Universidad Nacional de Loja

Facultad de la Salud Humana

Carrera de Odontología

Título

VALORACIÓN DE LA EFICACIA DEL PROCESO DE ESTERILIZACIÓN DEL INSTRUMENTAL ODONTOLÓGICO POR AUTOCLAVE Y CALOR SECO.

Tesis previa a la obtención del título de Odontólogo

AUTOR:

Diego Andrés Rey Godoy

DIRECTORA:

Odt. Esp. Susana Patricia González Eras

Loja – Ecuador

2019

CERTIFICACIÓN

Loja, 01 de febrero del 2019

Odt. Esp. Susana Patricia González Eras
DIRECTORA DE TESIS

CERTIFICA:

Que el presente trabajo de investigación previa a la obtención del título de Odontólogo titulado: **VALORACIÓN DE LA EFICACIA DEL PROCESO DE ESTERILIZACIÓN DEL INSTRUMENTAL ODONTOLÓGICO POR AUTOCLAVE Y CALOR SECO**, de autoría del Sr. Diego Andrés Rey Godoy, egresado de la carrera de Odontología ha sido dirigida y revisada durante su ejecución por lo cual autorizo su presentación.

Atentamente,

.....

Odt. Esp. Susana Patricia González Eras
DIRECTORA DE TESIS

AUTORÍA

Yo, Diego Andrés Rey Godoy declaro ser autor del presente trabajo de tesis y eximo expresamente a la Universidad Nacional de Loja y a sus representantes jurídicos de posibles reclamos y acciones legales por el contenido de la misma.

Adicionalmente acepto y autorizo a la Universidad Nacional de Loja, la publicación de mi tesis en el repositorio institucional- Biblioteca- Virtual

Autor: Sr. Diego Andrés Rey Godoy

Firma: .....

Cédula: 1106002460

Fecha: 01 de febrero de 2019

CARTA DE AUTORIZACIÓN

Yo, Diego Andrés Rey Godoy, autor de la tesis: **VALORACIÓN DE LA EFICACIA DEL PROCESO DE ESTERILIZACIÓN DEL INSTRUMENTAL ODONTOLÓGICO POR AUTOCLAVE Y CALOR SECO**, cumpliendo el requisito que permite obtener el grado de Odontólogo, autorizo al Sistema Bibliotecario de la Universidad Nacional de Loja, difunda con fines estrictamente académicos la producción intelectual de esta casa de estudios superiores.

Los usuarios, libremente, pueden consultar el contenido de este trabajo a través del Repositorio Digital Institucional (RDL), accediendo a las redes de información del país y del extranjero con las cuales la Universidad mantenga un convenio.

La Universidad Nacional de Loja no se hace responsable por el plagio o copia injustificada de la presente tesis que sea realizada por terceros.

Para constancia de esta autorización, en la ciudad de Loja, al 01 día del mes de febrero del 2019. Firma su autor.

Firma:.....

Autor: Diego Andrés Rey Godoy
Cédula: 1106002460
Dirección: Héroes del Cenepa
Correo Electrónico: diegireysito18@gmail.com
Teléfono: 0996626729

DATOS COMPLEMENTARIOS

Directora de Tesis: Odt. Esp. Susana Patricia González Eras

Tribunal de grado:

Presidenta: Odt. Esp. Ana María Granda Loaiza

Vocal: Odt. Esp. Tannya Lucila Valarezo Bravo

Vocal: Odt. Esp. Jessica Nathali Calderón Eras

DEDICATORIA

Con todo mi afecto dedico este trabajo:

A mis padres Luisa y Hugo, ya que ellos han sido el pilar fundamental durante mi vida y siempre han estado ahí para ayudarme, apoyarme y brindarme todo el cariño necesario para ser lo que soy ahora.

En segundo lugar quisiera dedicar este trabajo a una persona muy especial que aunque ahora ya no esté con nosotros siempre estuvo ahí para apoyarme, más que ser una tía fue mi amiga y una segunda madre para mí. Fue y será gran parte de mi vida por siempre.

A mis hermanos Jair y Sebastián, ya que ellos son y serán el motivo para siempre superarme y que vean en su hermano mayor un incentivo de lucha para seguir adelante.

A mi familia como son mis tíos, mis abuelitos y mis primos; ya que ellos siempre me han apoyado no solo en mi vida universitaria sino a lo largo de mi vida.

Por ultimo pero no menos importante a mis amigos, ya que siempre han sabido brindarme un consejo cuando lo necesito y siempre han estado apoyándome para no desmayar ante las adversidades.

Diego Andrés Rey Godoy

AUTOR

AGRADECIMIENTO

Agradezco a todos y cada uno de los que conformaron la carrera de odontología durante mi vida universitaria por darme la oportunidad de forjarme como profesional, doy gracias a todos los docente de la carrera ya que me brindaron sus conocimientos y consejos para la vida diaria y profesional.

A la doctora Susana González, por brindarme su paciencia, conocimientos y consejos durante la realización del trabajo de tesis para que el mismo tenga resultados de calidad digno de una docente como ella.

A todas las personas que de una u otra manera me han apoyado para la realización del proyecto, principalmente una persona especial que siempre estuvo ahí apoyándome durante la realización del mismo.

ÍNDICE

CARÁTULA i
CERTIFICACIÓN ii
AUTORÍA iii
CARTA DE AUTORIZACIÓN iv
DEDICATORIA v
AGRADECIMIENTO vi
ÍNDICE vii
ÍNDICE DE TABLAS x
ÍNDICE DE GRÁFICOS x
ÍNDICE DE FIGURAS xi
1. TÍTULO 1
2. RESUMEN 2
ABSTRACT 3
3. INTRODUCCIÓN 4
4. REVISIÓN DE LA LITERATURA 7
CAPÍTULO I 7
1.1. Contaminación en el Área Odontológica 7
1.2. Métodos de transmisión de microorganismos 7
1.2.1. Por contacto directo. 8
1.2.2 Por contacto indirecto. 8
1.2.3 A través de salpicaduras o aerosoles. 8
1.3.1 Material Crítico. 9
1.3.2 Material Semicrítico 10
1.3.3 Material no Crítico. 10
CAPÍTULO II 11
2.1. Higiene del Instrumental 11
2.1.1. Limpieza manual. 11
2.1.2. Limpieza Mecánica. 11
2.2. Desinfección 12
2.2.1. Niveles de desinfección. 12
2.2.1.1. Desinfección de alto nivel (dan). 12
2.2.1.2. Desinfección de nivel intermedio (dni). 13

2.2.1.3. Desinfección de bajo nivel (dbn). 13
CAPÍTULO III 15
3.1 Esterilización 15
3.1.1. Factores que afectan la eficacia de los procesos de esterilización. 15
3.1.1.1. Número de microorganismos (CO): 15
3.1.1.2. Materia orgánica (S). 15
3.1.1.3. Tiempo. 16
3.1.1.4. Temperatura. 16
3.1.1.5. Humedad Relativa (HR). 16
3.1.2 Métodos de Esterilización 16
3.1.2.1. Físicos. 16
3.1.2.1.1. Esterilización por calor seco. 16
3.1.2.1.2. Esterilización por Calor Húmedo. 17
3.1.2.2. Químicos. 21
3.1.2.2.1. Glutaraldehído. 21
3.1.2.2.2. Peróxido de hidrógeno. 21
3.1.2.2.3. Formaldehído. 21
3.1.2.3. Esterilización química por óxido de etileno. 22
CAPÍTULO IV 23
4.1 Conservación 23
CAPÍTULO V 24
5.1. Microorganismos 24
5.1.1 Bacterias. 24
5.1.2. Hongos. 25
5.1.3 Virus. 25
5.2 Cultivo de Microorganismos 25
5.2.1. Métodos de cultivo. 26
5.2.1.1 Medios de Cultivo. 26
5.2.1.1.1. Desarrollo celular de una especie dada 26
5.2.1.1.2. Estudio microbiológico de materiales naturales. 26
5.2.1.1.3. Aislamiento de un microrganismo en particular. 27
5.2.1.2 Tipos de medios de cultivo. 27
5.2.1.2.1. Medios Usuales. 27
5.2.1.2.2. Medios enriquecidos. 27
5.3. Diagnostico Bacteriológico 30

5.3.1 El asa bacteriológica.....30
5.3.2 Observación microscópica. 31
5.3.2.1 La tinción de Gram. 31
5.4. Identificación Microbiológica.....32
5.4.1. Catalasa. 32
5.4.2. Oxidasa.....32
5. MATERIALES Y MÉTODOS 34
5.1. Muestra 34
5.2. Criterios de inclusión y exclusión.....34
5.3. Procedimiento 35
6. RESULTADOS.....48
7. DISCUSIÓN.....57
8. CONCLUSIONES 60
9. RECOMENDACIONES 61
10. BIBLIOGRAFÍA 63
11. ANEXOS 70

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Eficacia del Esterilizador Nº1, en la zona superior durante 1 hora y 2 horas. Con previa desinfección y sin desinfección. 48
Tabla 2. Eficacia del Esterilizador Nº1, en la zona inferior durante 1 hora y 2 horas. Con previa desinfección ideal y sin desinfección. 49
Tabla 3. Eficacia del Esterilizador Nº2, durante 1 hora y 2 horas. Con previa desinfección ideal y sin desinfección previa..... 50
Tabla 4. Eficacia del Autoclave, durante 15 minutos. Con previa desinfección ideal y errónea. 51
Tabla 5. Comparación de resultados por posición del esterilizador n.1 52
Tabla 6. Comparación de resultados entre todos los esterilizadores por los tiempos 53
Tabla 7. Comparación de resultados entre todos los esterilizadores por los tipos de desinfectante 54
Tabla 8. Tablas cruzadas: Conteo de los resultados con positivo y negativo..... 55

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico 1. Eficacia del Esterilizador Nº1, en la zona superior durante 1 hora y 2 horas. Con previa desinfección y sin desinfección. 48
Gráfico 2. Eficacia del Esterilizador Nº1, en la zona inferior durante 1 hora y 2 horas. Con previa desinfección ideal y sin desinfección. 49
Gráfico 3. Eficacia del Esterilizador Nº2, durante 1 hora y 2 horas. Con previa desinfección ideal y sin desinfección. 50
Gráfico 4. Eficacia del Esterilizador Nº2, durante 1 hora y 2 horas. Con previa desinfección ideal y sin desinfección. 51
Gráfico 5. Comparación de resultados por posición del esterilizador n.1 52
Gráfico 6. Comparación de resultados entre todos los esterilizadores por los tiempos 53
Gráfico 7. Comparación de resultados entre todos los esterilizadores por los tipos de desinfectante 54
Gráfico 8. Tablas cruzadas: Conteo de los resultados con positivo y negativo..... 55

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Obtención de muestras para prueba piloto. 36
Figura 2. Crecimiento bacteriano asociado a agentes externos como es cajas Petri no esterilizadas. 36
Figura 3. Materiales para seguir el protocolo previo de desinfección correcta (colocar el instrumental jabón enzimático, cepillado, enjuague, lavado con glutaraldehído y enjuague con agua destilada) 39
Figura 4. Lavado manual sin desinfección (uso de agua y jabón convencional). Desinfección empleada para el estudio (colocar el instrumental jabón enzimático, cepillado, enjuague, lavado con glutaraldehído y enjuague con agua destilada) 40
Figura 5. Instrumental codificado y empaquetado debidamente a los alumnos para emplear en el paciente. Procesos de raspado para obtención de la muestra. 40
Figura 6. Desinfección ideal + esterilización en esterilizador N.1 hora en zona superior. 40
Figura 7. Desinfección ideal + esterilización en esterilizador N.1 en zona inferior. 41
Figura 8.Desinfección errónea + esterilización en esterilizador N.1 en zona superior. 41
Figura 9. Desinfección errónea + esterilización en esterilizador N.1 en zona inferior. 41
Figura 10. Desinfección ideal + esterilización en esterilizador N.2. 42
Figura 11. Desinfección errónea + esterilización en esterilizador N.2. 42
Figura 12. Desinfección ideal + esterilización en Autoclave. 42
Figura 13. Desinfección errónea + esterilización en Autoclave. 43
Figura 14. Procesos de raspado y alisado para obtención de la muestra. 43
Figura 15. Empaquetado individual de las muestras previo a los procesos de esterilización. 43
Figura 16. Recolección de muestras mediante raspado del instrumental e introducción al medio de transporte de Stuart. 44
Figura 17. Preparación según el fabricante de los agar CLED y agar EMB. 44
Figura 18. Retiro del hisopo y preparación para su cultivo en el agar CLED y EMB, donde se realiza la técnica de agotamiento para su cultivo. 45
Figura 19. Extensión mediante estrías del inoculo por la superficie del agar, esto se lo realiza con una asa. 45
Figura 20. Proceso de incubación de las muestras a una temperatura de 37°C durante 48 horas para el análisis. 45
Figura 21. Pruebas microscópicas para reconocer los microorganismos presentes. 46
Figura 22. Pruebas microscópicas para reconocer los microorganismos presentes. 46
Figura 23. Adición de agua oxigenada a la muestra. Pruebas catalasa para ver si la muestra es positiva o negativa. Prueba de catalasa positiva vs negativa. 47

1. TÍTULO

VALORACION DE LA EFICACIA DEL PROCESO DE ESTERILIZACION DEL INSTRUMENTAL ODONTOLOGICO POR AUTOCLAVE Y CALOR SECO.

2. RESUMEN

El presente trabajo analizó la eficacia del proceso de esterilización de los equipos presentes en la clínica odontológica de la Universidad Nacional de Loja, es una investigación de carácter experimental, comparativa y transversal, cuya muestra la constituyeron 70 curetas contaminadas en procesos de raspado y alisado en la clínica odontológica, fueron divididas en 2 grupos de esterilización: Grupo 1(Seco) y Grupo 2(Húmedo), subdivididos en subgrupos: 8 que fueron analizados en el esterilizador 1(E1), 4 analizados en el esterilizador 2(E2) y 2 analizados en Autoclave, para posteriormente ser analizados microbiológicamente en el Laboratorio Clínico ¨San Pablo¨ . Obteniendo como resultado la eficacia del 100% en H7A y H7B, se observó una mejor eficacia en el esterilizador E1, cuando el instrumental es colocado en la zona superior $p=0,035$ ($p<0,05$). El esterilizador E2 de calor seco tuvo una eficacia del 100%, cuando el proceso de esterilización se llevó a cabo en 2 horas (S5A, S5B). Se obtuvo como conclusión que el autoclave es el método de esterilización más eficaz, independientemente del método de desinfección utilizado $p=0,075$ ($p<0,05$), así mismo se determinó que los esterilizadores de calor seco de la carrera de Odontología de la Universidad Nacional de Loja a 160º en ciclos de 1 hora, se esteriliza el instrumental siempre que haya desinfección previa y en ciclos de 2 horas se esteriliza eficazmente sin necesidad de desinfección previa.

Palabras Claves: asepsia, calor seco, calor húmedo.

ABSTRACT

The present work analyzed the efficacy of the sterilization process of the equipment present in the dental clinic of the National University of Loja, is an experimental, comparative and cross-sectional investigation, whose sample constituted 70 curettes contaminated in scraping processes and smoothed in the dental clinic, were divided into 2 sterilization groups: Group 1 (Dry) and Group 2 (Wet), subdivided into subgroups: 8 that were analyzed in sterilizer 1 (E1), 4 analyzed in sterilizer 2 (E2) and 2 analyzed in Autoclave, to later be analyzed microbiologically in the Clinical Laboratory "San Pablo". Obtaining as a result the efficiency of 100% in H7A and H7B, a better efficiency was observed in the sterilizer E1, when the instruments were placed in the upper zone $p = 0.035$ ($p < 0.05$). The E2 dry heat sterilizer had 100% efficiency when the sterilization process was carried out in 2 hours (S5A, S5B). It was concluded that the autoclave is the most effective sterilization method, independently of the disinfection method used $p = 0.075$ ($p < 0.05$), likewise it was determined that the dry heat sterilizers of the University Dentistry career Nacional de Loja at 160º in 1-hour cycles, the instruments are sterilized whenever there is previous disinfection and in 2-hour cycles it is effectively sterilized without the need for prior disinfection.

Key words: asepsis, dry heat, humid heat.

3. INTRODUCCIÓN

La Odontología es considerada una profesión de alto riesgo por las actividades durante la consulta odontológica ya que constituye una obligación ética y moral, el cuidar a todo aquel que acude para recibir tratamiento a sus dolencias en su salud bucodental, respetando la integridad de los ambientes de trabajo en relación a su salud en general, y una de las medidas para la prevención y control de infecciones muy importante en odontología es la esterilización (Barrancos Mooney, Operatoria Dental: Integración Clínica; 2015).

En este contexto, en el consultorio odontológico, hay innumerables fuentes de posible infección, como saliva, sangre, instrumentos contaminados, etc., que pueden ser transmisores de microorganismos tanto a pacientes como al personal odontológico. Artículos científicos relacionados al potencial de transmisión de agentes infecciosos en odontología han centrado su atención en el instrumental como posible vehículo de transmisión de enfermedades y esto puede evitarse mediante la implementación de barreras cuya eficacia se debe garantizar. Los instrumentos que penetran tejidos son clasificados como críticos y por lo tanto deben esterilizarse. (Yüzbasioglu E, Saraç D, Canbaz S, Saraç Y, Cengiz S (2010); Lewis D, Boe R (2009); Molinari J (2011).

