permite analizar los diferentes

patrones de hemólisis ya sea alfa, beta o gamma, para reconocer los distintos Géneros de microorganismos, y a la vez aporta nutrientes específicos para los mismos. ⁽³⁰⁾

5.9 Agar Nutritivo

Medio de cultivo usado normalmente como rutina para aislar todo tipo de bacterias. Es muy útil porque permanece sólido inclusive sobre altas temperaturas. Además, que el crecimiento bacteriano en este agar se produce en la superficie del mismo, y así se puede distinguir de mejor manera las colonias pequeñas. Al utilizar un caldo nutritivo, las bacterias crecen en el líquido, y se forma una sustancia homogénea espesa, con colonias que no se pueden observar con facilidad ya que están diseminadas, por lo que este agar semisólido es confiable para obtener resultados sustentables. Este agar está conformado por los siguientes componentes:

- 0.5 % Peptona: Sustancia soluble resultante de la acción de la pepsina sobre las proteínas.
- 0.3 % extracto de carne/extracto de levadura
- 1.5 % agar
- 0.5% NaCl: Cloruro de Sodio o sal común.
- Agua destilada
- pH casi neutro (6.8) a 25 °C. ⁽³¹⁾

5.10 Unidades Formadoras de Colonias (UFC)

Se conoce al número de bacterias viables en una muestra como Unidades formadoras de colonias (UFC) para esto se siembran volúmenes conocidos de cada dilución para que la concentración de colonias sean menor y puedan ser contables, esto se incuba a 37 grados centígrados por 24 o 48 horas, se toma únicamente en cuenta aquellas cajas Petri que tengan entre 30 y 300 colonias para realizar el conteo, lo cual representa estadísticamente un número de colonias representativo, aquellas placas que tengan más de 300 colonias se reportan como incontables. ⁽³²⁾ La fórmula para calcular las UFC es;

$$\frac{UFC}{ml} = \frac{\text{colonias enumeradas}}{\text{ml sembrados}} \times \text{Factor de dilución}$$

6. METODOLOGÍA

6.1 Tipo de Investigación.

- **De Laboratorio:** las muestras necesitaban ser tomadas y estudiadas en un laboratorio para poder recolectar la información que se necesita, a través de la identificación y el conteo de los microorganismos.
- **Correlacional:** debido a que se estudió las relaciones entre dos variables.
- **Descriptivo:** en el presente trabajo se detalló todos los resultados obtenidos

6.2 Diseño de la investigación

- **Mixto:** este proyecto tuvo un enfoque cualitativo y cuantitativo; el primero porque nació a partir de una hipótesis antes de la recolección y análisis de datos; el segundo porque se expresó numéricamente los resultados.
- **Analítico:** ya que demostró una relación de la carga microbiana con y sin el uso de las barreras adhesivas de protección.
- **Longitudinal:** porque se midió dos veces la variable, con el uso de barreras de protección y sin el uso de las mismas.
- **Bibliográfico.** - se buscó información que ayude a la investigación, basándose en autores que conocen sobre el tema para ampliar los conocimientos y generar una fundamentación teórica en el trabajo.
- **Estadístico:** se requirió de este método para la tabulación de los datos, se realizó la prueba no paramétrica de los rangos con signo de Wilcoxon, utilizada para comparar el rango medio de dos muestras relacionadas y determinar si existía diferencias significativas entre ellas.

6.3 Población

La presente investigación tuvo una población de 25 lámparas de fotocurado, de los estudiantes de octavo semestre de la Universidad Nacional de Chimborazo.

6.4 Muestra

La muestra de la investigación fue de 20 lámparas de fotocurado, seleccionadas mediante un muestreo no probabilístico intencional, tomando en cuenta los criterios de exclusión e inclusión.

6.4.1 Criterios de Inclusión

- Todas las lámparas de fotocurado usadas al inicio y final de la jornada de atención odontológica

6.4.2 Criterios de exclusión

- Lámparas que no vayan a utilizarse en la jornada de atención
- Lámparas con ausencia de partes o rota la fibra

6.5 Entorno

Las clínicas odontológicas de la “Universidad Nacional de Chimborazo” localizada en la provincia de Chimborazo en el Cantón Riobamba.

6.6 Intervenciones

Se estableció en 20 lámparas de fotocurado, se utilizó agar sangre y agar nutritivo, como medios universales, agar MacConkey, agar Sabouraud como medios selectivos, se tomó la muestra con hisopos estériles, en dos tiempos el primero sin usar barrera de protección y al inicio de la jornada odontológica, la segunda fue tomada al final de la jornada odontológica, realizando una desinfección con alcohol común al 70% dejándolo reposar por un minuto para que el alcohol realizara su efecto desinfectante.

Tabla Nro. 3 Materiales, sustancias y equipos

MATERIALES		SUSTANCIAS	EQUIPOS
Guantes estériles	Tubos Hach	Agar Sangre	Cámara de flujo
Gorro	Asa de siembra	Agar Nutritivo	Incubadora
Mascarilla	Marcador	Agar MacConkey	Autoclave
Mandil	Fósforos	Agar Sabouraud	Micropipeta
Lámpara de alcohol	Cajas bipetri	Caldo Nutritivo	Contador de colonias
Algodón	Cajas tripetri	Agua destilada	Balanza
Hisopos	Erlenmeyer	Alcohol industrial	Hornilla eléctrica
Vacutainer	Agitador de vidrio	Solución Salina	
Alcohol	Papel Parafilm		

Fuente: Paula Dayana Romero Chica

Realizado por: Paula Dayana Romero Chica

1.- Se realizó la toma de las muestras en las clínicas odontológicas de la Universidad Nacional de Chimborazo en el turno de 11 am a 3pm, la toma de las muestras fue en dos tiempos, el primero al momento de llegada de los estudiantes, con un hisopo estéril se realizó un frotis con movimientos de rotación en la superficie de la lámpara de fotocurado, tanto en el mango como en la fibra de vidrio para determinar la superficie (5 x 5) cm, área total 25 cm² y se efectuó lo mismo en la segunda toma pero ésta vez se desinfectó los mangos de las lámparas, con guantes no estériles, torundas de algodón y alcohol al 70%, dejándolos reposar por un minuto

aproximadamente para que el alcohol realizara su efecto desinfectante, y así colocar la barrera adhesiva de protección, nuestra muestra fue de 20 lámparas de fotocurado, tomando en cuenta los criterios de exclusión, se tomó en dos tiempos obteniendo 40 muestras en total que fueron transportadas por medios Stuart inmediatamente a la estufa del laboratorio de ingeniería ambiental de la Universidad Nacional de Chimborazo, para que se conserven a 37° C, durante un tiempo prudencial de 48 horas para que los microorganismos se reproduzcan.

Ilustración Nro. 1 Muestras tomadas y conservadas en medios Stuart



Autora: Paula Dayana Romero Chica
Fuente: Fotografiado por la investigadora

2.- A continuación, se realizó la preparación de los agares sangre y nutritivo como medios universales, los cuales tienen una excelente base nutritiva que permite el crecimiento de prácticamente todos los microorganismos que puedan estar presentes. Se realizó la preparación de estos agares en cajas bipetri para que haya más espacio y sea más fácil la visualización de las colonias.

La preparación del agar sangre se realizó tomando en cuenta las medidas e indicaciones del fabricante; ACUMEDIA (Blood agar base NO.2) la medida es pesar 39.5g de agar en 1000ml de agua se preparó únicamente 500ml en un matraz Erlenmeyer de 1000ml para que al momento de ebulir al momento de esterilizarlo no exista desperdicio del material, para

calcular la cantidad de agar que se tiene que pesar en 500ml de agua destilada se realizó la siguiente regla de tres:

$$\frac{37,5g \times 500 \text{ ml}}{1000ml} = 18,75 \text{ g}$$

Se pesó 19.75gr de agar sangre en la balanza eléctrica ADAM PGW253i, y se colocó en el matraz Erlenmeyer de 1000ml, se adicionó agua destilada hasta llegar a los 500ml e inmediatamente se mezcló la preparación con la ayuda de un agitador de vidrio y en una hornilla eléctrica HACEB durante un minuto se procedió a mezclar hasta obtener una consistencia homogénea sin grumos, se colocó una tapa de papel aluminio sobre el matraz Erlenmeyer e inmediatamente se colocó, previamente rotulado el agar. Permaneció dentro de la esterilizadora TUTTNAUER por 20 minutos a 121°C, luego se dejó pasar 20 minutos más dentro de la esterilizadora hasta que se descomprima todo el aire y sacamos el agar, esperamos que se enfrié hasta que llegue a una temperatura de 40°C aproximadamente y del total de toda la mezcla se adicionó 25ml de sangre desfibrilada es decir el 5% de la concentración total, la sangre se colocó por las paredes del matraz Erlenmeyer para evitar la hemólisis de los glóbulos rojos, una vez lista la mezcla procedimos a plaquear la preparación dentro de la cámara de flujo, se llenó 1/3 de la caja con la preparación en 20 cajas tripetri, y al estar en consistencia semisólida se giró las cajas para evitar que el vapor se concentre en la tapa de la caja, y se pueda realizar la lectura correctamente.

