

Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña

Facultad de Ciencias de la Salud

Escuela de Odontología



Trabajo de grado para optar por el título de:

Doctor en Odontología

Efectividad de la esterilización a vapor versus desinfección química con Eucida Advanced en las puntas de las jeringas triples del área de Periodoncia de la Clínica de Odontología Dr. René Puig Bentz de la Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña en enero 2017.

Sustentantes

Andreina M. Chalas P 11-0644

Leslie C. Díaz M 10-1257

Asesor temático

Dra. Lenie Amargos

Asesor metodológico

Dra. Sonya A. Streese

Santo Domingo, República Dominicana

2017

Los conceptos emitidos en este trabajo son responsabilidad exclusivamente de los autores.

Dedicatoria y agradecimientos

A Dios sobre todas las cosas. A mis padres Miriam Pérez y Juan Andrés Chalas, quienes me dieron la vida y el mayor ejemplo a seguir. Este triunfo es de ustedes. A mis mayores debilidades, mis hermanos Cathalina Chalas, Andreis Chalas, José Antonio Chalas, Juan Andrés Chalas, quienes siempre estuvieron en cada momento, creyeron y confiaron en mí. A mis hermanitos Andercris Chalas y Andrés Chalas, para que se sientan orgullosos de su hermana y sigan el camino correcto.

Agradezco,

A Dios, por la vida, y por haberme dado la fe y esperanza necesaria cuando más la necesitaba. Sin él no hubiera sido posible.

A mi persona, por la entrega y pasión con la que me esforcé para cumplir mi meta a pesar de los inconvenientes que solían presentarse en el camino.

A mi padre Juan Andrés Chalas, quien se esforzó trabajando cada día para brindarme desinteresadamente los recursos necesarios para hacer ésta carrera. Gracias por ser mi ejemplo, motivación e inspiración.

A mi madre Miriam Pérez, por su amor incondicional, educación y sacrificios. Gracias por ser mi motor cada día cuando no tenía ánimos para levantarme, por inculcarme los mejores valores y darme los mejores consejos.

A mis abuelas Mercedes Antigua y María José, por siempre consentirme y darme sus bendiciones.

A mis padrinos Griselda Castillo, Radamés Rojas y mi primo Mario Rojas, por ser parte importante en mi decisión de estudiar esta carrera.

A mi familia, tíos y primos, que de una manera u otra me motivaron con sus palabras.

A mi novio Jhonny Calcaño, por ser parte importante en mi vida, mi aliento, mi paño de lágrimas cuando sentía que no podía más y unas de mis mayores motivaciones. Gracias por tu comprensión.

A Leslie Díaz, por elegirme como su compañera de tesis y mostrarme la verdadera amistad. Por su entrega y compromiso en este camino. Te quiero.

A mis amigos Luis Pol, Winny Rivas, Yokasty Peña y Saily Ramírez, por haber compartido buenos y malos momentos y acompañarme en ésta gran trayectoria.

A mis grandes mentores Dra. Arlenys Reyes, Dra. Sabrina Núñez, Dra. Ruth Gómez y Dr. Luis Pérez, por compartir conmigo sus conocimientos. Los aprecio mucho.

A cada uno de mis pacientes, por su confianza puesta en mí, sin ellos esto no hubiera sido posible.

A la Dra. Lenie Amargos: Asesora temática y Dra. Sonya A Streese: Asesora metodológica por su asesoramiento y dedicación en cuanto al desarrollo de esta tesis.

A la universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña y cada uno de los docentes, por su entrega y formación profesional.

Andreina Michelle Chalas Pérez

Dedicatoria y agradecimientos:

A Dios.

Por su amor y bondad, por estar conmigo en cada momento de mi vida, cada paso que doy, por permitirme llegar tan lejos e iluminar mi mente, por darme la oportunidad de haber vivido tantas experiencias en este largo camino y darme salud para llevar a cabo mis objetivos, por haber puesto en mi camino a personas maravillosas que han sido mi soporte durante todo este trayecto de estudio.

A mi padre Guillermo Díaz.