The American Dental Association (ADA; s.f) recomienda considerar a todos los pacientes que acuden al consultorio dental como portadores de agentes infecciosos ya que los microorganismos patógenos pueden ser transmitidos de un paciente a otros (infección cruzada) a través de los siguientes elementos: el instrumental contaminado con restos orgánicos, sangre o saliva y los fluidos biológicos (sangre y saliva), por lo que para la eliminación de estos agentes contaminantes se cumple con una serie de procesos para su eliminación los cuales consisten en: limpieza, desinfección y esterilización.

La OMS (2008), define la esterilización como la técnica de saneamiento cuya finalidad es la destrucción de toda forma de vida, aniquilando todos los microorganismos, tanto patógenos como no patógenos, incluidas sus formas esporuladas, altamente resistentes. La esterilización supone el nivel más alto de seguridad, es así que la esterilización es un proceso que destruye toda forma de vida microbiana, un objeto estéril (en sentido microbiológico) está libre de microorganismos vivos (Organización Mundial de la Salud, 2008). En la práctica diaria, el instrumental que utilizamos es sometido a repetidas esterilizaciones, sin embargo, no existe uniformidad en cuanto a los criterios para valores de tiempo-temperatura-posición en los diversos métodos que se aplican para cumplir con los procesos de esterilización. (Hernández, Celorrio Lapresta y Solano 2014; William y Weber 2011)

Dentro de los métodos de esterilización para instrumentos médicos y odontológicos se encuentran: el calor seco y el calor húmedo (autoclave), el calor seco a diferencia de autoclave, necesita mayor tiempo para ser aplicado esto debido a que tiene un menor efecto que el calor húmedo, es así que Piedrola (1987), establece diferentes parámetros respecto a tiempo-temperatura: 160ºC por 1 hora; 170ºC por 40min y 180ºC por 20 min, en cambio Centers for Disease Control and Prevention CDC (2008), propone unas relaciones diferentes las cuales son: 170ºC por 60 min, 160ºC por 120 min y 150°C por 150 min, mientras de Vignoli (2002), reconoce que para una mejor efectividad la temperatura ideal es de 160ºC durante 2 horas (Piedrola Angulo, 1987; Vignoli Ricardo, 2002; Disease Control and Prevention CDC,2008).

La eficacia de calor seco como método de eliminación de microorganismo ha sido objeto de muchas investigaciones a lo largo del tiempo, con el objetivo de demostrar si dicho método de esterilización es el ideal para su empleo por el personal de salud, ya sea

hospital o consultorios, debido a que están en contacto con el paciente; es así que Venkatasubramanian (2011), afirma que el calor seco utilizado a temperatura 160º durante 2 horas, puede alcanzar una eficacia del 90%, en lo que respecta a eliminación e microorganismo. (Venkatasubramanian R Jayanthi, 2011).

Hernández et al (2014) afirman que la esterilización por vapor es el método con mayor grado de seguridad, esto debido a la fiabilidad, consistencia y letalidad que este método ofrece. Respecto a la esterilización por autoclave; Piedrola (1987), en su estudio clásico recomienda esterilizar a 121ºC (1 atm) durante 15-20 minutos o bien a 134ºC durante 7 minutos (1 atm). Es así que estudios posteriores como los realizados por Venkatasubramanian, et al (2011), mostraron que el instrumental depositado en cajas cuando es esterilizado por autoclave a 121ºC, durante 15 min, alcanza un 100% de efectividad.

Por ello el presente estudio determinó el grado de eficacia que tienen los métodos de esterilización en calor seco y húmedo cuando son sometidos a diferentes parámetros de evaluación, con la finalidad de evidenciar la importancia que se debe dar al proceso de esterilización del instrumental; el mismo que requiere de estricta rigurosidad para así evitar las infecciones causadas por dispositivos odontológicos. Este trabajo se considera un aporte a la Odontología, y está dirigido a estudiantes de pregrado y posgrado, auxiliares de odontología, odontólogos generales y especialistas, pues proporciona una estrategia viable para reducir el riesgo de infección y garantizar un servicio odontológico confiable.

4. REVISIÓN DE LA LITERATURA

CAPÍTULO I

1.1. Contaminación en el Área Odontológica

La principal contaminación en el área odontológica se da por contaminación cruzada, que es el nombre que recibe la contaminación adquirida de persona a persona, siendo en especial el consultorio dental un ambiente propicio para la contaminación de diferentes bacterias adquiridas durante el desarrollo de los diferentes procedimientos dentales. Estudios realizados muestran que el principal medio de contaminación es a través de las manos, siendo los guantes una medida preventiva para controlar y disminuir el riesgo de contaminación. La flora normal de las manos está constituida por: *Staphylococos epidermidis, S. saprophyticus, Propinobacterium spp. Streptococcus*, y algunas especies de bacilos (Zaragoza, Sanchez, & Castellanos, 2014).

Se define a la infección cruzada como la transmisión de agentes infecciosos entre pacientes y personal de la salud en el espacio clínico. Lo cual puede resultar del contacto persona a persona o por medio de objetos contaminados "fómites". Según HUPP. J (2010): A pesar de los continuos avances en el área de control de la infección, los profesionales sanitarios todavía deben aprender y practicar técnicas que limiten la diseminación de los contagios. (Hupp, Ellisil, Tulker, 2010).

1.2. Métodos de transmisión de microorganismos

Dado que los microrganismos se encuentran en todas partes, su contacto con los seres humanos es inevitable; sin embargo, las formas de contacto presentan amplias variaciones. El tipo de población microbiana a la que se expone una persona y el mecanismo de exposición son consecuencia directa de las actividades clínicas realizadas durante la cita

odontológica. Ciertas actividades implican diferentes riesgos de contacto para el paciente, el operador y personal auxiliar. Los mecanismos de transmisión de estos agentes microbianos en la práctica profesional son por contacto directo, indirecto y por medio de salpicaduras (Bailey & Scott, 2009).

1.2.1. Por contacto directo. La transmisión de microorganismos por contacto directo se puede producir al tocar los tejidos de la boca del paciente con las manos sin guantes, posibilitando a los microorganismos a permanecer o penetrar a través de pequeñas soluciones de continuidad o cortes de la piel. La contaminación directa se produce cuando hay contacto directo con sangre y otros fluidos corporales (Robenson, 2007).

1.2.2 Por contacto indirecto. Es la transferencia de un agente infeccioso a un individuo susceptible a través de vehículos de transmisión; es decir, cualquier objeto inerte que participe en el proceso de transmisión de una infección tales como objetos cortopunzantes, fresas dentales, preparación inadecuada del instrumental, turbina, micromotor o superficies contaminadas y el posterior contacto con ellos (Nastri & Molgatini, 2003).

1.2.3 A través de salpicaduras o aerosoles. La turbina de alta velocidad crea contaminantes transmitidos por el aire, a partir de bacterias residentes en el sistema de aerosol de agua de la unidad dental y los contaminantes bacterianos de la saliva, los tejidos, la sangre, la placa y los finos residuos al fresar dientes cariados. Las primeras salpicaduras se sedimentan rápidamente y pueden contaminar las superficies próximas al área de trabajo o alcanzar la piel, los ojos, la nariz y la boca del personal. Los aerosoles suelen ser invisibles y pueden inhalarse o permanecer suspendidos en el aire durante algún tiempo (Robenson, 2007).

1.3. Método adecuado para la eliminación de microorganismos

En la atención odontológica continua, se utiliza numerosos equipos e instrumental que toman contacto con el paciente. El método adecuado de eliminación de bacterias se tomará directamente en relación con el riesgo potencial de producir infección en el paciente. Sin embargo; es importante elegir el método adecuado para la eliminación de microorganismos, considerando el tipo de material del que está fabricado el instrumental, siendo necesario conocer en profundad las características de los distintos materiales, su cuidado, mantenimiento, con el fin de utilizar adecuadamente, para evitar su deterioro y prolongar su vida útil (González, 2008).

Antes de establecer que objetos deben esterilizarse y cuales deben desinfectarse es indispensable tener en cuenta la siguiente clasificación; objetos críticos, objetos semicríticos, objetos no críticos (Higashida, 2009).

1.3.1 Material Crítico. El material crítico es considerado aquel que está en contacto con áreas estériles del organismo, si estos materiales están contaminados con un inoculo mínimo de microorganismos representan un riesgo alto de infección, debido a que ciertas áreas donde son utilizados no cuentan con sistemas de defensas para enfrentar la agresión de estos microrganismos, o son medios de cultivo para su reproducción. Es decir, instrumental de cirugía, endodoncia, periodoncia (González, 2008). Según Higashida (2009) considera como material crítico a todo el instrumental que penetra tejidos blandos o duros de la boca, como el explorador, bisturí, fresas, fórceps en general instrumental quirúrgico y requieren obligatoriamente ser esterilizados.

1.3.2 Material Semicrítico. El material semicrítico incluye artículos expuestos a la saliva, sangre u otros fluidos; sin embargo, no penetran las mucosas, es decir no alcanzan contacto con ellas. Estos materiales por lo general son resistentes a infecciones por esporas bacterianas comunes pero susceptibles a las formas vegetativas de las bacterias y virus. Estos materiales deben estar libres de los microorganismos antes mencionados y deben ser estériles. En caso de que la esterilización no sea posible deben ser sometidos mínimamente a desinfección de alto nivel (González, 2008).

1.3.3 Material no Crítico. El material no crítico corresponde a instrumentos o dispositivos que pueden tener contacto frecuente con los aerosoles o pulverizaciones generados en instrumentos o equipos durante el tratamiento dental, tocados por el paciente o de las manos contaminadas del clínico o auxiliar dental durante el tratamiento. Estos materiales toman solo contacto con la piel sana por lo que el riesgo de producir infecciones es mínimo o inexistente. El material no crítico requiere desinfección de nivel intermedio (Higashida, 2009).

CAPÍTULO II

2.1. Higiene del Instrumental

Acosta (2008), define a la higiene del instrumental como un conjunto de procedimientos cuyo objetivo es preparar los instrumentos y materiales contaminados para su reutilización. El procesado debe realizarse cuidadosamente de modo de evitar que los agentes infecciosos puedan propagarse al ambiente o al personal encargado de la recuperación por lo cual deberán llevarse a cabo lo más próximo posible al área de trabajo. Consta de varios pasos que no ofrecen una dificultad.

2.1.1. Limpieza manual. La limpieza es el primer paso para la descontaminación plena, siendo necesario limpiar antes de desinfectar o esterilizar, este proceso consiste en disminuir la carga microbiana, remover la materia orgánica e inorgánica y reducir el riesgo de contagio. El instrumental contaminado debe ser sumergido durante 10 minutos, en un jabón desinfectante con propiedades desincrustantes, utilizando un cepillo de cerdas gruesas consistentes; el operador debe protegerse con gafas, guantes y ropa adecuada para evitar el contacto directo (Liébana, 2002; Moreno, 2012).

2.1.2. Limpieza Mecánica. Algunos centros pueden contar con la ayuda de equipos para limpieza mecánica. Estos pueden ser: Lavador ultrasónico y Lavador desinfectador. Las lavadoras deben encontrarse en perfecto estado de higiene para su uso, para lo cual se aplicarán las normas de limpieza de la institución, correspondientes a cada equipo, pues estas máquinas muchas veces actúan como vectores de contaminación de los elementos a lavar, tanto el lavador ultrasónico como el lavador desinfectador realizan el proceso completo (lavado, enjuague y secado) en el interior de la cámara del equipo o en módulos sucesivos. El proceso puede considerarse más seguro ya que evita cortes y lastimaduras del personal, salpicaduras de agua en el área del lavado, etc. En el caso de utilizar las

máquinas lavadoras (desinfectadora o ultrasónica) se deben seguir estrictamente las indicaciones del fabricante respecto de su instalación y uso. (Ministerio de Salud Vasco, 2011)

2.2. Desinfección

La desinfección es un proceso destinado a conseguir la eliminación de microorganismos, con excepción de las esporas, alterando su estructura o su metabolismo, independientemente de su estado fisiológico (Ministerio de Salud Vasco, 2011). Aunque la desinfección da lugar a la reducción del número de microorganismos vivos, generalmente no mata las esporas bacterianas. Un desinfectante eficaz reduce el número de microorganismos a un nivel que no perjudica la salud. Ningún procedimiento de desinfección puede dar resultados plenamente satisfactorios, a menos que a su aplicación le preceda una limpieza completa (Ryan & Ray, 2017).

2.2.1. Niveles de desinfección. Estos niveles se basan en el efecto microbicida de los agentes químicos sobre los microorganismos y pueden ser:

2.2.1.1. Desinfección de alto nivel (dan). Es realizada con agentes químicos líquidos cuyo fin es inactivar todos los microorganismos, excepto algunas esporas bacterianas. En periodos largos (10 horas) pueden llegar a ser esporicida y por ello, esteriliza. Se utiliza para material semicritico. Como ejemplos: el orthophthaldehído, el glutaraldehído, el ácido peracético, el dióxido de cloro, el peróxido de hidrógeno y el formaldehído, entre otros (Ministerio de Salud Vasco, 2011).

El glutaraldehído alcalino al 2% es bactericida, fungicida y viricida en cortos períodos de tiempo, pero necesita 6 horas de contacto para destruir las esporas bacterianas. Tiene una acción moderada frente a micobacterias; el tiempo aconsejado para la desinfección de

alto 18 nivel oscila entre 20 y 45 minutos, siendo el tiempo de inmersión más utilizado 30 min (Moreno, 2012).

2.2.1.2. Desinfección de nivel intermedio (dni). Procedimiento químico que trata de inactivar todas las formas vegetativas bacterianas, la mayor parte de hongos, virus de tamaño medio y pequeño (lípidos y no lípidos), el virus de la Hepatitis B y Mycobacterium tuberculosis, pero no garantiza la destrucción de esporas bacterianas. Se realiza utilizando agentes químicos que eliminan bacterias vegetativas y algunas esporas bacterianas. Aquí se incluyen el grupo de los fenoles, el hipoclorito de sodio, la cetrimida y el cloruro de benzalconio (Ministerio de Salud Vasco, 2011).

2.2.1.3. Desinfección de bajo nivel (dbn). Es el procedimiento químico que trata de destruir la mayor parte de las formas vegetativas bacterianas, algunos virus de tamaño medio o lipídicos y la mayor parte de hongos, pero no esporas bacterianas ni Mycobacterium Tuberculosis como por ejemplo, el grupo de amonios cuaternarios (Ministerio de Salud Vasco, 2011).

2.3. Secado y Empaquetado

El secado es el mejor método existente para evitar que la humedad favorezca a la acción corrosiva del instrumental y disminuya su capacidad de corte. El secado se debe realizar con toallas de papel en un solo uso; una vez seco, es empaquetado en bolsas selladas (Nastri & Molgatini, 2003).

Los instrumentos deben ser envueltos en un área limpia y de baja contaminación, el empaquetado da al instrumental protección, identificación y los mantiene en condiciones estériles; debe ser colocado en los cajetines convenientes junto con el testigo químico correspondiente al método de esterilización usado, si el indicador no puede visualizarse

desde el exterior del paquete, añadir un indicador externo o cinta testigo sobre el paquete. Los paquetes deben indicar la fecha de su procesado mediante métodos que no comprometan la integridad del material de envoltura; es apropiado elegir el material a la medida del instrumental a esterilizarse, para el calor seco cajetines con tapa, para el calor húmedo el empaquetado debe permitir la penetración del gas (González, 2008).

CAPÍTULO III

3.1 Esterilización

La esterilización constituye el escalón más alto, es una de las técnicas de saneamiento sanitario que persigue la destrucción completa de toda forma microbiana incluidas las esporas, que son las más resistentes, este proceso también debe asegurar la muerte de agentes infecciosos no convencionales como priones; con la esterilización perseguimos romper la cadena de transmisión de la infección entre los pacientes que han sido tratados en la consulta de salud (Nastri & Molgatini, 2003). La esterilización se puede conseguir: A través de medios físicos como el calor, que puede ser calor seco o calor húmedo y por medio de sustancias químicas (Ministerio de Salud Vasco, 2011).

3.1.1. Factores que afectan la eficacia de los procesos de esterilización. Keene y Rutala (2007), describieron factores que deben tenerse muy en cuenta a fin de realizar un adecuado proceso de esterilización (Rutala W, 2007).

3.1.1.1. Número de microorganismos (CO): Este es un factor fundamental ya que es uno de los dos factores que miden la efectividad de los diferentes procesos de esterilización. El valor R o D se refiere al tiempo necesario para que el método de esterilización logre la eliminación del 90% de los microorganismos. Se utiliza en función de la evaluación de los diferentes métodos.

3.1.1.2. Materia orgánica (S). La presencia de materia orgánica dificulta la eliminación de los microorganismos pero es uno de los factores fácilmente modificables. Estos dos factores Co y S justifican la importancia de la limpieza antes de la esterilización, para garantizar siempre una disminución de riesgos que afecten dicho proceso.

3.1.1.3. Tiempo. Es otro de los factores por medio del cual se evalúa la función de los métodos de esterilización. El valor F es el tiempo necesario para que una suspensión a temperatura de 121ºC elimine todas las esporas bacterianas. También es utilizado como valor de referencia en la evaluación de los métodos de esterilización.

3.1.1.4. Temperatura. Al aumentar la temperatura durante un proceso específico de esterilización, su efectividad aumenta pues cuando ésta es superior a la temperatura óptima de crecimiento de un microorganismo generalmente provoca la muerte del mismo.

3.1.1.5. Humedad Relativa (HR). Se define como la fracción de presión de vapor de agua en un sistema con respecto a otro sistema con la máxima presión (saturado 100%) y a la misma temperatura. A mayor humedad relativa, mayor contenido de agua en las células o esporas y mejor resultado final de esterilización. Es decir, más rápido.