De la misma manera se repitió el procedimiento con el agar Nutritivo y los otros dos agares que se utilizó en este estudio agar MacConkey para *Gram (-)* y agar Sabouraud para hongos solo se hizo una regla de tres para calcular la cantidad necesaria de agar, y utilizando las medidas que indica el fabricante:

Agar MacConkey

$$\frac{50 \text{ g} \times 500\text{ml}}{1000 \text{ ml}} = 25 \text{ g}$$

Agar Sabouraud

$$\frac{65 \text{ g} \times 500 \text{ ml}}{1000 \text{ ml}} = 32,5 \text{ g}$$

Ilustración Nro. 2 Preparación de los agares



Autora: Paula Dayana Romero Chica
Fuente: Fotografiado por la investigadora

3.- Después de haber transcurrido las 48 horas, los medios Stuart presentaron gran turbidez, por lo que se constató el crecimiento de microorganismos, se procedió a sembrar en los dos agares universales (agar sangre y nutritivo), realizando un frotis con el hisopo sobre los agares en forma de zigzag tratando de hacerlo de manera separada para que los microorganismos no se muestren en colonias amontonadas, se colocó nuevamente las muestras en la estufa por 48 horas, en el agar sangre se observó más crecimiento en todas las cajas, además que se observó más crecimiento en las cajas que tenían la muestra de la lámpara sin desinfectante.

Ilustración Nro. 3 Siembra en medios de cultivo



Autora: Paula Dayana Romero Chica
Fuente: Fotografiado por la investigadora

4.- Las cajas que presentaron crecimiento fueron llevadas al laboratorio de Odontología de la Universidad Nacional de Chimborazo para realizar las tinciones, utilizando 4 tinciones azul violeta, Lugol, acetona, safranina o fucsina, con una asa de siembra cerca de un mechero se tomó una pequeña muestra de las colonias que se formaron en cada caja, se colocó una gota de agua destilada en un portaobjetos y se procedió a mezclar con las muestra tomada se dejó secar en el ambiente y se realizó lo mismo en todas las cajas que presentaron formación de colonias esterilizando el asa de siembra con fuego, en cada una. Después de haber culminado con todas las placas, se realizó las tinciones primero se usó cristal violeta durante un minuto y se limpió con agua destilada para que se tiñan o colorean las bacterias Gram positivas y Gram negativas, seguidamente usamos el Lugol por un minuto más para fijar el colorante y se procedió a lavar, luego usamos acetona por treinta segundos para que las bacterias Gram negativas se decoloren, y las bacterias Gram positivas mantuvieron el color violeta y lavamos, finalmente usamos la safranina por un minuto para colorear las bacterias Gram negativas y lavamos. Dejamos secar las placas para observarlas en el microscopio electrónico con la guía

de mi tutora se hizo la lectura de los microorganismos nos ayudamos con una gota de aceite de inmersión para facilitarnos la lectura con el lente de 100 X

Ilustración Nro. 4 Tinción Gram



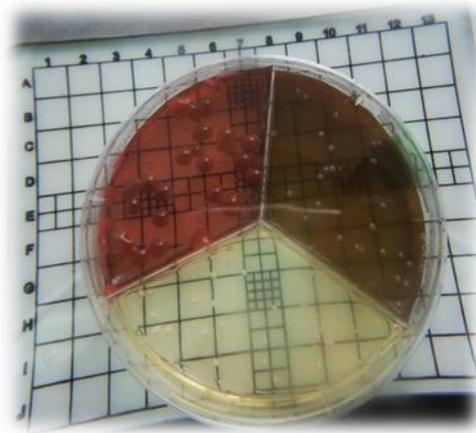
Autora: Paula Dayana Romero Chica

Fuente: Fotografiado por la investigadora

5.- Realizamos diluciones de cada muestra de los cultivos de agarr eosina, sangre y Mconckey con y sin crecimiento microbiano, colocamos e los tubos Hach 10 ml de Cloruro de sodio con ayuda de la pipeta, y con el asa de siembra estéril procedimos a tomar otra colonia y la disolvimos en los 10 ml de solución salina hasta alcanzar la turbidez del patrón McFarland al 0.5, éste estándar es creado al mezclar soluciones de cloruro de bario al 1% con ácido sulfúrico al 1% en volúmenes específicos, así obtuvimos nuestra muestra madre a partir de esta procedimos a realizar diluciones colocando en otros tubos Hach 9ml de solución salina, desde la muestra madre que obtuvimos se tomó 1 ml con la ayuda de una micropipeta electrónica es decir 1000ul microlitros y se colocó en el segundo tubo que contiene 9 ml de solución salina y éste llegaría a ser la dilución 10^{-2} , de esta se tomó dilución se tomó 1 ml y se adicionó en la dilución 10^{-3} , de esta se tomó de igual manera 1 ml y se colocó en el último tubo que llegaría a ser la dilución 10^{-4} es importante agitar los tubos en cada dilución para que la mezcla sea homogénea, una vez listas las diluciones sembramos cada dilución en 3

diferentes agares; en agar sangre para que crezcan los Gram positivos, agar MacConkey para Gram negativos, y agar Sabouraud para hongos y levaduras, ya que una caja petri puede ser llenada hasta un mililitro dividimos la caja en tres por lo que se extrajo 330 ul microlitros para cada espacio de la caja tripetri que contiene los agares mencionados, se sembró con las diluciones 10^{-2} , 10^{-3} , hasta la 10^{-4} , cuando la muestra que procedió a inevertir las cajas tripetri y las colocamos en la estufa a 37°C durante 48 horas para que se produzca la proliferación de microorganismos, después de este tiempo prudencial se utilizó un contador de colonias NOVATECH para el conteo de las colonias que crecieron en los agares y así se obtuvo las UFC, se tomó en cuenta únicamente las colonias que provenían del agar sangre y que tenían de 30 a 300 colonias, ya que este agar permitió que muchos microorganismos crecieran con facilidad.

Ilustración Nro. 5 Muestra con dilución 10^4 en un contador de colonias



Autora: Paula Dayana Romero Chica

Fuente: Fotografiado por la investigadora

6.7 Técnicas e instrumentos

6.7.1 Técnica: Observación

6.7.2 Instrumento: se empleó la bitácora para la recolección de datos de los microorganismos que estuvieron presentes en las lámparas de fotocurado, registrando los resultados en la tabla de análisis investigativo.

6.8 Análisis estadístico

Estadística descriptiva: se utilizó estadística descriptiva para determinar la cantidad de microorganismos presentes en las lámparas de fotocurado y clasificar a los mismos.

6.9 Elaboración de la información

Análisis de correlación, SPSS versión 24.00, cuadros estadísticos

6.10 Cuestiones éticas

Todo el trabajo investigativo se lo realizó en el laboratorio previo a la obtención de las muestras de las lámparas sin la necesidad de muestras biológicas de ningún tipo.

7. OPERACIONALIZACIÓN DE LA VARIABLES.

7.1 Variable Independiente:

Tabla Nro. 4 Lámpara odontológica de Fotocurado

Conceptualización	Categoría-dimensión	Indicador	Técnica	Instrumento
Instrumento de uso odontológico para fotopolimerizar o endurecer los materiales restauradores.	Lámpara LED	Crítico Semicrítico No crítico Desechable	-Observación	-Ficha de observación

7.2 Variable dependiente

Tabla Nro. 5 Contaminación microbiana

Conceptualización	Categoría-dimensión	Indicador	Técnica	Instrumento
Presencia de microorganismos en un medio ambiente, que pueden ser patógenos o comunes en la microbiota del medio.	Microorganismos	-Ausencia -Presencia -Número de unidades formadoras en UFC/ml	-Observación	-Bitácora -Ficha de observación -Guía de interpretación

Autora: Paula Dayana Romero Chica

Fuente: Fotografiado por la investigadora

8. RESULTADOS

El presente proyecto de investigación tuvo como objetivo evaluar el nivel de contaminación microbiológica en las lámparas de fotocurado de la clínica odontológica de octavo semestre de la Universidad Nacional de Chimborazo, se realizó en 20 lámparas, en dos tiempos el primero sin el uso de barreras de protección y el segundo con el uso de las mismas, la muestra se tomó con hisopos estériles realizando frotis sobre una superficie de 25 cm², En las lámparas que no usaron las barreras de protección se evidenció un crecimiento en todas las cajas bipetri sembradas es decir del 100% y al usar las barreras de protección hubo una reducción del 30% del crecimiento microbiano. Los microorganismos con mayor incidencia en este estudio fueron los *Cocos Gram (+)*, siendo de mayor cantidad el Género *Staphylococcus Aureus*, además que se calculó las Unidades Formadoras de colonias para determinar el nivel de contaminación basándonos en una escala biológica, antes utilizada en un estudio realizado en Perú en la Universidad Mayor de San Marcos, describiendo el nivel de contaminación como; alto, medio y bajo. ⁽³³⁾ Los resultados se basaron a partir del agar sangre debido que este presentó mayor crecimiento microbiano que el agar nutritivo, dada su excelente base nutritiva, que permite el crecimiento de todos los microorganismos que pudieran estar presentes en nuestra muestra.

Tabla Nro. 6 Crecimiento microbiano sin barrera de protección (Agar Sangre)

		Frecuencia	Porcentaje	Porcentaje válido	Porcentaje acumulado
Válido	Positivo	20	100,0	100,0	100,0

Fuente: Datos procesados en SPSS

Realizado por: Paula Romero

Descripción: en las muestras que no usaron las barreras de protección hubo un crecimiento positivo del 100% de las mismas que representan las 20 lámparas de fotocurado

Análisis: el crecimiento microbiano fue positivo en todas las muestras que no usaron barreras de protección dándonos una referencia negativa del desuso de las barreras adhesivas en las lámparas de fotocurado.