Por tu confianza puesta en mí, por los valores que inculcaste en mi persona, por tu amor y por tu incondicional apoyo en toda mi vida, porque eres el pilar de todo lo que soy, por mi educación académica, padre mío, gracias por darme una carrera para mi futuro, todo esto te lo debo a ti.

A mi madre Julissa Medrano.

Por darme la vida, por preocuparte siempre por mi bienestar y felicidad, por la educación y valores que me fomentaste, por tus consejos y motivación, por apoyarme en todas mis decisiones, y por siempre estar orgullosa de mí.

Agradezco:

En primer lugar a Dios por bendecirme con una vida llena de aprendizajes y experiencias, por haberme guiado a lo largo de mi carrera, y hacer realidad mi sueño anhelado.

Les agradezco a mis padres por todo su apoyo incondicional y por la excelente educación que me brindaron y los valores que formaron mi persona para la sociedad, por darme la oportunidad de estudiar esta carrera que tanto amo.

A mis hermanos Junior, Gilbert, Elaine y Daylan porque por ellos siento la fuerza de continuar cada día para darles el ejemplo a seguir.

A la Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña por la formación académica profesional que pude obtener en su casa de estudio.

A la Dra. Lenie Amargos, asesora temática y la Dra. Sonya A Streese, asesora metodológica por el tiempo y dedicación en la realización de esta tesis. A cada uno de los docentes y doctores por su tiempo, paciencia y por los conocimientos que me aportaron para crecer profesionalmente, gracias infinitas.

A mis pacientes por su confianza depositada en mí, gracias.

A mi novio Kraulin Antonio, por animarme, por estar siempre a mi lado para escucharme, por tu amor y paciencia, por hacerme sentir tan grande como mis sueños y tan capaz de lograr todo lo que me propongo, por apoyarme en cada paso y decisión tomada, fuiste pieza importante en esta etapa de mi vida que ya termina, gracias mi amor.

A Andreina Chalas, mi compañera de tesis, más que colega eres mi súper amiga, eso mostraste desde siempre, nunca me dejaste sola, gracias amiga mía por tanto apoyo, por tu paciencia conmigo, por tu empeño en la realización de esta tesis la cual considero tuya, por hacerme parte de tu familia, por cada noche de desvelo juntas para salir bien en cada examen, por todo tu esfuerzo para llegar hasta aquí. ¡Ya somos doctoras!

A mis familiares, por darme ánimos y consejos, por sentirse orgullosos de mí, por considerarme la mejor y su doctora favorita, por confiar ciegamente en mí, por todos los momentos compartidos durante este trayecto, lo que lo hizo sentir más corto, por escuchar mis quejas, ustedes saben quiénes son.

A mi compañera de viaje para siempre, la Dra. Ruth Gómez, gracias amiga por las bellas experiencias que vivimos juntas, por tu gran ayuda para la realización de esta tesis, tu empeño desinteresado, por tu tiempo y paciencia, por abrirme las puertas de tu casa, gracias por tu amistad.

A mis amigos, por apoyarme y a todas aquellas personas que de una u otra forma formaron parte de este logro y que estuvieron al tanto de mí.

Leslie Cherine Díaz Medrano

Índice

Resumen	9
Introducción.....	10
CAPITULO 1. EL PROBLEMA DE ESTUDIO	11
1.1. Antecedentes del estudio	11
1.1.1. Antecedentes Internacionales	11
1.1.2. Antecedentes Nacionales.....	14
1.1.3. Antecedentes Locales	14
1.2. Planteamiento del problema	15
1.3. Justificación.....	17
1.4. Objetivos.....	18
1.4.1. Objetivo general	18
1.4.2. Objetivos específicos.....	18
CAPITULO 2. MARCO TEÓRICO.....	19
2.1. Historia de la microbiología	19
2.1.1. Factores de crecimiento de los microorganismos.....	20
2.1.2. Microbiología oral	20
2.1.2.1. Biofilm de la cavidad oral	21
2.2. Transmisión de enfermedades	22
2.2.1. Enfermedades que pueden transmitirse en la consulta dental	23
2.3. Bioseguridad.....	26
2.3.1. Los principios y propósitos de la bioseguridad	27
2.4. Control de los microorganismos.....	28
2.5. Métodos de esterilización	30
2.5.1. Métodos de esterilización físicos.....	30
2.5.1.1. Esterilización por calor seco.....	30
2.5.1.2. Esterilización a vapor	31
2.5.2. Indicadores para la comprobación de la esterilización (testigos biológicos)	33
2.6. Métodos de desinfección	34