3.1.2 Métodos de Esterilización

3.1.2.1. Físicos.

3.1.2.1.1. Esterilización por calor seco. Es importante tener siempre en cuenta que la acción microbicida del calor, está condicionada por la presencia de materia orgánica o suciedad en los materiales. Por ejemplo, aceite o grasa en casos en los que los microorganismos son protegidos de la acción del calor (Acosta G, Andrade S, 2008). El calor seco penetra lentamente en los materiales por lo que se requieren largos períodos de exposición. El aire caliente no es corrosivo pero el proceso es lento.

La temperatura y tiempos mínimos para esterilizar con este tipo de hornos es de 160 °C por dos horas, 170 °C por una hora, 150 °C por 150 minutos. Para alcanzar estas temperaturas se necesita agregar una o dos horas de precalentamiento y 30 minutos de enfriamiento. El tiempo de esterilización se debe determinar para cada tipo de material, por

ejemplo, en el caso de materiales muy resistentes al calor, se pueden usar temperaturas más altas por tiempos más cortos (Centers of Desease Control and Prevention CDC, 2012).

Entre las ventajas de este método de esterilización están que no deja residuos, ser eficaz y seguro para esterilizar instrumentos de metal, espejos, no deteriora superficies cortantes, no es corrosivo, sólo debe emplearse para esterilizar materiales termoestables. Además permite la esterilización de materiales no miscibles con el agua como es el caso de polvos, aceites y grasas. Su principal desventaja es tener menor penetración, el ciclo de esterilización es largo y puede alterar el color del instrumental (Higashida, 2009).

Tipos de estufas o poupinell. Existen dos tipos de estufas que comúnmente se utilizan: la estufa de convección por gravedad y la estufa de convección mecánica (Acosta G, Andrade S, 2008):

- **Estufa de convección por gravedad:** Está compuesta por una cámara revestida de resistencia eléctrica en su pared interior y posee un canal u orificio de drenaje de aire en la pared superior. La circulación depende de las corrientes producidas por la subida de la temperatura y el choque con las diferencias de temperaturas. Por ello su proceso es más lento y menos uniforme.

- **Estufa de convección mecánica:** Este equipo posee un dispositivo que produce el rápido movimiento de un volumen grande de aire caliente, facilitando la transmisión del calor directamente a la carga o paquete. Se utiliza menos tiempo y ofrece un equilibrio térmico.

3.1.2.1.2. Esterilización por Calor Húmedo. La esterilización por calor húmedo logra la eliminación de nuevos agentes infecciosos no convencionales como priones, destruye a los microorganismos bacterias, hongos y esporas en forma gradual; es por esto que no hay un

único mecanismo de acción, sino más bien la suma de distintos eventos complejos que van sucediendo a medida que aumenta la temperatura.

La esterilización con calor húmedo, se utiliza principalmente con la autoclave, es un aparato constituido por una caldera, que se puede cerrar herméticamente con una tapa metálica y que presenta una resistencia eléctrica en su interior (antiguamente por gas) que calienta el agua. Este aparato permite que en el interior de la caldera se desplace el aire por una válvula de purga, dejando que se acumule posteriormente vapor saturado a 54 presiones, que alcanza temperaturas superiores a los 100ºC sin que se produzca ebullición (Acosta G, Andrade S, 2008).

De todos los métodos disponibles para la esterilización, el calor húmedo en forma de vapor saturado a presión es el más utilizado y el más confiable. La esterilización por vapor no es tóxica, es económica, es microbicida, esporicida, y calienta y penetra rápidamente en las telas y al igual que en todos los procesos de esterilización, la esterilización por vapor tiene algunos efectos perjudiciales en algunos materiales, incluida la corrosión y la combustión de lubricantes asociados con piezas de mano dentales; reducción en la capacidad de transmitir luz asociada con los laringoscopios; y mayor tiempo de endurecimiento con yeso (CDC, 2012).

El principio básico de la esterilización por vapor, autoclave, es exponer cada elemento al contacto directo con vapor, a la temperatura y presión requeridas durante el tiempo especificado. Por lo tanto, hay cuatro parámetros de la esterilización por vapor: vapor, presión, temperatura y tiempo (CDC, 2012):

- **Vapor.** El vapor ideal para la esterilización es vapor saturado seco y agua arrastrada (fracción de sequedad ≥97%).

- **Presión.** La presión sirve como un medio para obtener las altas temperaturas las cuales son necesarias para matar rápidamente los microorganismos.

- **Temperatura.** Se deben obtener temperaturas específicas para asegurar la actividad microbicida. Las dos temperaturas comunes de esterilización por vapor son 121 ° C (250 ° F) y 132 ° C (270 ° F). Estas temperaturas deben mantenerse por un tiempo mínimo para matar microorganismos.

- **Tiempo.** Los períodos de exposición mínimos reconocidos para la esterilización de suministros de salud envueltos son de 15 minutos a 121 ° C (250 ° F) en un esterilizador de desplazamiento por gravedad o 4 minutos a 132 ° C (270 ° F) en un esterilizador de vacío previo. A temperaturas constantes, los tiempos de esterilización varían según el tipo de artículo (por ejemplo, metal contra caucho, plástico, artículos con lúmenes), ya sea que el artículo esté envuelto o desenvuelto, y el tipo de esterilizador.

Entre las ventajas de este método de esterilización tenemos que no deja residuos, las autoclaves modernas son sencillos de manejar, es un método rápido de esterilización. Éste es el método de elección para esterilizar materiales termoestables y no sensibles a la humedad; como medios de cultivo, cultivos de microorganismos para descartarlos. Entre sus desventajas están que no permite la esterilización de materiales sensibles al calor y materiales no miscibles con el agua como es el caso de polvos, aceites y grasas (Moreno, 2012).

Tipos de esterilizadores a vapor. Los descritos por (Acosta G, Andrade S, 2008) son:

- **Autoclaves de desplazamiento de gravedad o gravitacional:** En estos equipos el aire es removido por gravedad, ya que el aire frío es más denso y tiende a salir por un

conducto colocado en la parte inferior de la cámara cuando el vapor es admitido. Este proceso es muy lento y favorece la permanencia residual del aire. Estos equipos varían en tamaño. Los hay desde modelos pequeños que se colocan sobre la mesa y son utilizados en clínicas y consultorios, hasta grandes unidades capaces de manejar carritos de carga de materiales.

- **Esterilizadores de pre-vacío:** Estos equipos tienen una bomba de vacío, o sistema de Venturi, para retirar el aire de la cámara rápidamente en forma de pulsos, de modo que el vapor ingrese a la cámara a mayor velocidad, mejorando la eficiencia del autoclave al eliminar las bolsas de aire e incrementar la velocidad del proceso, incluso cuando operan a la misma temperatura que los esterilizadores de desplazamiento de gravedad (121°C o 132º C). Constituye un sistema mucho más eficiente que otros. La ventaja de este sistema radica en que la penetración del vapor es prácticamente instantánea aún en materiales porosos. Además con este método, los períodos de esterilización son menores debido a la rápida remoción del aire tanto de la cámara como de la carga y la mayor temperatura a la que es posible exponer los materiales. Las autoclaves con bomba de vacío funcionan a temperaturas de 121ºC a 132ºC en períodos de 4 a 18 minutos.

- **Autoclaves instantáneas (flash):** Son esterilizadores especiales de alta velocidad que generalmente los ubican entre los quirófanos para procesar los instrumentos desempaquetados y para usos de extrema urgencia. Estos esterilizadores operan a 134°C durante 3 o 4 minutos. Este método de esterilización debe ser evitado, ya que el material es esterilizado sin embalaje y el ciclo elimina el secado; por lo tanto, la recontaminación del mismo se verá favorecida.

3.1.2.2. Químicos. Estos métodos se utilizan solamente en los casos en que los materiales no soporten el calor y su naturaleza lo permita. La esterilización por agentes químicos por inmersión hecha de forma manual será siempre el último método de elección. Estos procesos son difíciles de controlar, con una gran probabilidad de recontaminación durante el enjuague o el secado, y no permiten el almacenado posterior. Los equipos automatizados aumentan la seguridad del proceso de esterilización. Sin embargo, estos equipos requieren de controles y de operadores bien entrenados y capacitados para su manejo (Acosta G, Andrade S, 2008).

3.1.2.2.1. Glutaraldehído. Este desinfectante que puede ser ácido o alcalino, se utiliza como un desinfectante de alto nivel, y puede usarse en una concentración del 2 % para fines de esterilización. La duración del tiempo de contacto necesaria para esterilizar es de aproximadamente 10 horas. Tiene un amplio espectro de actividad antimicrobiana, es activo ante la presencia de materia orgánica e inactiva rápidamente los microorganismos, excepto las esporas. Fáciles de usar, son relativamente no corrosivos.

3.1.2.2.2. Peróxido de hidrógeno. Es un desinfectante muy poco utilizado por no existir comercialmente en el mercado. En general, el peróxido de hidrógeno a una concentración del 6% es esporicida pero muy corrosivo cuando se utiliza en instrumentos delicados y endoscopios de fibra óptica.

3.1.2.2.3. Formaldehído. El uso del formaldehído está dirigido a todos los materiales que se utilizan para hemodiálisis. La esterilización se consigue a la concentración del 8% por 24 horas de inmersión. El formaldehído ha sido cuestionado en la actualidad debido a su alta toxicidad.

3.1.2.3. Esterilización química por óxido de etileno. En general se puede esterilizar por ETO cualquier artículo termolábil, con la única recomendación de controlar la aireación, si el artículo es poroso. El óxido de etileno (en inglés, ETO), es un agente alquilante y el proceso por el cual el óxido de etileno destruye los microorganismos es por alquilación: reemplazando el átomo de hidrógeno en una molécula del organismo con un grupo alquilo, evitando que la célula realice su metabolismo o se reproduzca. Las características del ETO hacen que la esterilización de materiales sea posible en condiciones especiales y controladas. Sólo se considera efectiva, si se utilizan equipos que garanticen los parámetros necesarios para la esterilización tales como temperatura, humedad, tiempo de exposición, presión, y concentración del agente.

CAPÍTULO IV

4.1 Conservación

Una vez que un material está estéril puede mantener esta condición si está protegido en la forma apropiada en zonas cerradas, limpias y preservadas de constantes movimientos; la duración de la esterilidad de un material no está relacionada directamente con el tiempo, sino con factores que comprometen su exposición al medio ambiente (Nastri & Molgatini, 2003).

Según Barrancos & Barrancos (2015), al almacenar los materiales estériles se deben tomar una serie de precauciones:

- Controlar el acceso a las áreas de almacenamiento de materiales estériles.
- Mantener el área de almacenamiento limpia, libre de polvo, sucio e insectos.
- Controlar la temperatura y la humedad de las áreas de almacenamiento.
- La temperatura ideal debe estar por debajo de 26ºC y la humedad relativa entre 30 y 60%.
- Los períodos prolongados de almacenamiento en lugares tibios y húmedos, pueden producir condensación de humedad sobre el material de empaque.
- Utilizar preferiblemente estantes cerrados para colocar el material.
- Dejar que los materiales que salen del horno o la autoclave alcancen la temperatura ambiente antes de ser almacenados; de esta forma se evita la condensación dentro del empaque Los materiales estériles pierden su esterilidad cuando se produce cualquier ruptura del empaque, accidental o no, durante su transporte, almacenamiento o al humedecerse el material de empaque. Es importante no manipular los materiales estériles con las manos húmedas, ni colocarlos sobre superficies mojadas (Higashida, 2009)

CAPÍTULO V

5.1. Microorganismos

5.1.1 Bacterias. Son células procariotas que poseen un tamaño que oscila entre 2 y 10 um. Por su morfología las bacterias se clasifican en cocos cuando tienen forma redondeada y bacilos, cuando presentan forma alargada.

En cuanto a la forma de su pared las bacterias se clasifican en dos grupos, las Gram positivas: que poseen solo peptidoglicano; y los gramnegativos: que tienen adosado por fuera del peptidoglicano una membrana la cual es rica en lipopolisacáridos; De igual manera Para el desarrollo de su metabolismo algunas bacterias necesitan oxígeno (bacterias aerobias); para otras el oxígeno resulta letal (bacterias anaerobias) y algunas pueden multiplicarse tanto en presencia como en ausencia de oxígeno (bacterias facultativas). Muchas bacterias de interés en medicina se multiplican abundantemente en medios de cultivo de formulación sencilla, semejantes a un caldo casero, incubados a 37 °C (Jawetz, Melnick, & Adelberg, 2011).

En lo que respecta a Salud la microbiota bacteriana oral está formada principalmente por *Streptococcus mitis, Streptococcus gordonii, Veillonella, Streptococcus oralis, Streptococcus sanguis, Actinomyces y Streptococcus salivarius*, cuyos componentes microbianos normales hacen una contribución importante al homeostasis tisular en la cavidad oral. Mientras que en enfermedad podemos encontrar desde la familia de *Streptococcus, Actinomyces y Lactobacilli* principales microorganismos causantes de caries dental; Además de *Actinomyces viscosus, Fusobacterium, Prevotella intermedia, Porphyromonas Endodontalis, Porphyromonas gingivalis, Aggregatibacter actinomycetemcomitans,* entre otros, presentes en enfermedad periodontal (Lamont, Hajishengallis, & Jenkinson, 2015).

5.1.2. Hongos. Los hongos están formados por células eucariotas, estos pueden reproducirse por medio de procesos asexuales mediante división binaria o formando esporas asexuales; o a través de esporas sexuales. Los hongos pueden ser unicelulares o pluricelulares. Los primeros están formados por células aisladas redondas u ovaladas, denominadas levaduras. Los pluricelulares están constituidos por células alargadas que crecen por extensión de sus extremos, estos hongos, se denominan mohos que al crecer forman matas de filamentos entrelazados. los hongos que son miembros normales de la flora microbiana oral, el más frecuente es el *Cándida Albicans* pero puede causar enfermedad en la cavidad bucal (Lamont, Hajishengallis, & Jenkinson, 2015).

5.1.3 Virus. Los virus están formados por un fragmento de ácido ribonucleico o desoxirribonucleico, rodeado por proteínas llamadas capsómeros, que forman una cubierta denominada cápside; según la forma de la nucleocápside, se diferencian dos tipos de virus: los que presentan apariencia esférica porque los capsómeros se disponen formando un icosaedro, y los helicoidales o alargados, en los que los capsómeros se sitúan alrededor y a lo largo de la cadena de ácido nucleico. Los virus que se encuentran presentes en la cavidad oral o en la circulación pueden incrementar el riesgo de infección para el personal que trata al paciente. (Harvey, 2008).

5.2 Cultivo de Microorganismos

El cultivo es el proceso de proliferación de microorganismos al proporcionarles un entorno con condiciones apropiadas. Los microorganismos en proliferación producen réplicas de sí mismos y necesitan los elementos presentes en su composición química. Los nutrientes deben proporcionar estos elementos en una forma que sea accesible desde el punto de vista metabólico. Además, los microorganismos requieren energía metabólica para sintetizar macromoléculas y mantener gradientes químicos esenciales a través de sus

membranas. Los factores que deben controlarse durante la proliferación incluyen nutrientes, pH, temperatura, aireación, concentración de sales y fuerza iónica del medio. (Jawetz, Melnick, & Adelberg, 2011).

5.2.1. Métodos de cultivo. Deben considerarse dos problemas: elección del medio de cultivo apropiado y aislamiento de un microorganismo bacteriano.

5.2.1.1 Medios de Cultivo. Jewetz 2015, nos indica que la técnica y medio de cultivo utilizados dependen de la naturaleza de la investigación. En términos generales, pueden encontrarse tres situaciones: 1) tal vez sea necesario cultivar un grupo de células de una especie en particular que se encuentran a la mano; 2) puede ser necesario establecer el número y tipo de microorganismos presentes en un material dado, o 3) podría desearse el aislamiento de un tipo particular de microorganismo a partir de una fuente natural.

*5.2.1.1.1. Desarrollo celular de una especie dada***.** Los microorganismos observados en el microscopio pueden proliferar en su ambiente natural y pueden ser extremadamente difíciles de hacer crecer en un medio de cultivo artificial puro. Ciertas formas parasitarias nunca han sido cultivadas fuera del hospedador. Sin embargo, en términos generales puede diseñarse un medio de cultivo apropiado para reproducir cuidadosamente las condiciones encontradas en el entorno natural del microorganismo ya que la contribución por el entorno en que se desarrolla el microorganismo es importante y difícil de analizar.

5.2.1.1.2. Estudio microbiológico de materiales naturales. Un material dado puede contener muchos microambientes diferentes y cada uno proporciona un nicho para diferentes especies. El cultivo de una muestra de material bajo cierto grupo de condiciones permitirá que un grupo selecto de formas produzca colonias, pero podría ocasionar que se pasen por alto muchos otros tipos. Por tal razón, se acostumbra cultivar las muestras de mar utilizando diversos medios de cultivo con diferentes condiciones de incubación, según

sea posible en condiciones prácticas. Cada tipo de microorganismo debe tener la posibilidad de proliferar, por lo que se utilizan medios sólidos para evitar el aglomera miento de colonias.

5.2.1.1.3. Aislamiento de un microrganismo en particular. Una pequeña muestra de tierra, si se manipula de manera apropiada, permite el cultivo de diferentes tipos de microorganismos en cada microentorno presente. Para la tierra fértil (húmeda, aireada, rica en minerales y material orgánico) esto significa que pueden aislarse cientos o incluso miles de tipos bacterianos, lo cual se lleva a cabo al seleccionar el tipo deseado, es así por ejemplo que cuando el cultivo de azobacterias se ha desarrollado por completo, el porcentaje en la población total se habrá incrementado en gran medida; este método se denomina "cultivo enriquecido". El enriquecimiento de cultivos es un procedimiento por medio del cual se prepara el medio de cultivo para duplicar el ambiente natural ("nicho") del microorganismo deseado, por lo que se permite su selección.