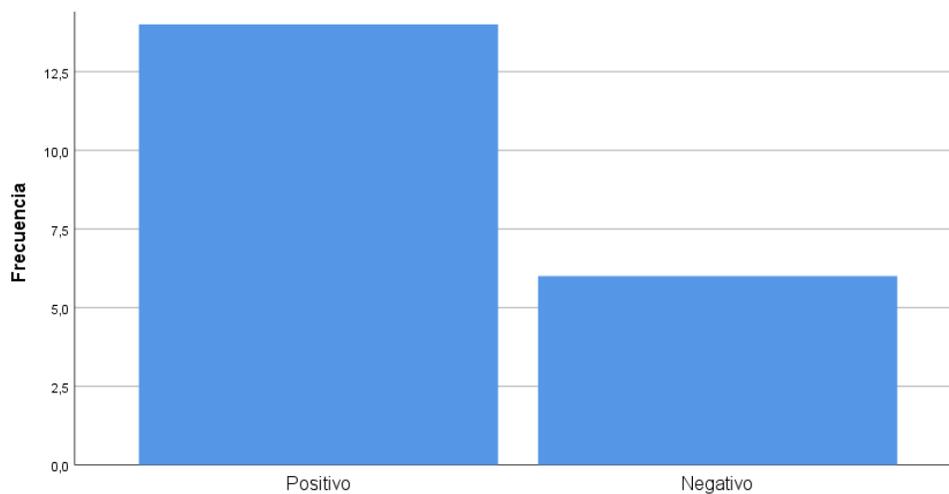
Tabla Nro. 7 Crecimiento microbiano con barrera de protección (Agar Sangre)

		Frecuencia	Porcentaje	Porcentaje válido	Porcentaje acumulado
Válido	Positivo	14	70,0	70,0	70,0
	Negativo	6	30,0	30,0	100,0
	Total	20	100,0	100,0	

Fuente: Datos procesados en SPSS

Realizado por: Paula Romero

Gráfico Nro. 1 Crecimiento microbiano con barrera de protección (Agar Sangre)



Crecimiento microbiano con barreras de protección (Agar Sangre)

Fuente: Datos procesados en SPSS

Realizado por: Paula Romero

Descripción: el crecimiento microbiano en las lámparas que usaron barreras de protección fue negativo en 6 lámparas de fotocurado es decir en su 30% y positivo en 14 lámparas de fotocurado representando el 70%.

Análisis: en comparación con las lámparas que no usaron barreras de protección a las que sí usaron, hubo una mejora significativa del 30% de las lámparas al no presentar crecimiento microbiano, dándonos una buena referencia del uso de las mismas.

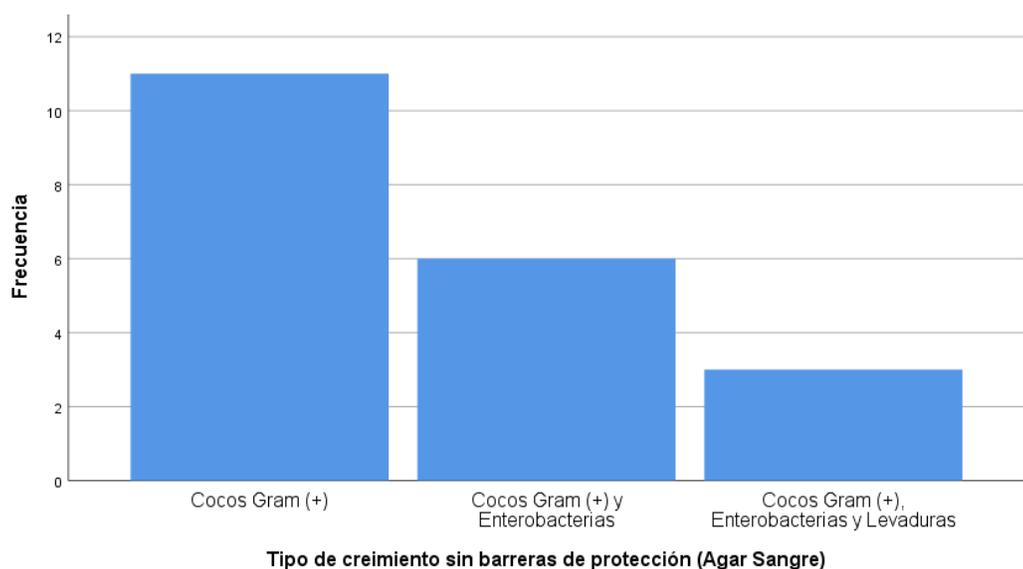
Tabla Nro. 8 Tipo de crecimiento microbiano sin barrera de protección Agar Sangre

		Frecuencia	Porcentaje	Porcentaje válido	Porcentaje acumulado
Válido	<i>Cocos Gram (+)</i>	11	55,0	55,0	55,0
	<i>Bacilos Gram (-)</i>	6	30,0	30,0	85,0
	<i>Levaduras</i>	3	15,0	15,0	100,0
	Total	20	100,0	100,0	

Fuente: Datos procesados en SPSS

Realizado por: Paula Romero

Gráfico Nro. 2 Tipo de crecimiento microbiano sin barrera de protección Agar Sangre



Descripción: las lámparas sin barrera de protección presentaron un mayor crecimiento de *Cocos Gram (+)* en un 55% seguido de *Enterobacterias* en un 30%, con un 15% se presentó el crecimiento de *Levaduras*, la última que representa 3 de las 20 muestras tomadas.

Análisis: se evidenció un mayor crecimiento en el agar sangre lo que representa el crecimiento de los *Cocos Gram (+)* en 11 de las 20 lámparas, seguido del agar eosina en un 30% que se representa en el crecimiento de *Bacilos Gram (-)* y finalmente hubo un menor crecimiento de levaduras representadas en el agar Sabouraud, siendo el 15% de las muestras.

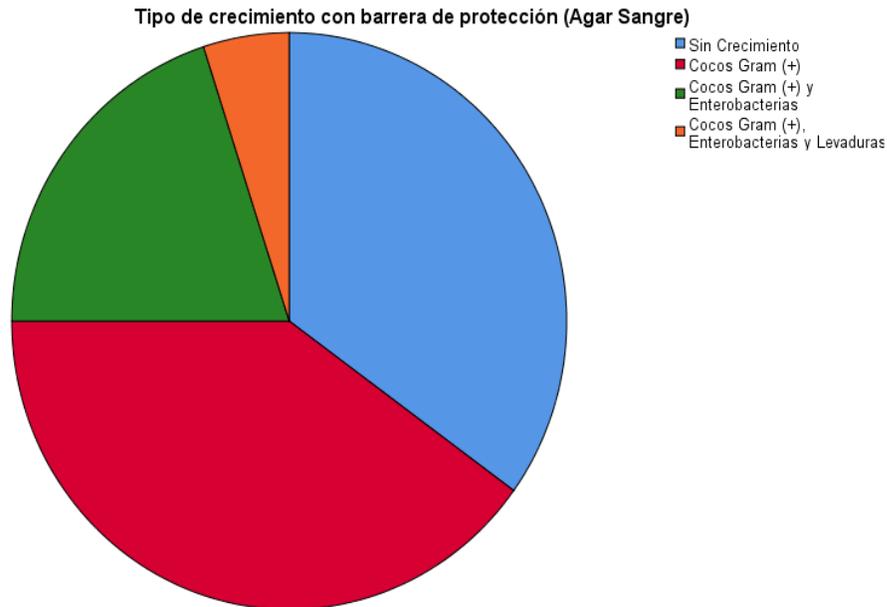
Tabla Nro. 9 Tipo de crecimiento microbiano con barrera de protección Agar Sangre

		Frecuencia	Porcentaje	Porcentaje válido	Porcentaje acumulado
Válido	Sin Crecimiento	7	35,0	35,0	35,0
	<i>Cocos Gram (+)</i>	8	40,0	40,0	75,0
	<i>Bacilos Gram (-)</i>	4	20,0	20,0	95,0
	<i>Levaduras</i>	1	5,0	5,0	100,0
	Total	20	100,0	100,0	

Fuente: Datos procesados en SPSS

Realizado por: Paula Romero

Gráfico Nro. 3 Tipo de crecimiento microbiano con barrera de protección Agar Sangre



Fuente: Datos procesados en SPSS

Realizado por: Paula Romero

Descripción: las lámparas con barrera de protección presentaron un mayor crecimiento de *Cocos Gram (+)* en un 40%, seguido de las muestras que no presentaron crecimiento microbiano que representan un 35%, A continuación, *Bacilos Gram (-)* en un 20%, y finalmente, 5% para el crecimiento de *Levaduras*.

Análisis: en las lámparas de fotocurado con barrera de protección como se mencionó en el cuadro anterior, se redujo un 30% de contaminación es decir 7 de 20 lámparas presentaron crecimiento negativo, se evidenció un mayor crecimiento en el agar sangre lo que representa el crecimiento de los *Cocos Gram (+)* en 8 de las 20 lámparas, seguido del agar eosina en un 20% que se representa en el crecimiento de *Bacilos Gram (-)* y finalmente hubo un menor crecimiento de levaduras representadas en el agar Sabouraud, siendo sólo el 5% de las muestras procesadas.