5.2.1.2 Tipos de medios de cultivo. Los descritos por (Prats 2006) son:

5.2.1.2.1. Medios Usuales. Contienen las sustancias nutritivas mínimas para el crecimiento de las bacterias metabólicamente no exigentes, como el *colibacilo* o los *estafilococos.* Se preparan con una infusión de carne, añadiéndose agar cuando se desea obtener un medio sólido. Los medios usuales se emplean como tales para el cultivo de las bacterias no exigentes, pero también son utilizados como base para la preparación de otros medios (enriquecidos o selectivos).

5.2.1.2.2. Medios enriquecidos. Son medios usuales a los que se añade suero, sangre o factores esenciales específicos, como vitaminas o cofactores. Permiten el crecimiento de las bacterias exigentes en requerimientos nutritivos, como los estreptococos, el neumococo, el gonococo, las bacterias hemofilias, y otras que no crecen bien en los

medios usuales. Además, en los medios con sangre puede observarse si alrededor de la colonia se ha producido un halo de hemolisis por acción de las hemolisinas liberadas por las bacterias. Las colonias pueden producir una hemolisis total, de modo que el agar se vuelve transparente alrededor de la colonia. Todas estas características (tamaño, forma, hemolisis.) permiten detectar la presencia de diversos tipos de colonias y orientar sobre el microorganismo que las forma.

Prats 2006, nos dice que desde el punto de vista de su finalidad, los medios se pueden clasificar en:

- **Medios de aislamiento.** Los medios utilizados para el aislamiento de las bacterias por la técnica de agotamiento han de ser sólidos, según se ha explicado anteriormente. Estos medios deben ser nutricionalmente adecuados para las bacterias que se desea aislar; es decir, usuales para bacterias no exigentes y enriquecidos para las exigentes.

Entre los principales tenemos:

- **Agar sangre.** Se prepara añadiendo 5% de sangre de carnero a un agar base rico, como el agar Columbia, agar brucela, TSA, agar GC y otros. Cuando se pretende leer la hemolisis, se debe preparar el medio sin azucares (glucosa u otros).

- **Agar cistina lactosa electrolito deficiente (CLED).** Es un medio que se utiliza principalmente para el urinocultivo; no contiene NaCl, por lo que impide la invasión de los proteos, y la presencia de cistina permite el crecimiento de bacterias más exigentes.

- **Medios selectivos:** Cuando de una mezcla bacteriana interesa aislar específicamente un solo tipo de bacteria que está en escasa cantidad, es recomendable utilizar medios selectivos. Dichos medios permiten el crecimiento de esa bacteria, inhibiendo al resto

de las existentes en la muestra. Diversas sustancias añadidas a un medio de cultivo pueden cumplir esta función, entre otras el cloruro sódico a concentración elevada. Entre los principales tenemos:

- **Agar MacConkey**. Es un medio selectivo para bacilos gramnegativos no exigentes (*enterobacterias, pseudomonas*) debido a la incorporación de sales biliares y cristal violeta. Contiene, además, lactosa y rojo neutro, por lo que permite diferenciar las colonias rojas características de las bacterias que atacan a la lactosa (*E. coli, Klebsiella,* etc.) de las que no la atacan que son incoloras (*Salmonella, Shigella, Yersinia, Proteus*).

- **Agar eosina azul de metileno (EMB).** Es un medio selectivo diferencial para bacterias gramnegativas no exigentes. Los colorantes contenidos en el medio inhiben el crecimiento de las bacterias grampositivas, excepto el de *enterococo*. Con ello, se permite la diferenciación de las *enterobacterias* fermentadoras de la lactosa (color violeta intenso) de las no fermentadoras (grisáceas).

- **Medios selectivo-diferenciales.** En los medios selectivos siempre crecen algunas bacterias diferentes a la buscada, por ello, para diferenciar las distintas colonias, se añade a los medios selectivos sustancias que confieren un color diferente a las colonias según la distinta actividad metabólica de las bacterias que las forman, convirtiéndolos en medios selectivo-diferenciales.

- **Medios para resiembra.** Cuando en los medios de aislamiento se observan colonias, debe transferirse una colonia de cada tipo, mediante el asa, a un nuevo medio que permita su crecimiento en cultivo puro para su identificación. Este proceso se denomina resiembra.

- **Medios para identificación, antibiograma y conservación**. Con la suspensión de la colonia en solución salina o la resiembra, se procede a la identificación metabólica de la bacteria, inoculando diversos medios de identificación que permiten revelar las diferentes reacciones bioquímicas del microorganismo. El estudio de la sensibilidad a los antibióticos (antibiograma) también requiere el empleo de medios adecuados. La conservación en un archivo de las cepas aisladas se puede realizar sembrándolas en medios adecuados denominados "medios de conservación". Estos deben guardarse, después de incubados, en un lugar fresco, lo que permite mantener las cepas viables durante un tiempo variable según el microorganismo.

5.3. Diagnostico Bacteriológico

Prats (2013), nos describe ciertos parámetros a tomar en cuenta para un correcto diagnóstico de bacterias:

5.3.1 El asa bacteriológica. El asa bacteriológica, constituye un instrumento básico en bacteriología. Consta de un mango de unos 20 cm de longitud en cuyo extremo lleva adosado un filamento de platino que acaba en un bucle. Estos metales tienen la propiedad de alcanzar rápidamente temperaturas altas cuando se exponen a una fuente de calor (la llama de un mechero o mejor una resistencia eléctrica), y de enfriarse de nuevo rápidamente en pocos segundos. Ello permite tocar con el extremo de nicrom el material que contiene los microorganismos, efectuar las extensiones en los portaobjetos o las siembras en los medios de cultivo y esterilizar después por el calor el extremo de nicrom, que se enfría rápidamente, y en pocos segundos puede utilizarse de nuevo, lo que facilita la rapidez de las manipulaciones. En la actualidad existen asas de plástico estériles desechables.

5.3.2 Observación microscópica. Las bacterias y otros microorganismos son de difícil visualización cuando se examinan directamente al microscopio sin teñir, por ello se utilizan diversas coloraciones que facilitan su observación. Existen varias tinciones empleadas en bacteriología, pero las más utilizadas son la de Gram y la de Ziehl-Neelsen. Para efectuar una tinción bacteriana, el primer paso consiste en la preparación del frotis o extensión del material a observar sobre un portaobjetos de vidrio, mediante un asa de nicrom o una pipeta, de modo que se obtenga una película homogénea de dicho material.

5.3.2.1 La tinción de Gram. Esta tinción, además de facilitar la observación de las bacterias, permite diferenciarlas en dos grupos: grampositivas y gramnegativas. En la primera parte de la tinción la preparación se baña con violeta de genciana, quedando todas las bacterias teñidas de color violeta ultramar intenso. Al cubrirse posteriormente la preparación con una mezcla de alcohol y acetona algunas bacterias conservan dicha coloración, mientras que otras se decoloran y la pierden totalmente.

Las que conservan la coloración violeta se denominan grampositivas, y las que la pierden, gramnegativas.

En la segunda parte de la tinción se hace actuar un colorante que contraste notablemente con el primero para teñir las bacterias gramnegativas que han quedado decoloradas. Si se utiliza la fucsina diluida o la safranina, adquieren el color rosado. El carácter grampositivo (violeta intenso) o gramnegativo (rosa suave) de las bacterias depende de la estructura de su pared.

La tinción de Gram es la más utilizada de todas las tinciones bacteriológicas, ya que permite visualizar la mayoría de las bacterias. La tinción consigue: 1) facilitar la observación nítida de las bacterias y, por tanto, su diferenciación en formas redondeadas,

denominadas cocos, y formas alargadas, denominadas bacilos, y 2) su clasificación en función de su apetencia tintórea en grampostivas y gramnegativas.

5.4. Identificación Microbiológica

Para iniciar la identificación de las bacterias que crecen en aerobiosis hay que practicar una extensión de una colonia en un portaobjetos y realizar una tinción de Gram. De este modo, las bacterias pueden clasificarse por su morfología y apetencia tintorea en cuatro grupos: 1) cocos gram positivos, 2) cocos gramnegativos, 3) bacilos grampositivos y 4) bacilos gramnegativos. Cada uno de los cuatro grupos señalados incluye numerosos géneros bacterianos y su identificación puede orientarse mediante pruebas sencillas, como el aspecto de las colonias, sus exigencias nutritivas (crecimiento en medios usuales, crecimiento en medios enriquecidos), el tipo respiratorio (aerobios estrictos o facultativos), el crecimiento en medios selectivos, la producción de enzimas como la catalasa, la citocromoxidasa, la posesión de flagelos constatada por la movilidad de las bacterias, la formación de esporas y otras; algunos de los métodos para identificar microorganismos son (Prats, 2013):

5.4.1. Catalasa. Se estudia la hidrolisis del peróxido de hidrogeno (agua oxigenada) por la catalasa, dando lugar a agua y oxígeno. Se pone una gota de peróxido de hidrogeno de 110 vol. al 30% sobre un portaobjetos y con un palillo se efectúa en ella una emulsión de una colonia. Si la bacteria posee catalasa, la liberación de oxigeno se observara por la aparición de burbujas. Tenemos que si una muestra es positiva: se observan burbujas en el agua oxigenada; y es negativa: si no se observan burbujas.

5.4.2. Oxidasa. Se detecta la presencia de la citocromoxidasa (citocromo C) presente en la cadena respiratoria de las bacterias. Se realiza según dos métodos: uno emplea el oxalato de Ndimetil parafenilendiamina que, oxidado por el sistema citocromo C de las

bacterias, se transforma en un compuesto de color violeta oscuro; el otro método utiliza una solución de clorhidrato de tetrametil parafenilendiamina al 1% que, al ser oxidado por el citocromo C, se transforma en un compuesto purpura. El resultado es positivo si la coloración es violeta o purpura; y es negativa si se presenta incolora.

5. MATERIALES Y MÉTODOS

La presente investigación fue de carácter experimental, comparativa y transversal ya que se realizaron pruebas de laboratorio para la obtención de resultados entre el calor seco y calor húmedo en un momento temporal específico, así mismo para el desarrollo de la investigación se necesitó seguir los protocolos de desinfección ideales, y someterlos a los dos tipos de esterilización para corroborar la eficacia. La toma de muestras y esterilizado se realizó en el área de esterilización de la clínica odontológica de la Universidad Nacional de Loja.

5.1. Muestra

La población la constituyeron todas las curetas contaminadas en procesos de raspado y alisado de la clínica integral de Odontología de la Universidad Nacional de Loja, dando a lugar a una población desconocida, infinita y homogénea. La muestra estuvo conformada por 70 curetas que cumplieron los criterios de inclusión y exclusión.

5.2. Criterios de inclusión y exclusión

Los criterios de inclusión corresponden a todas aquellas curetas en perfectas condiciones, desinfectadas previamente, identificadas, empaquetadas en fundas de esterilización y con registro de esterilizado en autoclave y entregadas por parte del investigador; las mismas que fueron utilizadas en procedimientos periodontales de raspado y alisado en previa atención odontológica en la clínica integral de Odontología de la Universidad Nacional de Loja y en pacientes que ofrecieron su consentimiento informado de manera voluntaria.

Siendo así se excluyó aquellas curetas que no cumplieron con los criterios de inclusión presentados por el investigador.

5.3. Procedimiento

Antes de comenzar con el desarrollo de la investigación de campo, se procedió a realizar una etapa preliminar, denominada prueba piloto, la misma que se realizó con la finalidad de disminuir el margen de error, estandarización de protocolos en las diversas etapas de la investigación y controles de calidad de los materiales, equipos de esterilización y curetas a utilizarse en el desarrollo del estudio; concluida esta etapa se inicia con la fase definitiva de aplicación que por fines de investigación se dividió en tres fases las cuales consisten en: Obtención y transporte de la muestras, Laboratorio y Análisis de datos.

5.3.1. Etapa Preliminar – Prueba Piloto. Para la prueba piloto se tomaron 14 muestras iniciales 1 de cada subgrupo (grupos y subgrupos se detallan a continuación) contaminadas en pacientes cuyo tratamiento periodontal se llevó a cabo en la clínica integral de la Universidad Nacional de Loja, posterior a ello en el Laboratorio de Microbiología se sembró las muestras en agar EMB y CLED y se incubó 48 h a 37 °C y se analizó los resultados (Fig. 1)**.** Las curetas contaminadas se sometieron a 2 procesos de desinfección: 35 desinfección ideal previa y 35 sin desinfección para luego ser empaquetadas de forma individual y posterior ser sometidos a los procesos de esterilización.

Una vez obtenidos los resultados se pudo estandarizar el protocolo ideal de desinfección previa antes del uso en paciente (colocar el instrumental en jabón enzimático, cepillado, enjuague, lavado con glutaraldehído y enjuague con agua destilada). Así como también se logró establecer los protocolos de esterilización para el instrumental, el medio de transporte, cajas Petri; se determinó que el tiempo de contacto entre el instrumento y el medio de transporte requiere de 24 horas, además se logró esclarecer que para el inicio de

cualquier actividad conviene realizar controles de calidad: esterilizadores, agares, agua destilada y curetas auto clavadas que permitieron evidenciar contaminación externa proveniente del agua destilada y de las cajas Petri que no eran esterilizadas previo a su uso. (Fig. 2)

Figura 1. Obtención de muestras para prueba piloto.
Fuente: Rey, 2018.

Figura 2. Crecimiento bacteriano asociado a agentes externos como es cajas Petri no esterilizadas.
Fuente: Rey, 2018.

5.3.2. Fase Definitiva

Una vez hecha la fase preliminar se estandarizo que en 35 de 70 curetas Gracey marca Dental USA, que hayan sido utilizadas en procesos de raspado y alisado se empleara una

desinfección ideal previa a la esterilización, la cual consta de: Introducir el instrumental en el jabón enzimático con las indicaciones del fabricante, una vez transcurrido ese tiempo se enjuago y se desinfecto con glutaraldehído al 2%, al final se enjuago con agua destilada. Las 35 curetas restantes no se desinfectaron, simplemente se lavó manualmente con agua y jabón. (fig. 3 y 4)

El esterilizador de calor seco E1 que se utilizo fue la estufa del comercial Aguilar, mientras que el esterilizador de calor seco E2 utilizado fue el horno Pasteur marca Dalvo, para ambos esterilizadores la temperatura fue de 160º durante 1 hora y durante 2 horas. El esterilizador de calor húmedo Autoclave fue de la marca Gnatus que trabaja a 121º durante 15 minutos a 2atm.

5.3.2.1 Obtención y transporte de muestras. En esta fase se utilizó instrumental que fue codificado adecuadamente, al mismo se aplicó el proceso de desinfeccion, se empaco de manera individual en bolsas plásticas (Starline, tamaño 9x23cm) para continuar con los procesos de esterilización en autoclave por 15 min a 121°C (Fig. 5).

5.3.2.1.1 Grupos de estudio.: Se utilizaron 70 curetas divididas en 2 grupos: el Grupo 1(S) conformado por 60 las cuales se organizaron en 12 subgrupos de 5 curetas cada uno sometidas a calor seco (subgrupos S1A, S1B, S2A, S2B, S3A, S3B, S4A, S4B, S5A, S5B, S6A, S6B) utilizando 2 esterilizadores (E1 – E2); A y B en el esterilizador E1 corresponden a la posición del instrumental en el esterilizador A: superior y B: inferior. El Grupo 2(H): con 10 curetas organizadas de igual forma en 2 subgrupos los cuales recibieron el ciclo de autoclavado. Es así que para fines de investigación se dividieron los dos grupos en subgrupos a los que se establecieron diferentes parámetros, codificándose de la siguiente manera (Fig. 6-7-8-9-10-11-12-13):

S1A: Desinfección + esterilización en esterilizador N.1 durante 1 hora en zona superior.

S1B: Desinfección + esterilización en esterilizador N.1 durante 1 hora en zona inferior.

S2A: Sin Desinfección + esterilización en esterilizador N.1 durante 1 hora en zona superior.

S2B: Sin Desinfección + esterilización en esterilizador N.1 durante 1 hora en zona inferior.

S3A: Desinfección + esterilización en esterilizador N.1 durante 2 horas en zona superior.

S3B: Desinfección + esterilización en esterilizador N.1 durante 2 horas en zona inferior.

S4A: Sin Desinfección + esterilización en esterilizador N.1 durante 2 horas en zona superior.

S4B: Sin Desinfección + esterilización en esterilizador N.1 durante 2 horas en zona inferior.

S5A: Desinfección + esterilización en esterilizador N.2 durante 2 horas.

S5B: Sin Desinfección + esterilización en esterilizador N.2 durante 2 horas.

S6A: Desinfección + esterilización en esterilizador N.2 durante 1 hora.

S6B: Sin Desinfección + esterilización en esterilizador N.2 durante 1 hora.

H7A: Desinfección + esterilización en Autoclave durante 15 min.

H7B: Sin Desinfección + esterilización en Autoclave durante 15 min.