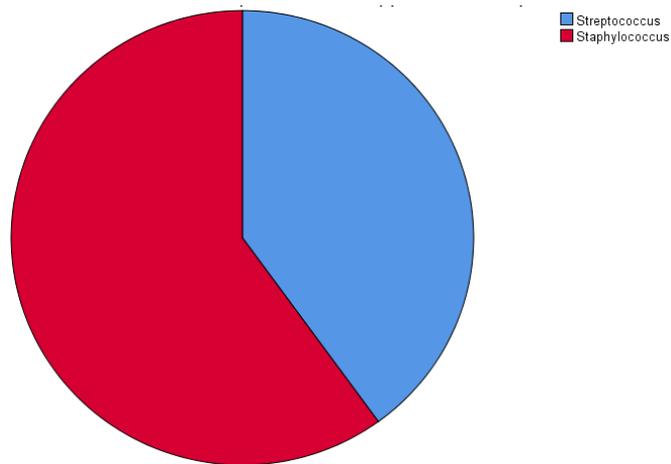
Tabla Nro. 10 Prueba de catalasa para Cocos Gram (+) sin barreras de protección

		Frecuencia	Porcentaje	Porcentaje válido	Porcentaje acumulado
Válido	Streptococcus	8	40,0	40,0	40,0
	Staphylococcus	12	60,0	60,0	100,0
	Total	20	100,0	100,0	

Fuente: Datos procesados en SPSS

Realizado por: Paula Romero

Gráfico Nro. 4 Prueba de catalasa para Cocos Gram (+) sin barreras de protección



Descripción: en la prueba de catalasa para *Cocos Gram (+)* de las lámparas que no usaron barreras de protección los *Staphylococcus*, fueron mayor en un 20% que los *Streptococcus*.

Análisis: La prueba de catalasa consta de una enzima llamada catalasa presente en la mayoría de los microorganismos que poseen citocromos. Las bacterias que sintetizan catalasa hidrolizan el peróxido de hidrógeno en agua y oxígeno gaseoso que se libera en forma de burbujas.

El principal objetivo de esta prueba es separar *Streptococcus* y *Staphylococcus*. Todas las especies de *Streptococcus* son catalasa negativa y *Staphylococcus* son catalasa positivo. ⁽³⁴⁾ En nuestro estudio hubo un mayor crecimiento de *Staphylococcus* reconociendo 2 muestras con presencia de *S. Aureus* causante de una amplia gama de enfermedades, que van desde infecciones cutáneas y de las mucosas relativamente benignas, tales como foliculitis, forunculosis o conjuntivitis, hasta enfermedades de riesgo vital, como celulitis, abscesos profundos, osteomielitis, meningitis, sepsis, endocarditis o neumonía.

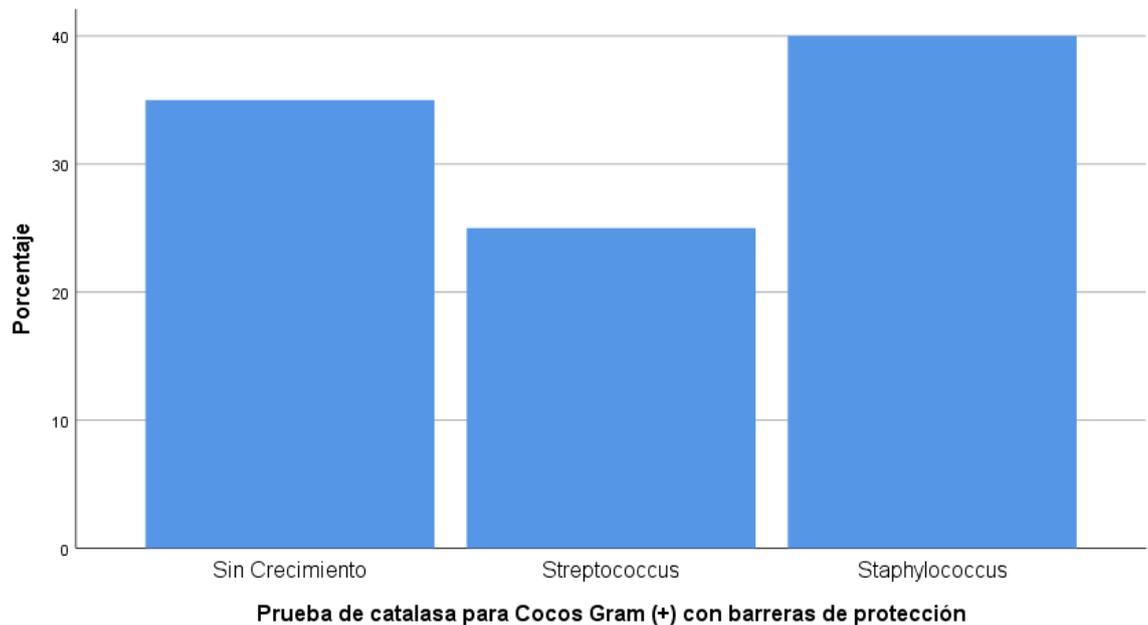
Tabla Nro. 11 Prueba de catalasa para Cocos Gram (+) con barreras de protección

		Frecuencia	Porcentaje	Porcentaje válido	Porcentaje acumulado
Válido	Sin Crecimiento	7	35,0	35,0	35,0
	Streptococcus	5	25,0	25,0	60,0
	Staphylococcus	8	40,0	40,0	100,0
	Total	20	100,0	100,0	

Fuente: Datos procesados en SPSS

Realizado por: Paula Romero

Gráfico Nro. 5 Prueba de catalasa para Cocos Gram (+) con barreras de protección



Fuente: Datos procesados en SPSS

Realizado por: Paula Romero

Descripción: en la prueba de catalasa para *Cocos Gram (+)* de las lámparas que usaron barreras de protección los *Staphylococcus*, fueron mayor en un 15% que los *Streptococcus*.

Análisis: La prueba de catalasa consta de una enzima llamada catalasa presente en la mayoría de los microorganismos que poseen citocromos. Las bacterias que sintetizan catalasa hidrolizan el peróxido de hidrógeno en agua y oxígeno gaseoso que se libera en forma de burbujas. El principal objetivo de esta prueba es separar *Streptococcus* y *Staphylococcus*. Todas las especies de *Streptococcus* son catalasa negativa y *Staphylococcus* son catalasa positivo. ⁽³⁴⁾ En el caso de las lámparas que usaron barreras de protección hubo una mayor incidencia de *Staphylococcus*, siendo 15% mayor que en los *Streptococcus*, en una muestra se constató la presencia de *S. Aureus*, principal patógeno de infecciones nosocomiales.

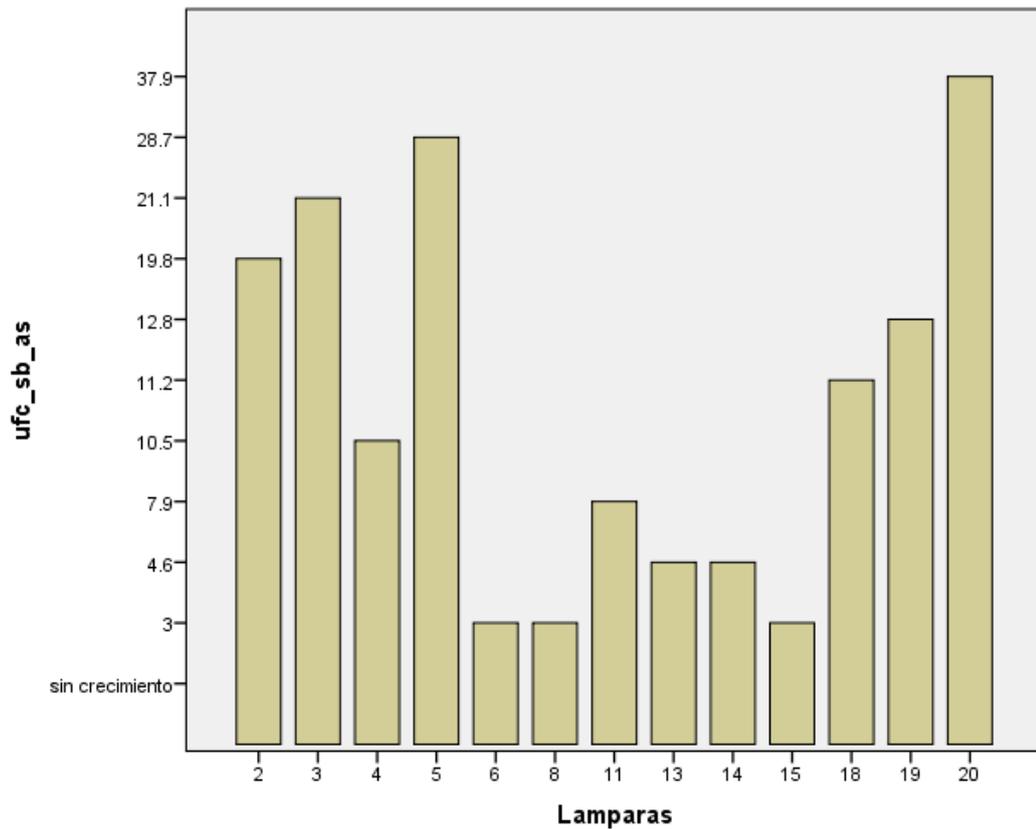
Tabla Nro. 12 Cantidad de microorganismos UFC/ml, sin barrera de protección agar Sangre (media)

UFC SIN BARRERA AGAR SANGRE					
	N	Mínimo	Máximo	Media	Desviación estándar
ufc_sb_as	13	3,0	37,9	12,931	11,0112
N válido (por lista)	13				

Fuente: Datos procesados en SPSS

Realizado por: Paula Romero

Gráfico Nro. 6 Cantidad de microorganismos UFC/ml, sin barrera de protección agar Sangre



Fuente: Datos procesados en SPSS

Realizado por: Paula Romero

Descripción: el conteo de las UFC/ml de las lámparas sin barrera de protección con el agar sangre presentó un valor máximo de 37,9 UFC/ml y un valor mínimo de 3,0 UFC/ml con una media de 12,93 de desviación estándar de 11,01.

Análisis: las UFC/ml o Unidades Formadores de Colonias, es el número viable de bacterias en una muestra, en lámparas sin barrera de protección del agar sangre su valor máximo fue 37,9 que según la escala biológica de contaminación que se basó este estudio. ⁽³³⁾ Representa un grado de contaminación media y su valor mínimo que fue de 3,0 UFC/ml representa un grado de contaminación bajo.

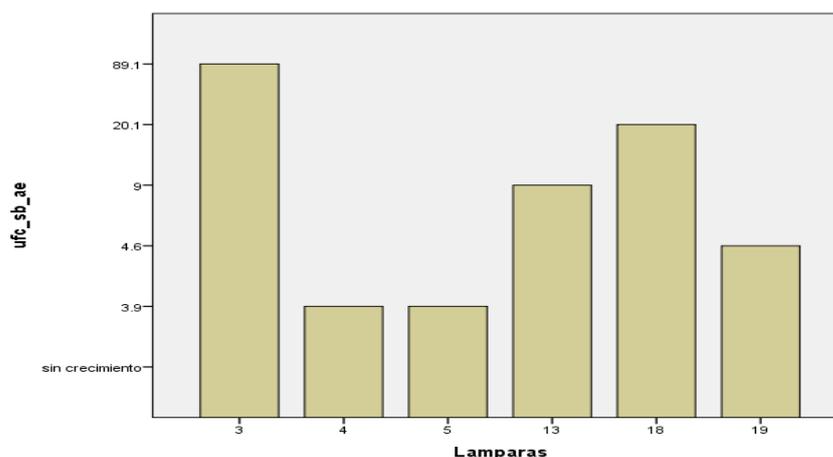
Tabla Nro. 13 Cantidad de microorganismos UFC/ml, sin barrera de protección agar MacConkey (media)

	N	Mínimo	Máximo	Media	Desviación estándar
ufc_sb_ae	6	3,9	89,1	21,767	33,5639
N válido (por lista)	6				

Fuente: Datos procesados en SPSS

Realizado por: Paula Romero

Gráfico Nro. 7 Cantidad de microorganismos UFC/ml, sin barrera de protección



Descripción: el conteo de las UFC/ml de las lámparas sin barrera de protección con el agar MacConkey presentó un valor máximo de 89,1 UFC/ml y un valor mínimo de 3,9 UFC/ml con una media de 21,76 de desviación estándar de 33,56.

Análisis: las UFC/ml es el número viable de bacterias en una muestra, en lámparas sin barrera de protección del agar MacConkey, el cual representa un medio selectivo para el aislamiento de *bacilos gram (-)* su valor máximo fue 89,1 que según la escala biológica de contaminación que se basó este estudio. ⁽³³⁾ Representa un grado de contaminación media y su valor mínimo que fue de 3,9 UFC/ml representa un grado de contaminación bajo.

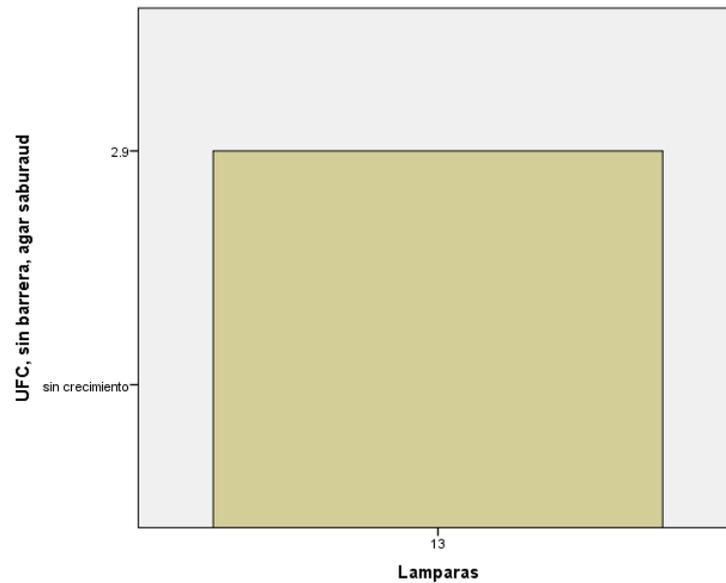
Tabla Nro. 14 Cantidad de microorganismos UFC/ml, sin barrera de protección agar Sabouraud (media)

Estadísticos descriptivos					
	N	Mínimo	Máximo	Media	Desviación estándar
ufc_sb_asab	1	2,9	2,9	2,900	.
N válido (por lista)	1				

Fuente: Datos procesados en SPSS

Realizado por: Paula Romero

Gráfico Nro. 8 Cantidad de microorganismos UFC/ml, sin barrera de protección agar Sabouraud



Fuente: Datos procesados en SPSS

Realizado por: Paula Romero

Descripción: el conteo de las UFC/ml de las lámparas sin barrera de protección con el agar sabouraud presentó un valor máximo de 2,9 UFC/ml y un valor mínimo de 2,9 UFC/ml con una media de 2,9 de desviación estándar de 0

Análisis: en las lámparas sin barrera de protección del agar sabouraud su valor máximo fue 2,9 UFC/ml que según la escala biológica de contaminación que se basó este estudio. ⁽³³⁾ Representa un grado de contaminación bajo y su valor mínimo que fue de 2,9 UFC/ml de la misma manera representa un grado de contaminación bajo, el agar Sabouraud, funciona como medio de enriquecimiento para hongos patógenos y saprófitos, de igual manera es útil para el cultivo de levaduras. ⁽³⁵⁾

Tabla Nro. 15 Cantidad de microorganismos UFC/ml, con barrera de protección

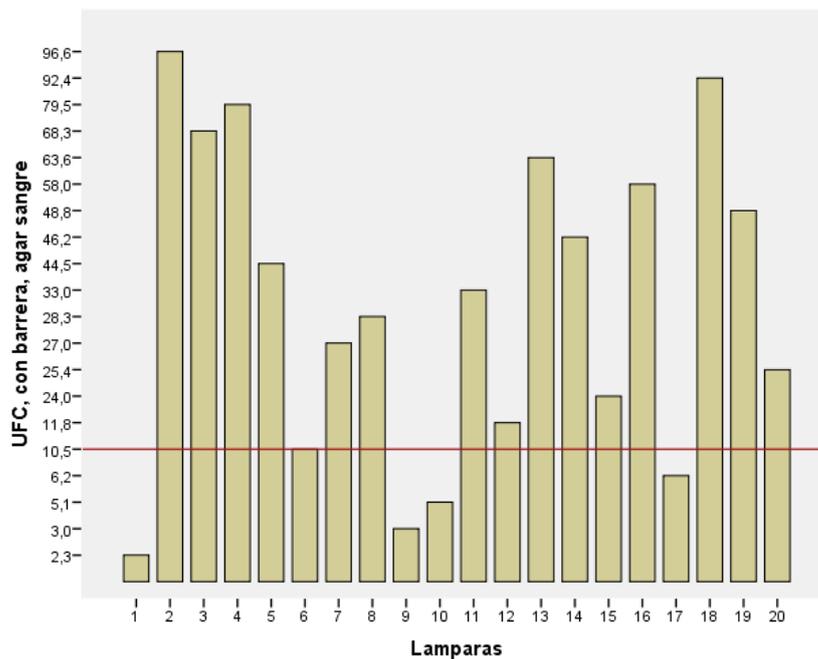
Estadísticos descriptivos					
	N	Mínimo	Máximo	Media	Desviación estándar
+ufc_cb_as	20	2,3	96,6	38,725	29,8552
N válido (por lista)	20				

agar Sangre (media)

Fuente: Datos procesados en SPSS

Realizado por: Paula Romero

**Gráfico Nro. 9 Cantidad de microorganismos UFC/ml, con barrera de protección
agar Sangre**



Fuente: Datos procesados en SPSS

Realizado por: Paula Romero

Descripción: el conteo de las UFC/ml de las lámparas con barrera de protección con el agar sangre presentó un valor máximo de 96,6 UFC/ml y un valor mínimo de 2,3 UFC/ml con una media de 38,72 de desviación estándar de 29,85.

Análisis: en las lámparas con barrera de protección del agar sangre su valor máximo fue 96,6 UFC/ml que según la escala biológica de contaminación en el que se basó este estudio. ⁽³³⁾ Representa un grado de contaminación medio al límite de ser alto y su valor mínimo fue de 2,3 UFC/ml lo que representa un grado de contaminación bajo, el nivel de contaminación microbiana fue mayor en las lámparas que usaron barreras de protección por lo que se describió anteriormente, los estudiantes desinfectan la lámpara pero colocan la barrera adhesiva de protección con las manos o guantes contaminados, lo que produce una contaminación mayor a medida que los pacientes son atendidos.