Una vez establecidos los subgrupos y siguiendo las normas de bioseguridad se entregó el instrumental esterilizado y empaquetado a los estudiantes que atienden en la clínica odontológica, se entregaron a 10 operadores 70 curetas codificadas de manera secuencial

para cada grupo, los cuales efectuaron procedimientos de raspado y alisado (fig. 14). Una vez recogido el instrumental se realizó la correcta desinfección indicada en las 35 curetas y en las 35 curetas restantes se realizó un lavado con agua y jabón sin desinfección. Seguidamente se empaqueto y rotulo en bolsas de plástico (Starline, tamaño 9x23cm) para ser sometidos en los procesos de esterilización tanto de calor seco como de calor húmedo según los subgrupos establecidos anteriormente(fig. 15).

Una vez concluidos los procesos de esterilización y siguiendo las normas de bioseguridad, se retiró cuidadosamente el instrumental de la bolsa realizando un raspado mediante hisopo estéril, continuamente se colocó las curetas (una a una) en el tubo de medio de Stuart (Fig. 16). Recolectadas todas las muestras se realizó el traslado de los medios de Stuart al laboratorio para su análisis. El análisis microbiológico se realizó en el laboratorio clínico “San Pablo”.

Figura 3. Materiales para seguir el protocolo previo de desinfección correcta (colocar el instrumental jabón enzimático, cepillado, enjuague, lavado con glutaraldehído y enjuague con agua destilada)
Fuente: Rey, 2018

Figura 4. Lavado manual sin desinfección (uso de agua y jabón convencional). Desinfección empleada para el estudio (colocar el instrumental jabón enzimático, cepillado, enjuague, lavado con glutaraldehído y enjuague con agua destilada)
Fuente: Rey, 2018.

Figura 5. Instrumental codificado y empaquetado debidamente a los alumnos para emplear en el paciente. Procesos de raspado para obtención de la muestra.
Fuente: Rey, 2018.

Figura 6. Desinfección ideal + esterilización en esterilizador N.1 hora en zona superior.
Fuente: Rey, 2018.

Figura 7. Desinfección ideal + esterilización en esterilizador N.1 en zona inferior.
Fuente: Rey, 2018.

Figura 8. Desinfección errónea + esterilización en esterilizador N.1 en zona superior.
Fuente: Rey, 2018.

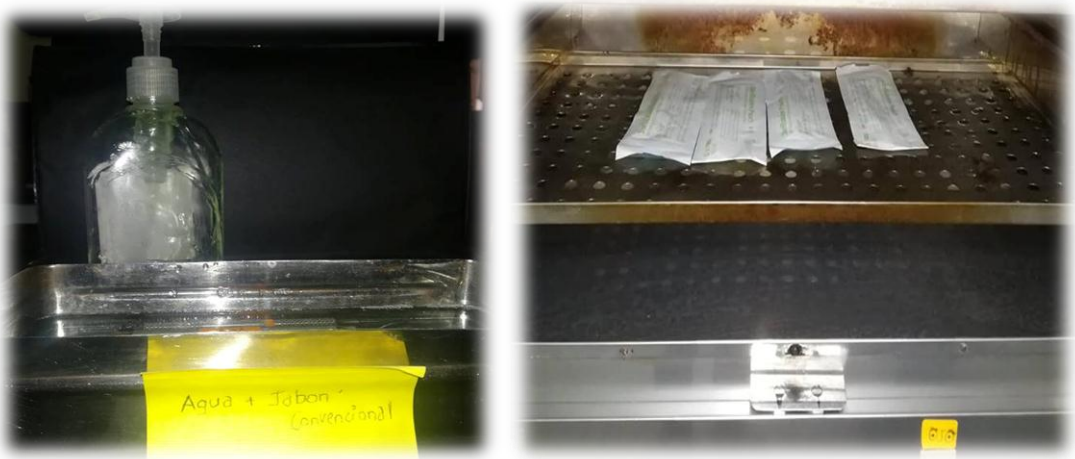


Figura 9. Desinfección errónea + esterilización en esterilizador N.1 en zona inferior.
Fuente: Rey, 2018.

Figura 10. Desinfección ideal + esterilización en esterilizador N.2.
Fuente: Rey, 2018.

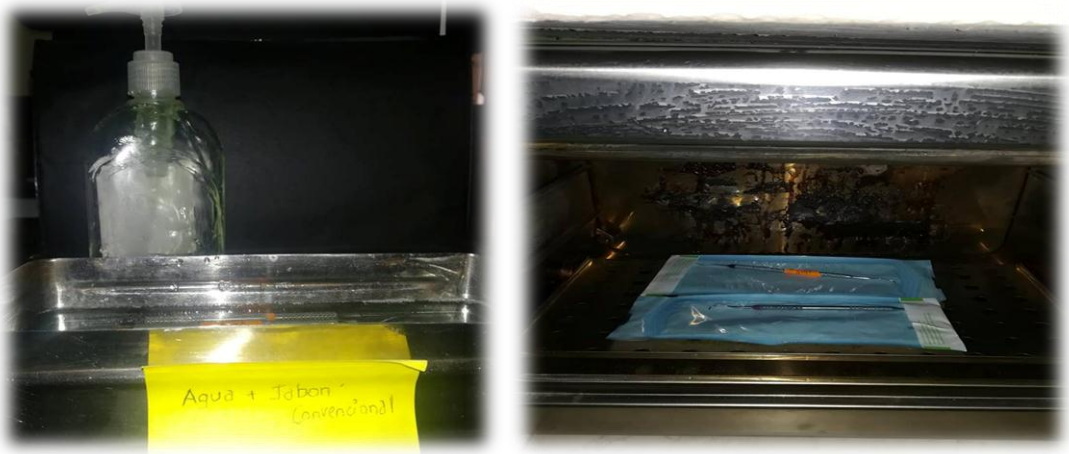


Figura 11. Desinfección errónea + esterilización en esterilizador N.2.
Fuente: Rey, 2018.

Figura 12. Desinfección ideal + esterilización en Autoclave.
Fuente: Rey, 2018.

Figura 13. Desinfección errónea + esterilización en Autoclave.
Fuente: Rey, 2018.

Figura 14. Procesos de raspado y alisado para obtención de la muestra.
Fuente: Rey, 2018

Figura 15. Empaquetado individual de las muestras previo a los procesos de esterilización.
Fuente: Rey, 2018.

Figura 16. Recolección de muestras mediante raspado del instrumental e introducción al medio de transporte de Stuart.
Fuente: Rey, 2018.

5.3.3. Fase laboratorio

5.3.3.1. Preparación de medios agar CLED y agar EMB. El agar CLED y agar EMB se preparó en matraces de Erlenmeyer bajo los requerimientos del fabricante, el contenido se protegió con papel aluminio y se autoclave a 121°C por 15 minutos. Al retirar los medios se dejaron enfriar luego se colocó en cajas bipreti desechables 4 ml de agar CLED y 4 ml de agar EMB en cada división, dentro de la cámara de seguridad; finalmente se conservó a una refrigeración entre 2 y 8 °C hasta su siembra. (Fig. 17)

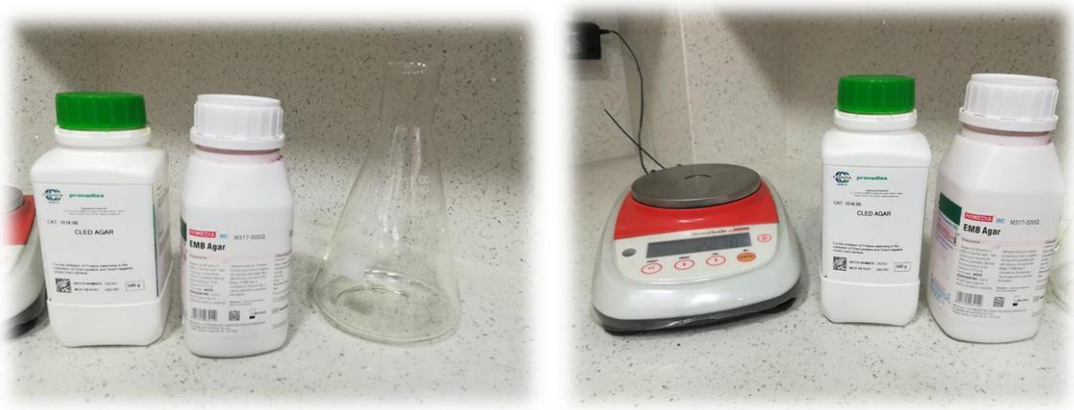


Figura 17. Preparación según el fabricante de los agar CLED y agar EMB.
Fuente: Rey, 2018.

5.3.3.2. Siembra de muestras. Se procedió a retirar los hisopos que fueron sumergidos en el medio de Stuart y se realizó la siembra con técnica de agotamiento, donde se tomó un

inóculo con asa estéril de forma ojal, se extendió sobre la superficie del agar mediante estrías en un ángulo de 45 °, y se incubó 37°C por 48h (Fig. 18 – 19 – 20).

Figura 18. Retiro del hisopo y preparación para su cultivo en el agar CLED y EMB, donde se realiza la técnica de agotamiento para su cultivo.
Fuente: Rey, 2018.

Figura 19. Extensión mediante estrías del inoculo por la superficie del agar, esto se lo realiza con una asa.
Fuente: Rey, 2018.

Figura 20. Proceso de incubación de las muestras a una temperatura de 37°C durante 48 horas para el análisis.
Fuente: Rey, 2018.

5.3.3.3. Análisis microbiológico. Tras la incubación se procedió hacer el análisis morfológico - macroscópico de las colonias, así como el análisis microscópico con ayuda

de la tinción de Gram, además de prueba de catalasa que ayudaron a la identificación. (Fig. 21 - 22 - 23)

Figura 21. Pruebas microscópicas para reconocer los microorganismos presentes.
Fuente: Rey, 2018.

Figura 22. Pruebas microscópicas para reconocer los microorganismos presentes.
Fuente: Rey, 2018.

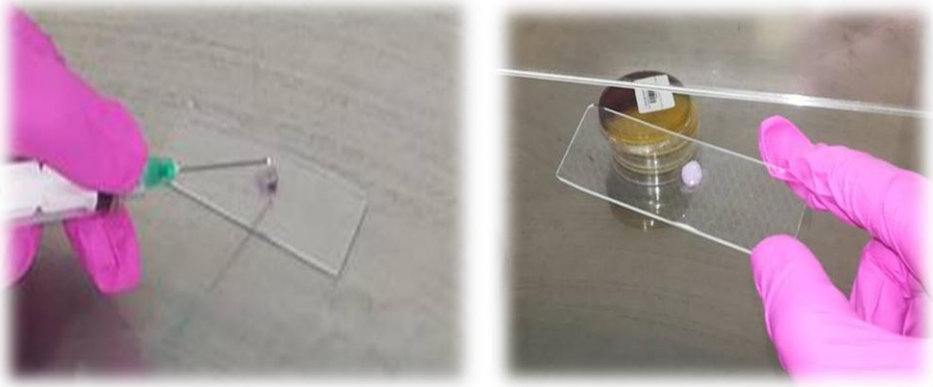


Figura 23. Pruebas microscópicas para reconocer los microorganismos presentes.
Fuente: Rey, 2018.

Figura 23. Adición de agua oxigenada a la muestra. Pruebas catalasa para ver si la muestra es positiva o negativa. Prueba de catalasa positiva vs negativa.
Fuente: Rey, 2018.

5.3.4. Análisis de datos. El análisis de los resultados se trabajó en el software IBM-SPSS versión 20.0 en español para Windows™ y Excel de Microsoft para Windows™, para comprobar nuestros objetivos.

El análisis estadístico de la investigación, se realizó mediante cuadros de distribución de frecuencias, gráficos e interpretación de datos que muestran de manera detallada el análisis descriptivo de los resultados;

6. RESULTADOS

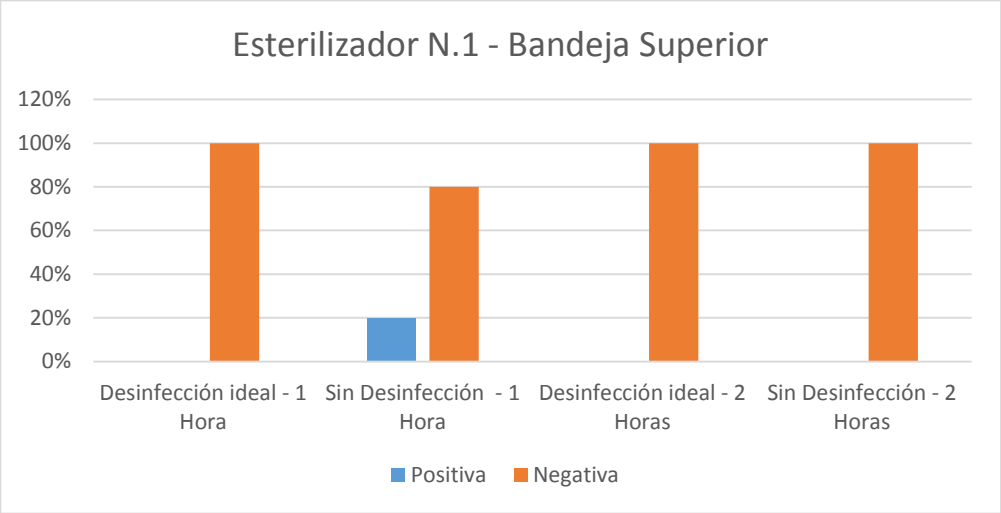
Tabla 1.

Eficacia del Esterilizador Nº1, en la zona superior durante 1 hora y 2 horas. Con previa desinfección y sin desinfección.

ESTERILIZADOR N.1 DE CALOR SECO								
ZONA SUPERIOR								
	1 HORA				2 HORAS			
	Desinfección ideal		Sin Desinfección		Desinfección Ideal		Sin Desinfección	
	N	%	N	%	N	%	N	%
Positiva	0	0%	1	20%	0	0%	0	0%
Negativa	5	100%	4	80%	5	100%	5	100%
TOTAL	5	100%	5	100%	5	100%	5	100%

Fuente: Fichas de recolección de datos
Elaboración: Autor

Gráfico 1. *Eficacia del Esterilizador Nº1, en la zona superior durante 1 hora y 2 horas. Con previa desinfección y sin desinfección.*



Fuente: Fichas de recolección de datos
Elaboración: Autor

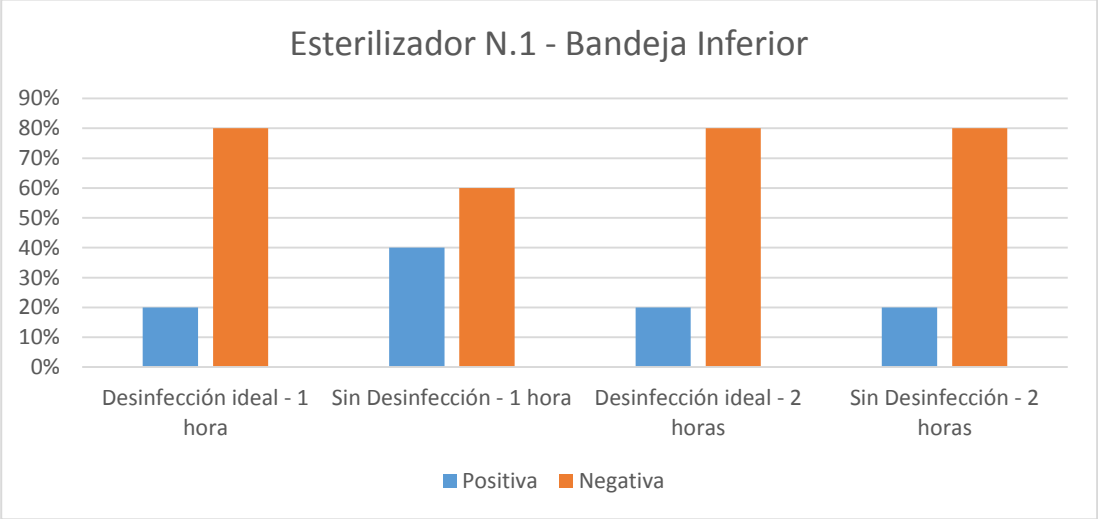
Interpretación. En los grupos que recibieron desinfección previa se obtuvo una eficacia del 100% indistintamente del ciclo de esterilizado (1 ò 2 horas). En los grupos sin desinfección se obtuvo el 20% de muestras contaminadas en el ciclo de esterilización de 1 hora y el 100% para las muestras que recibieron un ciclo de 2 horas.

Tabla 2. *Eficacia del Esterilizador Nº1, en la zona inferior durante 1 hora y 2 horas. Con previa desinfección ideal y sin desinfección.*

ESTERILIZADOR N.1 DE CALOR SECO								
BANDEJA INFERIOR								
	1 HORA				2 HORAS			
	Desinfección ideal		Sin Desinfección		Desinfección Ideal		Sin Desinfección	
	N	%	N	%	N	%	N	%
Positiva	1	20%	2	40%	1	20%	1	20%
Negativa	4	80%	3	60%	4	80%	4	80%
TOTAL	5	100%	5	100%	5	100%	5	100%

Fuente: Fichas de recolección de datos
Elaboración: Autor

Gráfico 2. *Eficacia del Esterilizador Nº1, en la zona inferior durante 1 hora y 2 horas. Con previa desinfección ideal y sin desinfección.*



Fuente: Fichas de recolección de datos
Elaboración: Autor

Interpretación. En los grupos con ciclos de esterilización a 2 horas, indistintamente que recibiera o no previa desinfección se obtuvo el 80% de eficacia. En los grupos que no recibieron desinfección previa en los ciclos de esterilización a 1 hora se presentó el 40% de contaminación. Mientras que los grupos con desinfección previa con ciclo de esterilización de 1 hora se obtuvo un 20% de muestras contaminadas.