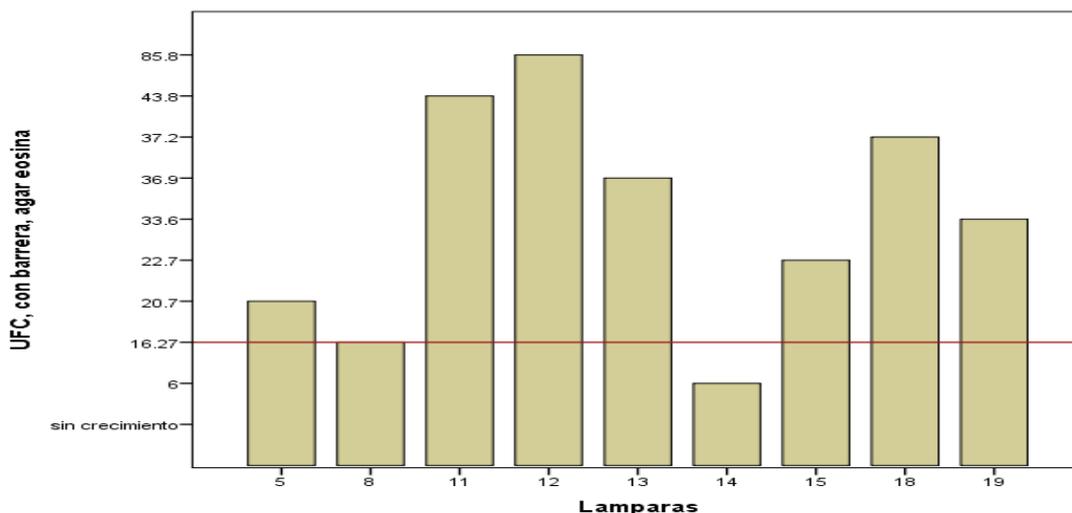
Tabla Nro. 16 Cantidad de microorganismos UFC/ml, con barrera de protección agar MacConkey (media)

Estadísticos descriptivos					
	N	Mínimo	Máximo	Media	Desviación estándar
ufc_cb_ae	9	6,0	85,8	33,663	22,9129
N válido (por lista)	9				

Fuente: Datos procesados en SPSS

Realizado por: Paula Romero

Gráfico Nro. 10 Cantidad de microorganismos UFC/ml, con barrera de protección agar MacConkey



Fuente: Datos procesados en SPSS

Realizado por: Paula Romero

Descripción: el conteo de las UFC/ml de las lámparas con barrera de protección con el agar MacConkey presentó un valor máximo de 85,8 UFC/ml y un valor mínimo de 6,0 UFC/ml con una media de 33,66 de desviación estándar de 22,91.

Análisis: en las lámparas con barrera de protección del agar MacConkey su valor máximo fue 85,8 UFC/ml que según la escala biológica de contaminación en el que se basó este estudio.⁽³³⁾ Representa un grado de contaminación medio y su valor mínimo fue de 6,0 UFC/ml lo que representa un grado de contaminación bajo, el nivel de contaminación microbiana fue mayor en las lámparas que usaron barreras de protección por lo que se describió anteriormente, este agar tiene un rápido desarrollo y tiene escasa exigencia nutricional, facilitando el crecimiento de enterobacterias y *bacilos gram (-)* principalmente.⁽³⁶⁾

Tabla Nro. 17 Cantidad de microorganismos UFC/ml, con barrera de protección agar Sabouraud (media)

Estadísticos descriptivos					
	N	Mínimo	Máximo	Media	Desviación estándar
ufc_cb_asab	3	13,0	29,3	23,100	8,8221
N válido (por lista)	3				

Fuente: Datos procesados en SPSS

Realizado por: Paula Romero

Tabla Nro. 18 Prueba de los rangos con signo de Wilcoxon

Prueba de Wilcoxon		N	Rango promedio	Suma de rangos
Muestras con barreras	Rangos negativos	0 ^a	,00	,00
Muestras sin barreras	Rangos positivos	15 ^b	8,00	120,00
	Empates	5 ^c		
	Total	20		

Fuente: Datos procesados en SPSS

Realizado por: Paula Romero

Tabla Nro. 19 Prueba de los rangos con signo de Wilcoxon (Estadísticos de prueba)

Prueba de Wilcoxon	Muestras con barreras – Muestras sin barreras
Z	-3,873 ^b
Sig. asintótica (bilateral)	,000

Fuente: Datos procesados en SPSS

Realizado por: Paula Romero

Análisis: la prueba no paramétrica de los rangos con signos de Wilcoxon, representa el valor de la razón Z el cual indica el nivel de significancia de la prueba, un valor mayor de 0.05 no tiene significancia, e igual o menor a este número sí tiene significancia, entre menor es el número tiene mayor significancia. ⁽³⁷⁾

Nuestra comparación fue del crecimiento microbiano en las lámparas de fotocurado con barreras de protección y sin el uso de las mismas, el valor de Z es 0,3873 por lo que nuestra comparación sí tiene significancia, hubo diferencias radicales con el uso y desuso de las barreras de protección, llegando a la conclusión que los estudiantes deberían usar las barreras de protección y desinfectar la lámpara antes de atender a un paciente de manera obligatoria.

9. DISCUSIÓN

Cada uno de los miembros que conforman al grupo de profesionales de la salud dental, así como el paciente que acude a la consulta, son vulnerables y pueden adquirir enfermedades altamente infecciosas, tanto víricas, bacterianas y fúngicas; en las últimas décadas la sociedad ha estado más consciente acerca de la aparición y transmisión de las enfermedades infectocontagiosas en el ambiente clínico. Los pacientes y trabajadores de la salud han mostrado gran interés y preocupación por las enfermedades transmitidas en el ambiente de trabajo, lo que ha llevado al equipo de salud dental (odontólogos, higienistas dentales, asistentes dentales) a enfatizar la práctica de las normas de bioseguridad y control de infección en el consultorio odontológico, ya que se ha demostrado la disminución de patógenos al aplicar estos conceptos. El personal que trabaja en el consultorio dental está expuesto a una gran variedad de microorganismos presentes en la sangre y saliva de los pacientes, tales como bacterias, hongos, virus y protozoarios. Cualquiera de estos microorganismos pudiera causar una enfermedad infectocontagiosa, desde una simple gripe hasta una tuberculosis, neumonía, hepatitis B, herpes o el síndrome de inmunodeficiencia adquirida (SIDA).⁽³⁸⁾

De allí radica la importancia de realizar este estudio, para saber en qué condiciones se encuentran las lámparas de fotocurado que son manejadas diariamente en la clínica de la Universidad Nacional de Chimborazo, en la presente investigación se encontró que las lámparas que usaron las barreras de protección tuvieron un menor crecimiento microbiano en un 30% en comparación con las que no lo usaron, coincidente con un estudio publicado en la revista SciELO.⁽⁴⁾ Con la diferencia que, en el estudio realizado en Costa Rica, hubo una disminución de microorganismos en un 43% al usar las barreras adhesivas de protección.

En un estudio realizado en la Universidad de Magdalena en el año 2013, se encontró que el ambiente de la clínica de odontología tuvo mayor abundancia de bacterias y hongos del género *Staphylococcus* en mayor proporción con 48.790 UFC/ml, y el recuento total de hongos fue de 13.150 UFC/ml, en menor escala se determinaron los géneros bacterianos *Pseudomonas*, *Enterococcus*, *Moraxella* y el grupo de los coliformes totales.⁽⁷⁾ Coincidente con este estudio, que se encontró como

microorganismo de mayor incidencia, los *Staphylococcus*, siendo como principal patógeno la familia *E. aureus*, seguido de los *Streptococcus* y *Enterococcus*, finalmente en menor cantidad levaduras, confluente con otro estudio realizado en la Universidad Nacional de Loja, en el año 2018. (39) Donde se encontró mayor crecimiento de *cocos gram (+)* hongos y levaduras en la lámpara de luz; hongos, tales como: *Aspergillus Spp* 2.9%, *Mucor* 1.4% *Arthroderma Spp* 0.7%, *Antinomyces Spp* 0.7%, bacterias tales como: *Streptomyces Spp* 0.7%, *Nocardia* 0.7% y levaduras, *Penicillium* 2.9%.

En la Universidad de las Américas en el año 2015, se realizó un estudio en el que se encontró como microorganismo de mayor prevalencia en las lámparas de fotocurado, bacilos en un 30,43% del género *Haemophilus*; *H. influenzae*, seguido de *N. catarrhalis*, seguido de *B.cereus*, finalmente *S. viridans* y *epidermis*.⁽²⁾ Lo que difiere con el presente estudio al encontrar con mayor prevalencia *cocos Gram (+)* del género *Staphylococcus*, además que se constató la presencia de *Bacilos Gram (-)* del género *Enterococcus*.

Un estudio realizado en la Universidad Central del Ecuador, indica que una excelente opción como solución desinfectante para las lámparas de fotocurado en odontología, sería la clorhexidina y desinfectantes a base de etanol. (40) Lo que asegura la eficacia del uso del alcohol a base de etanol al 70% en nuestro estudio.