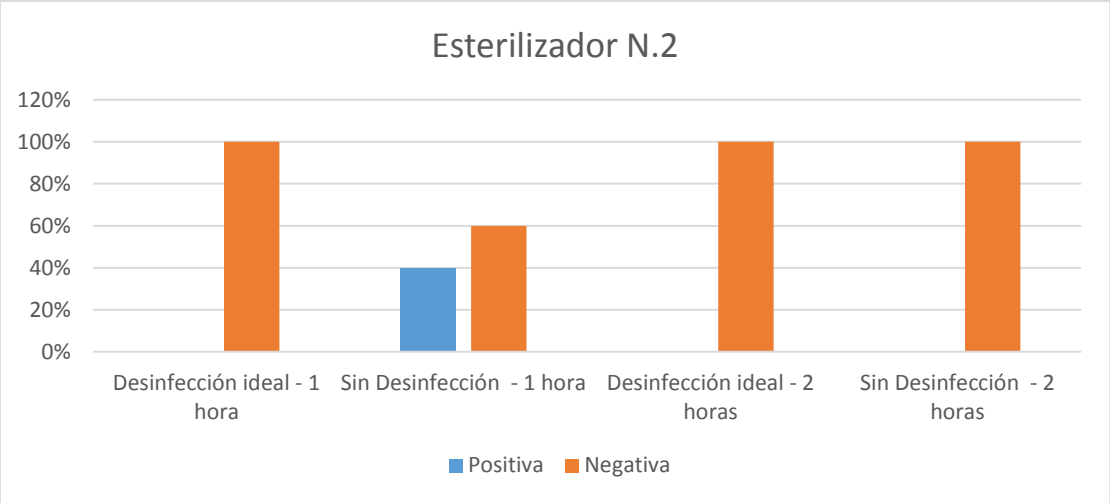
Tabla 3.

Eficacia del Esterilizador Nº2, durante 1 hora y 2 horas. Con previa desinfección ideal y sin desinfección previa.

ESTERILIZADOR N.2 DE CALOR SECO								
	1 HORA				2 HORAS			
	Desinfección ideal		Sin Desinfección		Desinfección Ideal		Sin Desinfección	
	N	%	N	%	N	%	N	%
Positiva	0	0%	2	40%	0	0%	0	0%
Negativa	5	100%	3	60%	5	100%	5	100%
TOTAL	5	100%	5	100%	5	100%	5	100%

Fuente: Fichas de recolección de datos
Elaboración: Autor

Gráfico 3. *Eficacia del Esterilizador Nº2, durante 1 hora y 2 horas. Con previa desinfección ideal y sin desinfección.*



Fuente: Fichas de recolección de datos
Elaboración: Autor

Interpretación. En los grupos que recibieron desinfección previa ideal indistintamente si el ciclo de esterilización fuese de 1 o 2 horas se obtuvo una eficacia del 100%. En el grupo que no recibió desinfección previa con ciclo de esterilización de 2 horas se obtuvo de igual manera una eficacia del 100%. En el grupo que no recibió desinfección previa y que cumplió el ciclo de esterilización a 1 hora se obtuvo un 40% de crecimiento bacteriano.

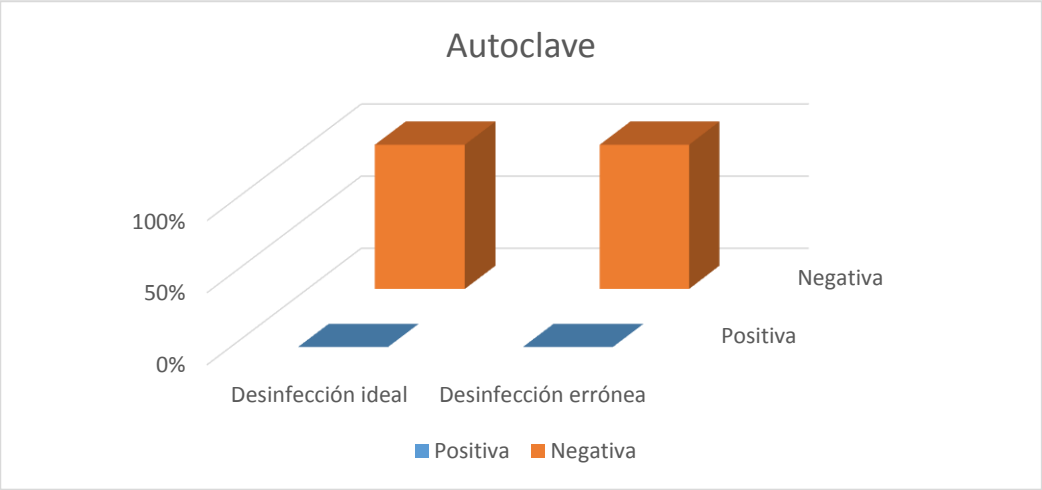
Tabla 4.

Eficacia del Autoclave, durante 15 minutos. Con previa desinfección ideal y errónea.

AUTOCLAVE CALOR HUMEDO				
15 Minutos				
	Desinfección ideal		Sin Desinfección	
	N	%	N	%
Positiva	0	0%	0	0%
Negativa	5	100%	5	100%
TOTAL	5	100%	5	100%

Fuente: Fichas de recolección de datos
Elaboración: Autor

Gráfico 4. *Eficacia del Esterilizador Nº2, durante 1 hora y 2 horas. Con previa desinfección ideal y sin desinfección.*



Fuente: Fichas de recolección de datos
Elaboración: Autor

Interpretación. En los grupos que recibieron ciclo de esterilización de 15 minutos indistintamente si recibieron o no desinfección previa se obtuvo 100% de eficacia de esterilización.

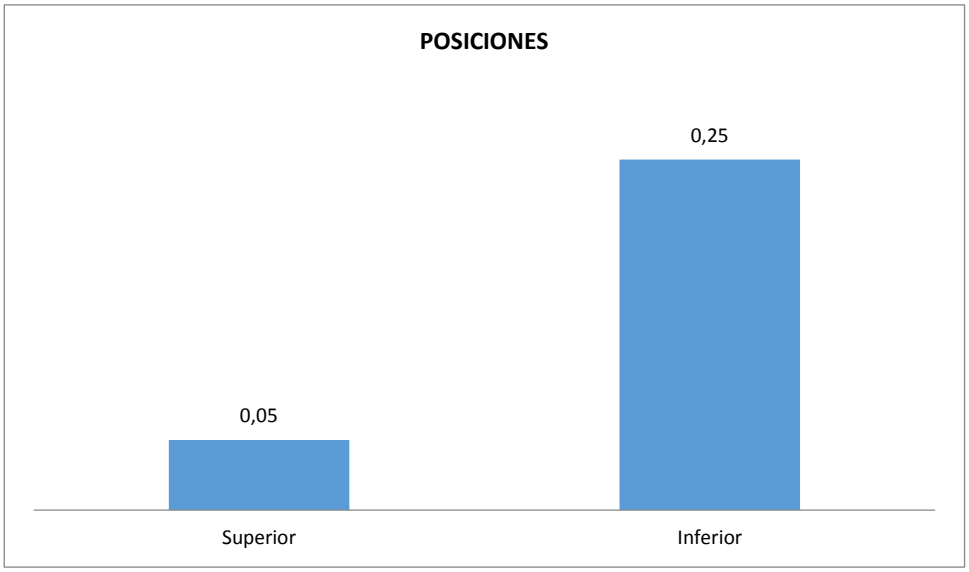
Tabla 5.

Comparación de resultados por posición del esterilizador Nº.1

Descriptivos				
RESULTADOS				
	N	**Media**	**Desviación estándar**	**Error estándar**
Esterilizador N.1, superior	20	0,05	0,212	0,047
Esterilizador N.1, inferior	20	0,25	0,489	0,109
Total	40	0,30	0.468	0,074

Fuente: Fichas de recolección de datos
Elaboración: Ing. Jaime Molina (Estadístico)

Gráfico 5. *Comparación de resultados por posición del esterilizador Nº.1*



Fuente: Fichas de recolección de datos
Elaboración: Ing. Jaime Molina (Estadístico)

Interpretación. Se observan mayores valores de contaminación se observan en la zona inferior del esterilizador N.1, y con el valor más bajo de contaminación el Esterilizador N.1, en la zona superior.

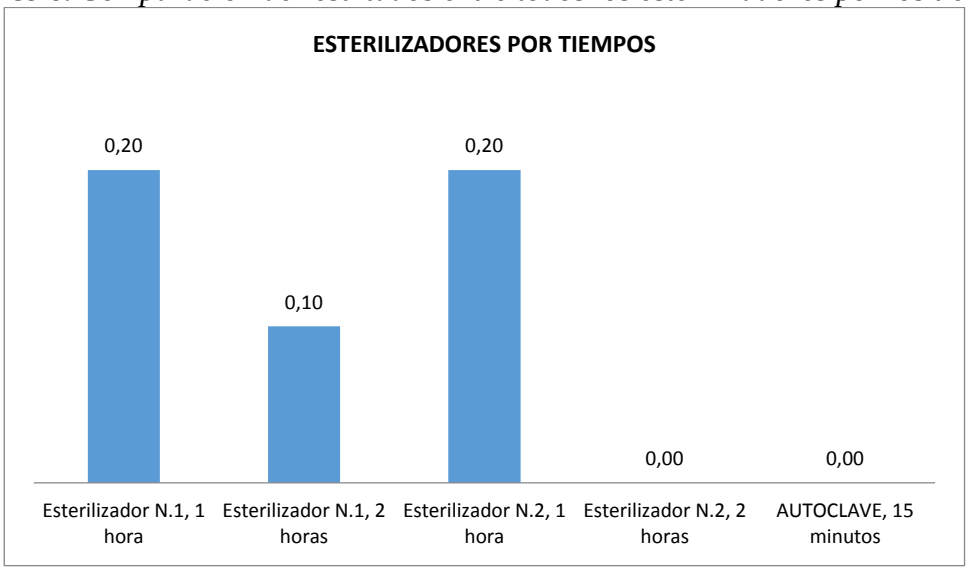
Tabla 6.

Comparación de resultados entre todos los esterilizadores por los tiempos

Descriptivos				
RESULTADOS				
	N	**Media**	**Desviación estándar**	**Error estándar**
Esterilizador N.1, 2 horas	20	0,10	0,285	0,064
Esterilizador N.1, 1 hora	20	0,20	0,651	0,146
Esterilizador N.2, 2 horas	10	0,000	0,000	0,000
Esterilizador N.2, 1 hora	10	0,20	0,569	0,180
AUTOCLAVE, 15 minutos	10	0,000	0,000	0,000
Total	70	0,114	0,612	0,073

Fuente: Fichas de recolección de datos
Elaboración: Ing. Jaime Molina (Estadístico)

Gráfico 6. *Comparación de resultados entre todos los esterilizadores por los tiempos*



Fuente: Fichas de recolección de datos
Elaboración: Ing. Jaime Molina (Estadístico)

Interpretación. Mayores valores de contaminación se observan en Esterilizador N.1, 1 hora, similares valores entre Esterilizador N.2, 1 hora y Esterilizador N.1, 2 horas, Esterilizador N.2, 2 horas y AUTOCLAVE sin contaminación.

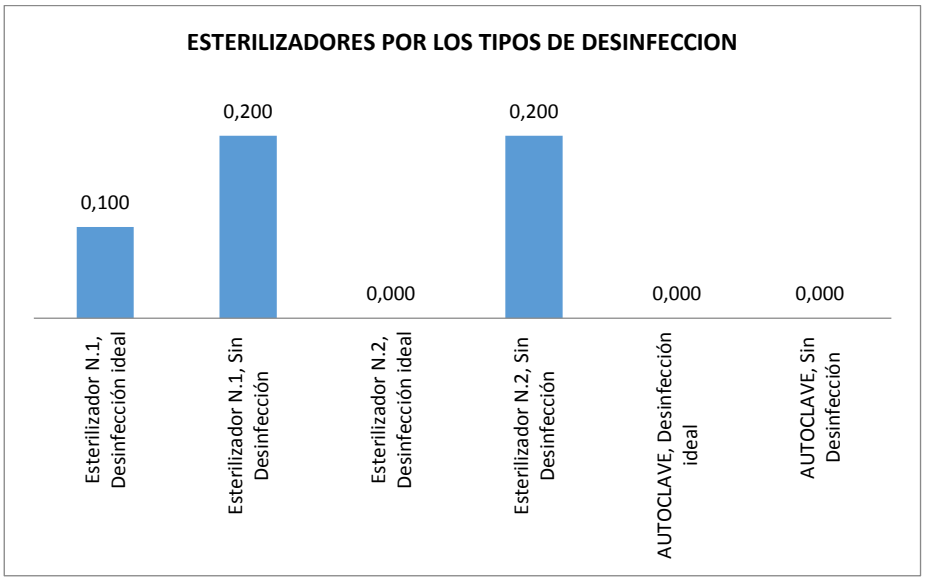
Tabla 7.

Comparación de resultados entre todos los esterilizadores por los tipos de desinfección

Descriptivos				
RESULTADOS				
	N	**Media**	**Desviación estándar**	**Error estándar**
Esterilizador N.1, Desinfección ideal	20	0,10	0,285	0,065
Esterilizador N.1, Sin Desinfección	20	0,20	0,651	0,145
Esterilizador N.2, Desinfección ideal	10	0,000	0,000	0,000
Esterilizador N.2, Sin Desinfección	10	0,20	0,402	0,127
AUTOCLAVE, Desinfección ideal	5	0,000	0,000	0,000
AUTOCLAVE, Sin Desinfección	5	0,000	0,000	0,000
Total	70	0,114	0,563	0,067

Fuente: Fichas de recolección de datos
Elaboración: Ing. Jaime Molina (Estadístico)

Gráfico 7. *Comparación de resultados entre todos los esterilizadores por los tipos de desinfección.*



Fuente: Fichas de recolección de datos
Elaboración: Ing. Jaime Molina (Estadístico)

Interpretación. Mayores valores de contaminación se obtienen en Esterilizador N.1, Desinfección errónea, le sigue Esterilizador N.2, Desinfección errónea, Esterilizador N.1, Desinfección ideal, por ultimo con valores negativos Esterilizador N.2, Desinfección ideal; AUTOCLAVE, Desinfección ideal y AUTOCLAVE, Desinfección errónea.

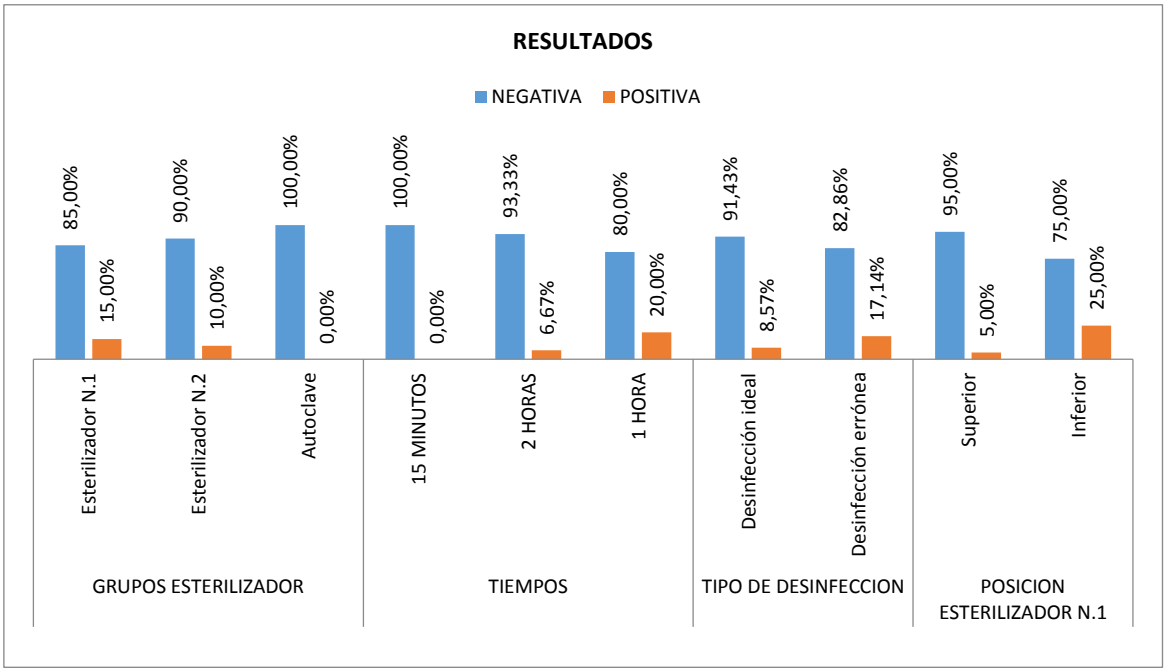
Tabla 8.

Tablas cruzadas: Conteo de los resultados con positivo y negativo

		RESUTADOS (N, P)						
		NEGATIVA		POSITIVA		Total		p =
VARIABLE	**TIPOS**	**Cant**	**%**	**Cant**	**%**	**Cant**	**%**	
GRUPOS ESTERILIZADOR	Esterilizador N.1	34	85,00%	6	15,00%	40	100,00%	0,075
	Esterilizador N.2	18	90,00%	2	10,00%	20	100,00%	
	Autoclave	10	100,00%	0	0,00%	10	100,00%	
TIEMPOS	15 MINUTOS	10	100,00%	0	0,00%	10	100,00%	0,125
	2 HORAS	28	93,33%	2	6,67%	30	100,00%	
	1 HORA	24	80,00%	6	20,00%	30	100,00%	
TIPO DE DESINFECCION	Desinfección ideal	33	91,43%	2	8,57%	35	100,00%	0,425
	Desinfección errónea	29	82,86%	6	17,14%	35	100,00%	
POSICION	Superior	19	95,00%	1	5,00%	20	100,00%	0,035
	Inferior	15	75,00%	5	25,00%	20	100,00%	

Fuente: Fichas de recolección de datos
Elaboración: Ing. Jaime Molina (Estadístico)

Gráfico 8. *Tablas cruzadas: Conteo de los resultados con positivo y negativo*



Fuente: Fichas de recolección de datos
Elaboración: Ing. Jaime Molina (Estadístico)

Interpretación.