10. CONCLUSIONES

- El 85% de las lámparas de fotocurado presentan contaminación microbiana en un nivel medio según la escala biológica en la que se basó este estudio, los microorganismos presentes en nuestro estudio son; *Cocos Gram (+)*, del género *Staphylococcus* en un 32%, del género *Streptococcus* en un 13%, *Bacilos Gram (-)* en un 25% y presencia de levaduras en un 15% de las muestras, siendo más predominante los *Cocos Gram (+)* del género *Staphylococcus*.
- En las lámparas sin barrera de protección se presenta un crecimiento positivo en un 100% a diferencia de las que sí utilizaron barreras de protección que presentan un crecimiento microbiano del 70%, dando una reducción de microorganismos en un 30% usando las barreras de protección, demostrando así la eficacia de utilizar un protocolo en el uso de las lámparas de fotocurado, para la disminución de contaminación.
- Al realizar el conteo de las Unidades Formadoras de Colonias (UFC), se evidencia que; las lámparas que no usaron barreras de protección en el agar sangre tienen un crecimiento máximo de 96.6 UFC/ml con un crecimiento en el medio de *Cocos Gram (+)* del 55%, en el agar MacConkey se presentó un crecimiento máximo del 89,1% UFC/ml con un crecimiento en el medio de *Bacilos Gram (-)* en un 30%, finalmente en el agar Sabouraud hubo un crecimiento máximo de 29,3 UFC/ml con presencia de levaduras en el medio en un 15%, en las lámparas que no usaron las barreras de protección hubo un nivel de contaminación medio al ser el conteo de las Unidades Formadoras de colonias menor de 100 UFC/ml.

En las lámparas que usaron las barreras de protección indicadas se evidenció; en el agar Sangre un crecimiento máximo de 37,9 UFC/ml con un crecimiento en el medio de *Cocos Gram (+)* del 40%, en el agar MacConkey se presentó un crecimiento máximo del 85,8% UFC/ml con un crecimiento en el medio de *Bacilos Gram (-)* en un 30%, finalmente en el agar Sabouraud hubo un crecimiento máximo de 2,9 UFC/ml con presencia de levaduras en el medio en un 5%, en las lámparas que usaron las barreras de protección hubo un nivel de contaminación medio al ser el conteo de las Unidades Formadoras de colonias menor de 100 UFC/ml

11. RECOMENDACIONES

- Se recomienda esterilizar la fibra de vidrio si el fabricante lo indica, caso contrario se debe desinfectar con agentes químicos, tanto la fibra como el mango para evitar la proliferación microbiana, además que es indispensable el uso de las fundas plásticas o barreras adhesivas de protección de las lámparas, las cuáles no deben ser reutilizadas de paciente a paciente.
- Los estudiantes de la carrera de odontología deberían lavarse de manera correcta las manos, después de cada atención y usar algún agente desinfectante antes de colocarse los guantes, después el alumno no deberá tocar al paciente sin antes haber preparado todo el instrumental que requiere para el tratamiento, para así disminuir el riesgo de contraer alguna enfermedad o provocar una infección cruzada entre pacientes.
- Se sugiere a los estudiantes aplicar el protocolo estandarizado de desinfección de cada unidad dental, antes de iniciar la jornada odontológica, además que se debe realizar limpiezas periódicas en todas las unidades dentales y el entorno de la clínica para disminuir el riesgo de contaminación.
- Se recomienda a los docentes y autoridades de la carrera de odontología incentivar a los estudiantes a poner en práctica las normas de bioseguridad recomendadas, además es importante dar a conocer a los alumnos un protocolo estandarizado de limpieza de las lámparas de fotocurado.

12. BIBLIOGRAFÍA

1. Calvo N. Unidades y protocolos de fotocurado. Acad Colomb Oper Dent estética y Biomater [Internet]. 2010;2. Available from: <http://acodeb.co/wp-content/uploads/2016/09/2010.-Unidades-Protocolo-De-Fotocurado.pdf>
2. Barahona D. Estudio microbiológico para verificar el grado de contaminación de las lámparas de foto activación de la Universidad de las Américas [Internet]. 2015. Available from: <http://dspace.udla.edu.ec/bitstream/33000/4796/1/UDLA-EC-TOD-2015-53.pdf>
3. Salud MDE, Social A, Salvador BDEEL. Manual para el control de infecciones en la práctica odontoestomatológica. Ministerio de salud pública y asistencial social República de El Salvador [Internet]. 2004;17–20. Available from: <https://es.scribd.com/document/55646319/Manual-Para-El-Control-de-Infecciones-en-La-Practica-Odontoestomatologica>
4. Zumbado ÁG, Latina U, Rica DC, Rica C, Men ESU. Carga microbiana de las lámparas de fotocurado en el uso y desuso de las barreras adhesivas de protección. 2018;67–70.
5. Otero J, Otero J. Manual De Bioseguridad En Odontología. Igarss [Internet]. 2002;26(1):1–44. Available from: <http://files.sld.cu/protesis/files/2011/09/bioseguridad.pdf>
6. Cari H, Diaz E. Microbiota de la cavidad bucal y unidad dental en atenciones a 3824 metros sobre del mar, desarrollado en el policlinico de la policia y la universidad andina "Nestor Caceres Velasquez". 2017;
7. Camilo C, Jorge Z. Current Microbial Diversity in the Odontologic Clinic ´ S Environment. 2013;61–8.
8. Uramis MR, Peña YA, Pérez ALS. De la bioseguridad al control de infecciones en estomatología. Rev Cubana Estomatol [Internet]. 2014;51(2):224–36. Available from: <http://scielo.sld.cu/pdf/est/v51n2/est10214.pdf>

9. Álvarez Barahona FM, Juna Juca CF. Conocimientos y prácticas sobre bioseguridad en odontólogos de los centros de salud de Latacunga. *Enfermería Investig Investig Vinculación, Docencia y Gestión*. 2017;2(2, Jun):59–63.
10. Villa G. “EFECTO ANTIMICROBIANO DEL LYSOL COMO DESINFECTANTE DE ESCUPIDERAS DE UNIDADES DENTALES. UNIVERSIDAD NACIONAL DE CHIMBORAZO, 2018” [Internet]. Universidad Nacional de Chimborazo; 2019. Available from: <http://dspace.unach.edu.ec/bitstream/51000/5421/1/UNACH-EC-FCS-ODT-2019-0008.pdf>
11. Zeas E. AF et al. Conocimiento Y Manejo De La Bioseguridad Por Los Odontologos De Los Centros De La Salud [Internet]. 2016. Available from: <http://dspace.udla.edu.ec/bitstream/33000/5498/1/UDLA-EC-TOD-2016-63.pdf>
12. Guerra ME, Tovar V LCE. Estrategias Para El Control De Infecciones En Odontología. *Acta odontol venez* [Internet]. 2006;44. Available from: https://www.actaodontologica.com/ediciones/2006/1/estrategias_control_infecciones_odontologia.asp
13. Secretaría de Salud. Prevención y control de infecciones y riesgos profesionales en la práctica estomatológica en la República Mexicana Prevención y control de infecciones y riesgos profesionales en la práctica estomatológica en la República Mexicana. 2014. 83 p.
14. Pareja-Pané G. Riesgo de transmisión de enfermedades infecciosas en la clínica dental. *Rcoe* [Internet]. 2004;9:313–21. Available from: <http://scielo.isciii.es/pdf/rcoe/v9n3/puesta1.pdf>
15. Gerald M, Bennett Jhon B. Manual Y Normas de Bioseguridad. 2009;1–26. Available from: <http://odn.unne.edu.ar/manbio.pdf>
16. Alain Manuel Chaple Gil YMO y JÁR. Evolución histórica de las lámparas de fotopolimerización Historical evolution of light-cure lamps (photo polymerization ’ s lamps). *Rev Habanera Ciencias Médicas* [Internet].

- 2016;15(1):8–16. Available from: https://www.researchgate.net/publication/297737002_Evolucion_historica_de_las_lamparas_de_fotopolimerizacion
17. Chaple A, Montenegro Y, Álvarez J. Evolución histórica de las lámparas de fotopolimerización. Rev Habanera Ciencias Médicas la Habana [Internet]. 2016;15(1):8–16. Available from: https://www.researchgate.net/publication/297737002_Evolucion_historica_de_las_lamparas_de_fotopolimerizacion
 18. Elvira B. Interacciones de los polifenoles del vino con la microbiota de la cavidad bucal humana [Internet]. Vol. *ثقافة*, Instituto de Investigación en Ciencias de la Alimentación (CSIC-UAM). 2009. Available from: <file:///C:/Users/María José Figueroa/Downloads/microbiota de la cavidad bucal.pdf>
 19. Cardona-castro N. Conocimiento De La Microbiota De La Cavidad Oral A Través De La Metagenómica. 2015;28(2):112–8. Available from: <http://www.scielo.org.co/pdf/ceso/v28n2/v28n2a09.pdf>
 20. Alejandro Serrano-Coll H, Sánchez-Jiménez M, Cardona-Castro N. Conocimiento de la microbiota de la cavidad oral a través de la metagenómica. CES Odontol. 2015;28(2):112–8.
 21. Mandell G, Bennett J. Etiopatogenia microbiológica 16. “Enfermedades Infecc Principios y práctica.” 2012;255–72.
 22. Rodríguez G. Géneros Streptococcus y Enterococcus. Temas Bacteriol Y Virología Médica [Internet]. 2001;273–90. Available from: <http://www.higiene.edu.uy/cefa/2008/StreptococcusyEnterococcus.pdf>
 23. Giraffa G. Enterococcus. Encycl Food Microbiol Second Ed [Internet]. 2014;674–9. Available from: <https://codeinep.org/wp-content/uploads/2017/02/Enterococcus.pdf>
 24. EG A. Una Célula Madre Da Lugar a La Formación De Yemas En Diferentes Puntos De La Superficie Produciendo En Cada Uno Sólo Una Célula Hija

- (Blastoconidio O Blastospora), Pero En. (1):40–6. Available from: http://www.unsa.edu.ar/biblio/repositorio/malim2007/4_levaduras.pdf
25. Ester RL, Fanny FG, Graciela ROMM. Riesgo De Trasmisión De Las Enfermedades Infecciosas En La Práctica. 2017;4(1):2017.
 26. Hernández A, Licenciada C, Biológicas C. NTP 700: Precauciones para el control de las infecciones en centros sanitarios Précautions pour le controle des infections dans les établissements de santé Infection control precautions in health care settings. 2012; Available from: http://www.insht.es/InshtWeb/Contenidos/Documentacion/FichasTecnicas/NTP/Ficheros/601a700/ntp_700.pdf
 27. Guerra ME, Tovar V LCE. Estrategias para el control de infecciones en odontología. Acta odontol venez. 2006;
 28. Aguilar Reguero JR. Protocolo de limpieza, desinfección y esterilización del materia, equipamiento y vehículos sanitarios. 67:1–8. Available from: www.emergencias.es.org
 29. Gardeweg L. Toma de Muestras, Medios de Transporte, Medios de Cultivo, y Pruebas Diferenciales. Man Microdiagnostica. 2012;
 30. Valtek. Agar Sangre. Agar Sangre en Base Infusión [Internet]. 2008;(562). Available from: http://sdr.co.jp/papers/200801_basic_structure_hv.pdf
 31. Anguita MM. Medios de Cultivo en Microbiología. 2012;1–42. Available from: <https://libroslaboratorio.files.wordpress.com/2012/09/medios-de-cultivo-en-un-laboratorio-de-microbiologc3ada.pdf>
 32. Arana I, Orruño M, Barcina I. Como Abordar Y Resolver Aspectos Prácticos De Microbiología 2. Enumeración De Microorganismos. 2013;2. Available from: https://ocw.ehu.es/file.php/48/Tema_2._Metodos_basicos_de_enumeracion_de_microorganismos.pdf
 33. Ventura C. GRADO DE CONTAMINACIÓN CRUZADA EN LA ATENCIÓN

DE LA CLÍNICA N° 1 DE LA FACULTAD DE ODONTOLOGÍA DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS MEDIANTE UN INDICADOR BIOLÓGICO [Internet]. 2006. Available from: http://cybertesis.unmsm.edu.pe/bitstream/handle/cybertesis/1253/Ventura_ec.pdf;jsessionid=8121C7C1BE8104BCB9BD2EA6A0AEF082?sequence=1

34. Bou G, Fernández-Olmos A, García C, Sáez-Nieto JA, Valdezate S. Métodos de identificación bacteriana en el laboratorio de microbiología. Vol. 29, Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica. 2011. 601-608 p.
35. Britania Lab.- S.A. Sabouraud Glucosado Agar. Lab Britania [Internet]. 2008;2. Available from: https://www.britanialab.com/back/public/upload/productos/upl_5a2971216486e.pdf
36. Laboratorios Britania. E.M.B (con Eosina y Azul de Metileno). Britania [Internet]. 2015;10-1. Available from: http://www.britanialab.com/back/public/upload/productos/upl_5a28240e1c004.pdf
37. Juarez, Villaloto P. Wilcoxon. 2011; Available from: <http://www.rincondepaco.com.mx/rincon/Inicio/Apuntes/Proyecto/archivos/Documentos/Wilcoxon.pdf>
38. Molina M, Castillo L, Arteaga S, Velazco N, González S, Bonomie J et al. Lo que debemos saber sobre control de infección en el consultorio dental. Rev Odol los Andes [Internet]. 2007;2 (1):64-70. Available from: <http://www.saber.ula.ve/bitstream/123456789/24824/1/articulo10.pdf>
39. Alberto L, Ramírez R. Microorganismos Presentes En Las Lámparas De Luz [Internet]. 2018. Available from: http://dspace.unl.edu.ec/jspui/bitstream/123456789/21429/1/TESIS_LUIS_ROBLEZ.pdf
40. Enriquez F. Análisis microbiológico para verificar el grado de contaminación de

la lámparas de luz halógena en clínicas de séptimo nivel de la Universidad Central del Ecuador. [Internet]. 2018. Available from: file:///C:/Users/María José Figueroa/Downloads/T-UCE-0015-903-2018.pdf

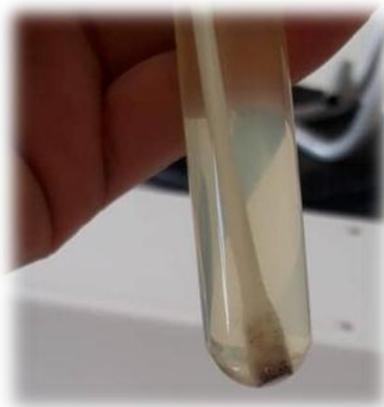
13. ANEXOS

13.1 ANEXO 1



Toma de muestras y preparación de los agares

13.2 ANEXO 2



Crecimiento Microbiano en las muestras

13.3 ANEXO 3



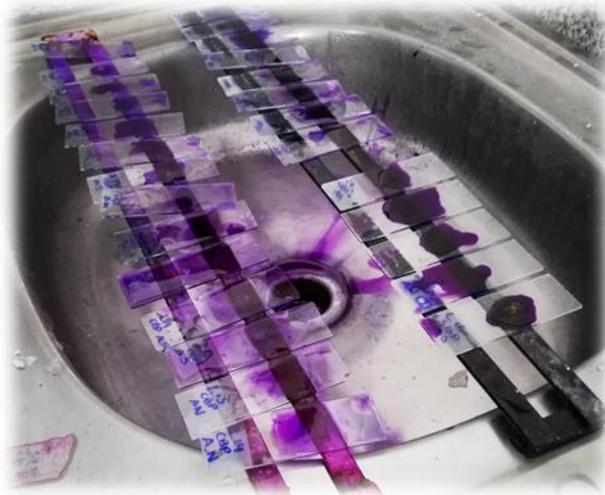
Siembra de las muestras

13.4 ANEXO 4



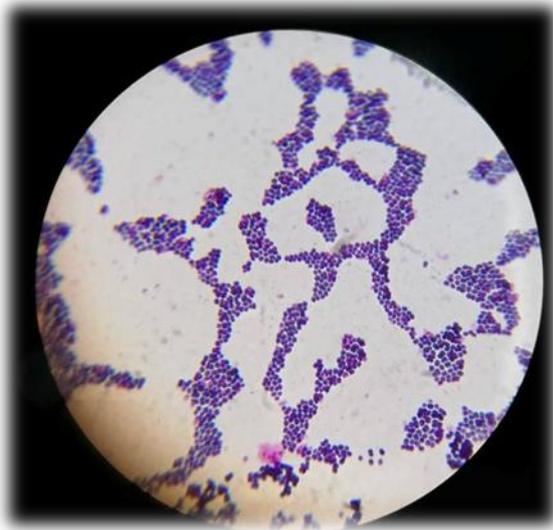
Diluciones desde 10^{-2} hasta 10^{-4}

13.5 ANEXO 5



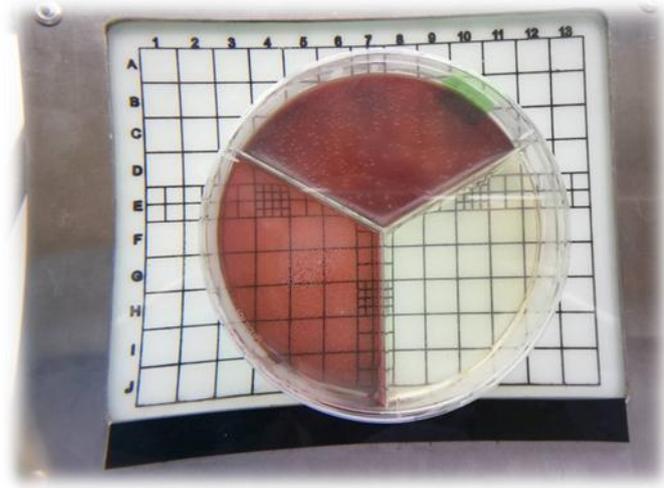
Tinciones Gram

13.6 ANEXO 6



Reconocimiento de microorganismos en el microscopio

13.7 ANEXO 7



Conteo de Unidades Formadoras de Colonias (UFC)

13.8 ANEXO 8

ACTA DE COMPROMISO



**UNIVERSIDAD NACIONAL DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS DE LA SALUD
CARRERA DE ODONTOLOGÍA**

ACTA DE COMPROMISO

Siendo el 26 de abril del 2019, a las 09:30 en el campus centro de la UNACH, se realiza la socialización al director de las clínicas odontológicas de la Universidad Nacional de Chimborazo; Dr. Xavier Salazar, del proyecto de investigación titulado: "Contaminación microbiana de las lámparas odontológicas de fotocurado. Universidad Nacional de Chimborazo, 2018". Asumido por la señorita Paula Dayana Romero Chica, por lo que ambas partes acuerdan:

- Todos los estudiantes que estén cursando las clínicas odontológicas en la carrera, deberán usar obligatoriamente las barreras físicas de protección, de las lámparas de fotocurado, descritas en el presente proyecto.
- El director de las clínicas odontológicas Dr. Xavier Salazar se compromete a socializar con los docentes, las normas que deben seguir los estudiantes previo a la atención con pacientes.
- La señorita Paula Romero se compromete a donar 6 carteles ilustrativos, 2 para cada clínica, en los que se enseñe el lavado correcto de manos, y el uso de barreras físicas de protección en las lámparas de fotocurado.

Firman los participantes de esta reunión en señal de conformidad y suscriben la presente acta.

Dr. Xavier Salazar
Director de clínicas

Paula Romero
Estudiante