En la totalidad de resultados predomina el Negativa con aproximadamente el 90% de las muestras

Grupos esterilizador. Los porcentajes entre los esterilizadores N°1 y N°2 son similares con relación a si presenta o no presenta contaminación, pero denotan una diferencia significativa con respecto al autoclave.

Tiempos. Para los tiempos (15 min o 2 horas) los mayores porcentajes se tienen en negativos y son similares entre sí, mientras que para el tiempo de 1 hora denota un menor porcentaje de muestras negativas.

Tipo de desinfección. Para la desinfección ideal se muestran los mayores porcentajes negativos, con respecto a los resultados alcanzador por la desinfección errónea.

Posición: Esterilizador N°1**.** Para la posición superior se hallan los mayores porcentajes negativos, y en un menor porcentaje encontramos las muestras que se esterilizaron en la posición inferior. Encontrándose diferencia significativa (p= 0.035).

En todos los casos se observa que no se tienen diferencias significativas estadísticamente en las diversas muestras, pero clínicamente se pudo evidenciar un crecimiento bacteriano.

7. DISCUSIÓN

El objetivo del presente estudio fue analizar la eficacia del proceso de esterilización empleado en la Clínica Odontológica de la Universidad Nacional de Loja; ya que a diario tanto el personal como los pacientes, se ven expuestos a contraer infecciones, lo cual puede significar un problema serio de salud que puede diseminarse de persona a persona, por lo que es importante crear un protocolo de prevención y evitar las posibles contaminaciones cruzadas. Rutala & Weber, (2016) señalan que la limpieza siempre debe preceder a la desinfección de alto nivel y a la esterilización para garantizar el uso seguro, previniendo la transmisión y exposición de agentes infecciosos a través de los dispositivos médicos y quirúrgicos contaminados.

Venkatasubramanian y col. (2010), demostró que el instrumental esterilizado en autoclave a 121ºC durante 15 minutos, alcanzan una esterilidad total es decir del 100%. De igual manera en el estudio realizado por Dheyaa Al-Jamell y col. (2014), se pudo contrastar una esterilización total del 99.33% cuando se somete el instrumental a 121ºC durante 15 minutos. Tomando referencia estos estudios podemos demostrar que nuestros resultados fueron similares ya que se logró con Autoclave la esterilidad del 100% de los casos con y sin desinfección previa; lo que corrobora lo establecido por la USP (2012) la cual a través de pruebas de esterilidad microbiológicas evaluó el crecimiento para microorganismos aerobios, anaerobios y hongos que pudieran estar presentes y demostraron que si el instrumental es sometido a autoclave, por 15 minutos a 2 atm, se presenta una esterilidad completa sin presencia de contaminación. Por el contrario nuestros resultados difieren del estudio realizado por Chávez y col. (2013), los cuales evidenciaron que en el instrumental sin desinfección previa se logra una eficacia del 69% al ser esterilizado en autoclave.

En cuanto a esterilización por calor seco, cabe recalcar que en estudios clásicos como el hecho por Pumarola y col. (1990), demostraron que no existió crecimiento bacteriano cuando se realiza esterilización con calor seco a diferentes parámetros como son: 160ºC/ 60 min; 160ºC/120 min; 170ºC/40min; 170ºC/60min y 180ºC/20min. Contrario a esto la Asociación Dental Americana ADA y el Centro de Enfermedad, Control y Prevención CDC (2008), establecieron mediante estudios parámetros de esterilización para lograr eficacia total con el uso del calor seco, estos son: 170ºC/60 min; 160ºC/120 min y 150ºC/150 min. De la misma manera la ADA establece 160ºC/120 min, para lograr eficacia de esterilización al 100%. Con estos antecedentes se establecieron los parámetros de temperatura y tiempo para esterilización para el calor seco, para fiabilidad del presente estudio.

En lo referente a tiempo y temperatura el estudio realizado por Riera y col. (2009), se demuestra que el instrumental sin desinfección previa en ciclos de esterilización a 160ºC durante 1 hora, se alcanza una eficacia del 65%; comparando con nuestro estudio y cumpliendo los mismos parámetros de esterilización los resultados difieren ya que se obtuvo 80% y 60% de eficacia en la bandeja superior e inferior respectivamente. Mientras que cuando se desinfecto previamente se obtuvo el 100% y 80% de eficacia en la bandeja superior e inferior respectivamente.

Lo que respecta a esterilización de acuerdo a la posición, el estudio realizado por Seminario (2017), obtuvo el 96% de eficacia cuando el instrumental se colocó en la zona superior; el 86% de eficacia cuando el instrumental se colocó en la zona inferior del esterilizador; concordando con nuestro estudio en donde se alcanzó el 100% y 80% de eficacia en la zona superior; en la zona inferior 80% y el 60% en los grupos analizados (con y sin desinfección). La odontología ha avanzado a pasos agigantados en las últimas

décadas, con la formación de nuevos métodos de esterilización; nos compete como institución estar así en vanguardia con la innovación tecnológica e implementar equipos y así asegurar una correcta esterilización. Esto queda demostrado con estos resultados que realzan la importancia de seguir un correcto protocolo de limpieza, desinfección y esterilización para lograr resultados de esterilidad satisfactorios.

Con el objeto de garantizar la calidad del proceso de esterilización bajo procedimientos, protocolos, controles, estándares de calidad, validación, y de seguridad normativos, se considera necesario el que la producción del material estéril se realice en una unidad central de esterilización.

8. CONCLUSIONES

- Los esterilizadores de calor seco de la Carrera de Odontología de la Universidad Nacional de Loja a 160°C en ciclos de 1 hora, se esteriliza el instrumental siempre que haya desinfección previa y en ciclos de 2 horas se esteriliza eficazmente sin necesidad de desinfección previa

- El autoclave de la carrera de Odontología de la UNL a 121°C en 15 minutos, se esteriliza eficazmente indistintamente de recibir o no desinfección previa.

- Al comparar ambos sistemas de esterilización, el autoclave mostró mejores resultados, pero no hubo diferencia significativa ($p=0,075 > 0,05$).

9. RECOMENDACIONES

- Se recomienda la adecuación de un área de lavado y desinfección del instrumental para la facultad de odontología de la Universidad Nacional de Loja que facilite la realización de esta acción preventiva de Bioseguridad al colectivo universitario y con ello disminuir la transmisión cruzada por deficiencias en la higienización en los instrumentos reutilizables en pacientes; de esta manera garantizando una esterilización más efectiva del instrumental odontológico. Para lo cual las autoridades correspondientes deben estar al tanto de las deficiencias en las instalaciones de la clínica odontológica y de esta manera puedan dar solución a la demanda estudiantil.
- Se realice la modificación del ciclo de esterilización en calor seco de 1 hora a 2 horas en los esterilizadores que se utilizaron para el presente estudio, los mismos que se encuentran ubicados en la sala de esterilización de la Carrera de Odontología.
- Se recomienda para posibles estudios futuros utilizar instrumental cuya parte activa tenga rugosidades debido a que pueden ser un punto de mayor retención de microorganismos debido a la dificultad de limpiar dicha zona. Así mismo se puede tomar en cuenta en una investigación posterior el uso de ultrasonido como método de limpieza previa a la esterilización para de esta manera comprobar si se obtiene mejores resultados.
- Realizar un estudio comparativo con los esterilizadores ubicados en la zona de laboratorios para de esta manera comprobar la eficacia y poder establecer parámetros; y así mismo ampliar el grupo de estudio para obtener datos más significativos estadísticamente.
- Se recomienda para investigaciones posteriores tomar en cuenta otros parámetros para evaluar la eficacia del Esterilizador Nº1 de calor seco, como puede ser trabajando a

diferentes cargas ya que investigaciones indican que se obtienen mejores resultados cuando el esterilizador trabajo con el mínimo de carga. A su vez se puede incluir el uso de cajas metálicas para el cumplimiento de los ciclos de esterilización y comparar si se tiene mejores resultados cuando los ciclos se realiza en bolsas plásticas para esterilizar.

10. BIBLIOGRAFÍA

Acosta, S. (2008). *Manual de Esterilización para Centros de Salud.* Washington: Organización Panamericana de Salud.

Aguilar Vargas M, Martinez Jiménez G, Mejía Hernández J, Núñez Morales Zimri A, Sanchez León Y, Santos Huaracha I (2003). Verificación con Indicadores Biológicos de Equipos esterilizadores (Autoclave y Calor Seco) en las Clínicas odontológicas pertenecientes a la FES Iztacala.

Aguirre Viviana (2018). Estudio comparativo de tres agentes desinfectantes en instrumental odontológico contaminado. Tesis Universidad Nacional de Loja. Disponible en: http://dspace.unl.edu.ec/jspui/handle/123456789/12/

Asociación Dental Americana. (s.f.). *Sterilization and Disinfection of Dental Instruments.* Obtenido de https://www.ada.org/en/member-center/oral-health-topics/infection-control-resources.

Barrancos J., Barrancos P (2006). *Operatoria Dental Integración Clínica.* Cuarta edición. Buenos Aires: Medica Panamericana.

Betty A. Forbes, Daniel Sahm, Alice Weissfeld (2009). *Bailey & Scott Diagnóstico Microbiológico.* 12ava Edicion. Editorial Panamericana.

Centers for Disease Control and Prevention CDC (2008). *Guideline for Disinfection and Sterilization in Healthcare Facilities*. Disponible en : https://www.cdc.gov/infectioncontrol/guidelines/disinfection/sterilization/other-methods.html

Chávez-Fermín Elizabeth. (2013) Evaluación de la eficacia de la esterilización del instrumental odontológico en la clínica de odontología de Unibe, Universidad Iberoamericana, Unibe, Santo Domingo, República Dominicana.

Damaso, F. (2004). Cura de Heridas. En J. Arias, M. Áller, E. Fernández, I. Arias, & L. Lorente, *Propedéutica Quirúrgica; Preoperatorio, Operatorio y Posoperatorio* (págs. 613-624). Tébar S.L.

Flores D (2013). Evaluación de grado de contaminación cruzada en piezas de mano de alta rotación en la atención a pacientes en la Clínica de la Facultad de Odontología de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos – Lima [Tesis para obtener el grado de bachiller]. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos; 2014. Disponible en URL: http://cybertesis.unmsm.edu.pe/bitstream/cybertesis/3684/1/Flores_dm.pdf

García, M. J., & Vicente, J. (2003). *Técnicas de Descontaminación: Limpieza, Desinfección y Esterilización.* Madrid: Paraninfo S.A.

Gimenes Corrêa Eduarda a Rogéria Freire Aline de Castilho b Cássio Pereira Vicente (2009). Indicadores químicos e biológicos da eficácia de esterilização por autoclave ou estufa. Revista. odontologica ciência. 2009;24(2):156-160.

González-Escudero M. Código Ecuatoriano de Bioseguridad y Normativo de Aplicación Quito: Colegio Odontologíco de Pichincha; 2008.

Guillem Prats (2006). *Microbiología Clínica*. Parte 2: Técnicas microbiológicas pag. 34 - 42. Editorial Panamericana. 1era Edicion.

Gutiérrez, M., & Ballester, M. (diciembre de 2016). protocolo de limpieza, desinfección y/o esterilización de articulos clinicos odontológicos. Obtenido de http://facultades.unab.cl/wp-content/uploads/2017/03/protocolo-de-limpieza-desinfeccion-yo-esterilizacion-de-articulos-clinicos-odontologicos.pdf

Gutiérrez, P., & Gutiérrez, H. (2012). *Urgencias Médicas en Odontología.* México, D.F: El Manual Moderno.

Higashida Bertha Y (2009). *Odontologia Preventiva*. Segunda Edicion. Mc Graw Hill Interamericana Editores. Mexico.

HUPP. R James, ELLISIL Edward, TULKER Myron (2010). *Cirugía oral y Máxilofacial Contemporánea*, 5ta edición, España, (páginas 59-65/291-293).

Iturbe, C., & Castillo, S. (2012). Control de la esterilización enel ámbito odontológico. *Revista Vasca de Odontoestomatologia*.

Kenneth J. Ryan, Ray George (2017). *Sherris Microbiología Médica*. Estados Unidos. Editorial: MCGRAW-HILL..

Lamont, R., Hajishengallis, G., & Jenkinson, H. (2015). *Microbiología e Inmunología Oral.* México: Manual Moderna S.A. de C.V.

Lewis D, Boe R (2009). Cross-infection risks associated with current procedures for using high-speed dental hand-pieces. *Journal of clinical microbiology*. Disponible en: https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC265068/.

Ministerio de Salud. Guía para la gestión del proceso de esterilización. Vasco: 2011. Disponible en URL: http://extranet.hospitalcruces.com/doc/adjuntos/Guia_Gestion%20Esterilizacion%20Osakidetza.pdf

Molinari J (2011). *Control de la infeccion the journal off the american dental association.* Disponible en: http://jada.ada.org/article/S0002- 8177(14)65846-3/fulltext

Montúfar (2012). Análisis del proceso de esterilización del instrumental en la Clínica de Odontopediatría de la Facultad de Odontología de la Universidad Central [Tesis para obtener el grado de bachiller]. Quito: Universidad Central de Ecuador. Disponible en URL: http://www.dspace.uce.edu.ec/bitstream/25000/525/1/T-UCE-0015-40.pdf

Moreno J, Viola-Villamizar Jairo (2012). Control de temperatura de una autoclave de vapor saturado para la esterilización de instrumental quirúrgico. Revista UIS Ingenierías. Vol. 17 Núm. 2.

Mori pizarro, ludit (2018). Uso de los indicadores biológicos en el control de la esterilización de instrumental quirúrgico odontológico. Universidad privada norbert wiener. Disponible en URL: http://repositorio.uwiener.edu.pe/bitstream/handle/123456789/1762.

Nastri A, Molgatini S (2003). Control de la Infección en Operatoria Dental. In Lanata J. Operatoria Dental. Argentina: Grupo Guía S.A.

Negroni. (2009). *Microbiología Estomatológica: Fundamentos y guía práctica.* Buenos Aires: Médica Panamericana.

Organización Mundial de la Salud (2008). Seguridad del paciente [sede Web]. Ginebra – Suiza: Temas de Salud; Disponible en: http://www.who.int/topics/patient_safety/es/.

Organización Colegial de Dentistas de España. (junio de 2009). GUÍA DE SEGURIDAD MICROBIOLÓGICA. Obtenido de http://www.coec.cat/_pdf/guiaseguridadmicrobiologica.pdf

Pankhurst, C., & Coulter, W. (2009). *Prevención y control de enfermedades infecciosas en odontología* . México: El Manual Moderno S.A.

Patiño M, Martínez C, Zavala G, Alonso N, Medina S, Torres M, et al (2015). Uso y verificación con indicadores biológicos en esterilizadores de cirujanos dentistas de san luis potosí. Revista salud pública de México; 43 (5) 455-458 Disponible en: http://www.scielo.org.mx/pdf/spm/v43n5/6724.pdf.

Piedrola Angulo (1987). *Agentes físicos y químicos. Microbiología y Parasitología Médica.* El Salvador. 2da Edición.

Riera, Maiztegui, Ambrosio, Bottale, Nandín, Fassio, et. al.(2009) Evaluación de la eficacia de los procesos de esterilización de consultorios Odontológicos del Distrito VI de la Provincia de Buenos Aires, Argentina 2006 - 2007, mediante la utilización de indicadores biológico. S

Ríos, M., Ortíz, J., Díaz, V., & Vázquez, P. (2015). La Bioseguridad en la Atención Odontológica. *Educación y Salud del ICSA.*

Robenson T (2007). Arte y Ciencia de la Odontología Conservadora. Quinta ed. España: Elsevier.

Rutala W (2007). *Disinfection and Sterilization of Patient-Care*. Washington; Baltimore.Trird edition.

Sankar A J Sai. (2017). Comparative Evaluation of Four Different Sterilization Methods on Contaminated Endodontic Files. *Sibar Institute of Dental Sciences.*

Sattar. (2014). Limpieza, desinfección y esterilización.

Secretaria de Salud . (2016). *Norma Oficial Mexicana. NOM-013-SSA2-2015. Para la prevención y control de enfermedades bucales.* Obtenido de https://doi.org/10.1017/CBO9781107415324.004

The U.S. Pharmacopeial Convention. USP 35-NF 30 [internet]. *United States Pharmacopeial and the National Formulary*; 2012. Disponible en: http://www.usp.org/

Venkatasubramanian R, Jayanthi, Das U, Bhatnagar S. Comparison of the eï¬€ectiveness of sterilizing endodontic ï¬ • les by 4 diï¬€erent methods: An in vitro study. J Indian Soc Pedod Prev Dent. 2010; 28(1): 2-5

Vásconez, N., & Molina, S. (2014). Manual de normas de bioseguridad para la red de servicios de salud en el Ecuador. Obtenido de https://aplicaciones.msp.gob.ec/salud/archivosdigitales/documentosDirecciones/dnn/archivos/LIBRO%20DESECHOS%20FINAL.pdf

Vignoli, R. (2002). Esterilización y Desinfección. Obtenido de www.higiene.edu.uy/cefa/Libro2002/Cap%2027.pdf

Ureña Liébana J (2002). *Microbiologia Oral*. España. Segunda Edicion. Editorial McGraw Hill Interamericana.

Xu, X., He, J., Xue, J., Wang, Y., Li, K., & Zhang, K. (2015). Oral cavity contains distinct niches with dynamic microbial communitie. Environ Microbiol, 17(3):699-710. . doi:10.1111/1462-2920.12502

Yüzbasioglu E, Saraç D, Canbaz S, Saraç Y, Cengiz S (2010). A survey of crossinfection control procedures: knowledge and attitudes of Turkish dentists. J. Appl. Oral Sci

Dec Disponible en: http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1678-77572009000600005&lng=en.http://dx.doi.org/10.1590/S1678-77572009000600005.

Zenteno, P. (2011). Bioseguridad en Odontología. *Revista Médica de Actualización Clínica*, 818-821.

11. ANEXOS

ANEXO 1

CONSENTIMIENTO INFORMADO

FECHA: …….

Yo……. identificado con nro. De cédula …… declaro que he sido informado de los siguientes aspectos concernientes al estudio denominado **"Valoración de la eficacia del proceso de esterilización del instrumental odontológico por autoclave y calor seco."** en el que participaré voluntariamente como sujeto:

1. Obtención de muestra que será analizada en pruebas de laboratorio y con ello determinar la presencia de microorganismos patógenos en pinzas algodoneras previamente contaminadas en procedimiento realizado en mi cavidad oral.

2. Los resultados de las pruebas no podrán ser divulgados con mi nombre, sin mi autorización previa.

3. Los investigadores no obtendrán ningún beneficio económico de este proyecto de tesis sin mi consentimiento.

4. Mi participación en este proyecto de tesis es de carácter voluntario, y en caso de no participar en él, está decisión no afectará la relación odontólogo-paciente.

Con lo anteriormente señalado me comprometo de manera voluntaria a ser partícipe del estudio. En constancia firmo a continuación:

Nombre:…….Firma……

Nro. Cédula. .....

ANEXO 2
UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA
FACULTAD DE LA SALUD HUMANA
CARRERA DE ODONTOLOGÍA

FICHA: RECOLECCIÓN DE INSTRUMENTAL PARA ESTUDIO
RECOLECTOR:

	FECHA	ENFERMEDAD PERIODONTAL	CODIFICACION DE INSTRUMENTAL	FIRMA DEL ESTUDIANTE	GRUPO DE ESTUDIO
1		SI NO			
2		SI NO			
3		SI NO			
4		SI NO			
5		SI NO			

Dra. Susana González Eras
DIRECTORA DE TESIS

Sr. Diego Andrés Rey Godoy
INVESTIGADOR

ANEXO 3

CERTIFICADOS

English Speak Up Center

Nosotros "English Speak Up Center"

CERTIFICAMOS que

La traducción del documento adjunto solicitada por el señor **DIEGO ANDRES REY GODOY** con cédula de ciudadanía número **1106002460** cuyo tema de investigación se titula: **"VALORACIÓN DE LA EFICACIA DEL PROCESO DE ESTERILIZACIÓN DEL INSTRUMENTAL ODONTOLÓGICO POR AUTOCLAVE Y CALOR SECO",** ha sido realizada por el Centro Particular de Enseñanza de Idiomas "English Speak Up Center".

Esta es una traducción textual del documento adjunto, y el traductor es competente para realizar traducciones.

Loja, 17 de Diciembre de 2018

Elizabeth Sánchez de Vélez

Mgs. Elizabeth Sánchez Burneo

DIRECTORA ACADÉMICA

English Speak Up Center

DIRECCION: SUCRE 207-46 ENTRE AZUAY Y MIGUEL | TELF: 2565842 - 0995263264

LABORATORIO DE
MICROBIOLOGIA
Y CLINICO SAN PABLO

Loja, 12- Noviembre 2018

LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA Y CLINICO "SAN PABLO"

Certifica:

Que, el estudiante Diego Rey Godoy realizó los análisis microbiológicos de superficies y material estériles en el laboratorio siguiendo con todas las normas y procesos establecidos.

Es todo cuanto puedo decir

Atentamente,

Dra. Elizabeth Betancourt
Microbióloga Clínica

LABORATORIO DE
MICROBIOLOGIA
Y CLINICO SAN PABLO
Dra. Mgs. Elizabeth Betancourt R.
MICROBIÓLOGA CLÍNICA

DIRECCIÓN: 18 DE NOVIEMBRE 203-74 Y ROCAFUERTE, ESQUINA. TELÉFONO: 2576196 / 0984977134

UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA

Loja, 12 de Noviembre del 2018

Por medio de la presente

Certifico

Que el Sr. Diego Andrés Rey Godoy, egresado de la carrera de odontología de la Universidad Nacional de Loja, realizo el desarrollo de los procedimientos de su tesis denominada: "VALORACIÓN DE LA EFICACIA DEL PROCESO DE ESTERILIZACIÓN DEL INSTRUMENTAL ODONTOLÓGICO POR AUTOCLAVE Y CALOR SECO", en las instalaciones de la clínica odontológica para recolección de muestras y de la sala de esterilización, durante el mes de septiembre y octubre del 2018.

ZOILA MARTINEZ OJEDA

ENCARGADA DE CLINICA ODONTOLOGICA Y ZONA DE ESTERELIZACION

ANEXO 4

REGISTRO DE ACTIVIDADES

UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA
CARRERA DE ODONTOLOGIA

REGISTRO DE ACTIVIDADES

TESIS: **VALORACION DE LA EFICACIA DEL PROCESO DE ESTERILIZACION DEL INSTRUMENTAL ODONTOLOGICO POR AUTOCLAVE Y CALOR SECO.**

FECHA	HORA	ACTIVADES	ESTUDIANTE	SUPERVISADO	OBSERVACIONES
12/09/2018	10H00 – 14H00	Evaluación de temperatura de los equipos de esterilización	DIEGO REY	ZOILA MARTINEZ	SALA DE ESTERILIZACION
08/10/2018	10H00 – 12H00	Esterilización previo uso	DIEGO REY	ZOILA MARTINEZ	SALA DE ESTERILIZACION
09/10/2018	14h00 – 18h00	Recolección de muestras	DIEGO REY	ZOILA MARTINEZ	CLINICA ODONTOLOGICA
10/10/2018	10H00 – 14H00	Esterilización de instrumental	DIEGO REY	ZOILA MARTINEZ	SALA DE ESTERILIZACION
15/10/2018	10H00 – 14H00	Recolección de muestras	DIEGO REY	ZOILA MARTINEZ	CLINICA ODONTOLOGICA
15/10/2018	14H00 – 18H00	Esterilización de instrumental	DIEGO REY	ZOILA MARTINEZ	SALA DE ESTERILIZACION

DIEGO ANDRES REY GODOY
TESISTA

ZOILA MARTINEZ OJEDA
ENCARGAD DE CLINICA Y SALA DE ESTERILIZACION

ANEXO 5

ANÁLISIS DE MUESTRAS

LABORATORIO DE
MICROBIOLOGIA
Y CLINICO SAN PABLO

NOMBRE DE INSTITUCION: TESIS ESTUDIANTE DIEGO REY
ANALISIS: AMBIENTES, AREAS E INSUMOS
FECHA DE ENTREGA: 12/10/2018

REPORTE DE MICROBIOLOGIA

AREA DE ESTUDIO	CONTAJE COLONIAS	UNIDADES	REFERENCIA	ESTERILIDAD	GERMEN IDENTIFICADO
AREAS-AMBIENTE					
CULTIVOS					
G1A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml			MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml			BACTERIAS ANAEROBIAS
G1B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml			MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml			BACTERIAS ANAEROBIAS
G2A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml			MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml			BACTERIAS ANAEROBIAS
G2B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml			MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml			BACTERIAS ANAEROBIAS
G3A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml			MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml			BACTERIAS ANAEROBIAS

DIRECCIÓN: 18 DE NOVIEMBRE 203-74 Y ROCAFUERTE, ESQUINA. TELÉFONO: 2576196 / 0984977134

LABORATORIO DE
MICROBIOLOGIA
Y CLINICO SAN PABLO

NOMBRE DE INSTITUCION: TESIS ESTUDIANTE DIEGO REY
ANALISIS: AMBIENTES, AREAS E INSUMOS
FECHA DE ENTREGA: 12/10/2018

REPORTE DE MICROBIOLOGIA

AREA DE ESTUDIO	CONTAJE COLONIAS	UNIDADES	REFERENCIA	ESTERILIDAD	GERMEN IDENTIFICADO
G3B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml			MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml			BACTERIAS ANAEROBIAS
G4A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml			MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml			BACTERIAS ANAEROBIAS
G4B	100.000	UFC/ml	< 100		ASPERGILLUS SPP
	100.000	UFC/ml			PENICILLUM SPP
	100.000	UFC/ml			MUCOR
G5A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml			MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml			BACTERIAS ANAEROBIAS
G5B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml			MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml			BACTERIAS ANAEROBIAS
G6A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml			MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml			BACTERIAS ANAEROBIAS

DIRECCIÓN: 18 DE NOVIEMBRE 203-74 Y ROCAFUERTE, ESQUINA. TELÉFONO: 2576196 / 0984977134

LABORATORIO DE
MICROBIOLOGIA
Y CLINICO SAN PABLO

NOMBRE DE INSTITUCION: TESIS ESTUDIANTE DIEGO REY
ANALISIS: AMBIENTES, AREAS E INSUMOS
FECHA DE ENTREGA: 12/10/2018

REPORTE DE MICROBIOLOGIA

AREA DE ESTUDIO	CONTAJE COLONIAS	UNIDADES	REFERENCIA	ESTERILIDAD	GERMEN IDENTIFICADO
G6B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml			MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml			BACTERIAS ANAEROBIAS
G7A	100.000	UFC/ml	< 100		ASPERGILLUS SPP
	100.000	UFC/ml			PENICILLUM SPP
	100.000	UFC/ml			MUCOR
G7B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml			MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml			BACTERIAS ANAEROBIAS

NOTA: MUESTRAS TOMADAS POR ESTUDIANTE.

LABORATORIO DE
MICROBIOLOGIA
Y CLINICO SAN PABLO
Dra. Mgs. Elizabeth Betancourt P.
MICROBIOLOGA CLINICA

LABORATORIO DE
MICROBIOLOGIA
Y CLINICO SAN PABLO

NOMBRE DE INSTITUCION: TESIS ESTUDIANTE DIEGO REY
ANALISIS: AMBIENTES, AREAS E INSUMOS
FECHA DE ENTREGA: 08/11/2018

REPORTE DE MICROBIOLOGIA

AREA DE ESTUDIO	CONTAJE COLONIAS	UNIDADES	REFERENCIA	ESTERILIDAD	GERMEN IDENTIFICADO
AREAS-AMBIENTE					
CULTIVOS					
2G3B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
2G5B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
3G2B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
2G6A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
2G6B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS

LABORATORIO DE
MICROBIOLOGIA
Y CLINICO SAN PABLO
Dra. Mgs. Elizabeth Betancourt P.
MICROBIOLOGA CLINICA

LABORATORIO DE
MICROBIOLOGIA
Y CLINICO SAN PABLO

NOMBRE DE INSTITUCION: TESIS ESTUDIANTE DIEGO REY
ANALISIS: AMBIENTES, AREAS E INSUMOS
FECHA DE ENTREGA: 08/11/2018

REPORTE DE MICROBIOLOGIA

AREA DE ESTUDIO	CONTAJE COLONIAS	UNIDADES	REFERENCIA	ESTERILIDAD	GERMEN IDENTIFICADO
3G1B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
3G4A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
2G4B	**100**	UFC/ml	< 100		ASPERGILLUS SPP
	100	UFC/ml	< 100		PENICILLUM SPP
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
2G1B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
3G7B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
2G3A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS

LABORATORIO DE MICROBIOLOGIA Y CLINICO SAN PABLO
Dra. Mgs. Elizabeth Betancourt P.
MICROBIOLOGA CLINICA

LABORATORIO DE
MICROBIOLOGIA
Y CLINICO SAN PABLO

NOMBRE DE INSTITUCION: TESIS ESTUDIANTE DIEGO REY
ANALISIS: AMBIENTES, AREAS E INSUMOS
FECHA DE ENTREGA: 08/11/2018

REPORTE DE MICROBIOLOGIA

AREA DE ESTUDIO	CONTAJE COLONIAS	UNIDADES	REFERENCIA	ESTERILIDAD	GERMEN IDENTIFICADO
3G2A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
2G5A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
2G2A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
3G7A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
3G5A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
2G1A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
3G3B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS

DIRECCIÓN: 18 DE NOVIEMBRE 203-74 Y ROCAFUERTE, ESQUINA. TELÉFONO: 2576196 / 0984977134

LABORATORIO DE
MICROBIOLOGIA
Y CLINICO SAN PABLO

NOMBRE DE INSTITUCION: TESIS ESTUDIANTE DIEGO REY
ANALISIS: AMBIENTES, AREAS E INSUMOS
FECHA DE ENTREGA: 08/11/2018

REPORTE DE MICROBIOLOGIA

AREA DE ESTUDIO	CONTAJE COLONIAS	UNIDADES	REFERENCIA	ESTERILIDAD	GERMEN IDENTIFICADO
3G1A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
3G3A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
2G2B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
2G4A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
2G7B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
3G6B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
3G5B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS

DIRECCIÓN: 18 DE NOVIEMBRE 203-74 Y ROCAFUERTE, ESQUINA. TELÉFONO: 2576196 / 0984977134

LABORATORIO DE
MICROBIOLOGIA
Y CLINICO SAN PABLO

NOMBRE DE INSTITUCION: TESIS ESTUDIANTE DIEGO REY
ANALISIS: AMBIENTES, AREAS E INSUMOS
FECHA DE ENTREGA: 08/11/2018

REPORTE DE MICROBIOLOGIA

AREA DE ESTUDIO	CONTAJE COLONIAS	UNIDADES	REFERENCIA	ESTERILIDAD	GERMEN IDENTIFICADO
3G4B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
3G6A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
3G7A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
4G1A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
4G1B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
4G2A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
4G2B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS

DIRECCIÓN: 18 DE NOVIEMBRE 203-74 Y ROCAFUERTE, ESQUINA. TELÉFONO: 2576196 / 0984977134

LABORATORIO DE
MICROBIOLOGIA
Y CLINICO SAN PABLO

NOMBRE DE INSTITUCION: TESIS ESTUDIANTE DIEGO REY
ANALISIS: AMBIENTES, AREAS E INSUMOS
FECHA DE ENTREGA: 08/11/2018

REPORTE DE MICROBIOLOGIA

AREA DE ESTUDIO	CONTAJE COLONIAS	UNIDADES	REFERENCIA	ESTERILIDAD	GERMEN IDENTIFICADO
4G3A	10	UFC/ml	< 100		ESTAFILOCOCOS AUREUS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
4G3B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
4G5A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
4G5B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
4G6A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
4G6B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
4G7A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS

DIRECCIÓN: 18 DE NOVIEMBRE 203-74 Y ROCAFUERTE, ESQUINA. TELÉFONO: 2576196 / 0984977134

LABORATORIO DE
MICROBIOLOGIA
Y CLINICO SAN PABLO

NOMBRE DE INSTITUCION: TESIS ESTUDIANTE DIEGO REY
ANALISIS: AMBIENTES, AREAS E INSUMOS
FECHA DE ENTREGA: 08/11/2018

REPORTE DE MICROBIOLOGIA

AREA DE ESTUDIO	CONTAJE COLONIAS	UNIDADES	REFERENCIA	ESTERILIDAD	GERMEN IDENTIFICADO
4G7B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
4G4A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
4G4B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
5G1A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
5G1B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
5G2A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
5G2B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS

DIRECCIÓN: 18 DE NOVIEMBRE 203-74 Y ROCAFUERTE, ESQUINA TELÉFONO: 2576196 / 0984977134

LABORATORIO DE
MICROBIOLOGIA
Y CLINICO SAN PABLO

NOMBRE DE INSTITUCION: TESIS ESTUDIANTE DIEGO REY
ANALISIS: AMBIENTES, AREAS E INSUMOS
FECHA DE ENTREGA: 08/11/2018

REPORTE DE MICROBIOLOGIA

AREA DE ESTUDIO	CONTAJE COLONIAS	UNIDADES	REFERENCIA	ESTERILIDAD	GERMEN IDENTIFICADO
5G3A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
5G3B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
5G4A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
5G4B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
5G5A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
5G5B	20	UFC/ml	< 100		KLEBSIELLA OXYTOCA
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
5G6A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS

DIRECCIÓN: 18 DE NOVIEMBRE 203-74 Y ROCAFUERTE, ESQUINA. TELÉFONO: 2576196 / 0984977134

LABORATORIO DE
MICROBIOLOGIA
Y CLINICO SAN PABLO

NOMBRE DE INSTITUCION: TESIS ESTUDIANTE DIEGO REY
ANALISIS: AMBIENTES, AREAS E INSUMOS
FECHA DE ENTREGA: 08/11/2018

REPORTE DE MICROBIOLOGIA

AREA DE ESTUDIO	CONTAJE COLONIAS	UNIDADES	REFERENCIA	ESTERILIDAD	GERMEN IDENTIFICADO
5G6B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
5G7A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
5G7B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
4G5B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
4G6A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
4G6B	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS
4G7A	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS MESOFILAS
	0	UFC/ml	< 100		MOHOS Y LEVADURAS
	0	UFC/ml	< 100		BACTERIAS ANAEROBIAS