2.6.1. Agentes químicos	35
2.7. Equipos e instrumental odontológico	37
2.7.1. Sillón dental.....	37
2.7.2. Jeringa triple	39
2.7.2.1. Precauciones de esterilización y desinfección de la jeringa triple.....	39
2.7.3. Clasificación de equipos e instrumental según el riesgo de infección	40
2.8. Medios y tipos de cultivo.....	41
2.8.1. Tipos de medios.....	41
2.8.2. Medios de cultivos comunes.....	42
2.9. Técnica de muestreo de microorganismos en superficies	44
CAPITULO 3. LA PROPUESTA	51
3.1. Formulación de la hipótesis.....	51
3.1.1. Hipótesis de estudio.....	51
3.1.2. Hipótesis nula	51
3.2. Variables y operacionalización de las variables.....	52
CAPITULO 4. MARCO METODOLÓGICO.....	53
4.1. Tipo de estudio	53
4.2. Localización del estudio y tiempo	53
4.3. Universo y muestra.....	53
4.4. Unidad de análisis estadístico.....	54
4.5. Criterios de inclusión y exclusión	54
4.6. Técnicas y procedimientos para la recolección y presentación de la información.....	55
4.6.1. Procedimiento de laboratorio.....	60
4.6.2. Conteo bacteriológico.....	61
4.7. Plan estadístico de análisis de la información	63
4.8. Aspectos éticos implicados en la investigación.....	63
CAPITULO 5. RESULTADOS Y ANALISIS DE DATOS.....	64
5.1. Resultados del estudio	64
5.2. Discusión	67
5.3. Conclusiones.....	69

5.4. Recomendaciones	70
Referencias bibliográficas	71
Apéndice	75
Anexos	79
Glosario	82

Resumen

La jeringa triple es un instrumento metálico adosado a la unidad dental utilizado para suministrar agua, aire o ambos a la cavidad bucal, por medio de una punta metálica. Ésta, si no es correctamente higienizada puede transmitir enfermedades. El objetivo fue determinar la efectividad de la esterilización a vapor versus la desinfección química con Eucida Advanced en las puntas de las jeringas triples del área de Periodoncia de la Clínica de Odontología Dr. René Puig Bentz de la Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña. Se tomaron 32 muestras con el método de frotis a las puntas de las jeringas triples de las unidades dentales: 8 por cada grupo, antes y después de aplicar el método de esterilización y desinfección. Los resultados arrojaron que la efectividad de la esterilización a vapor fue de un 92.31% y de la desinfección con Eucida Advanced fue de un 50% en la eliminación de los microorganismos. Se concluyó que la esterilización a vapor debe ser el método para el correcto control de microorganismos de las puntas de las jeringas triples. Se recomienda considerar la punta de la jeringa triple como parte del instrumental, la cual debería ser lavada, desinfectada según las instrucciones del fabricante y posteriormente ser esterilizada a vapor después de cada uso; y orientar a los estudiantes de que éste es el correcto método de limpieza de la misma.

Palabras claves: Esterilización a vapor, desinfección química, microorganismos, punta de la jeringa triple.

Introducción

En la consulta odontológica acuden una gran cantidad de pacientes y muchas veces, pacientes que desconocen su estado de salud, pudiendo presentar alguna patología transmisible por sangre o saliva en forma directa o indirecta, por medio de gotas, aerosoles, instrumentos y equipos contaminados, por lo que es de suma importancia tratar a todos los pacientes como si estuviesen enfermos.¹

En la práctica diaria el odontólogo está expuesto a un gran número de microorganismos entre los que se pueden encontrar; el virus de la hepatitis B, herpes tipo I, VIH, el virus de la influenza, *Estafilococos*, *Mycobacterium tuberculosis* y otros patógenos, por lo que es importante el manejo y control de infecciones, ya que éstas podrían comprometer la salud tanto del profesional, como la de los pacientes.^{1,2}

En el consultorio se encuentran un sin número de superficies, que podrían ser contaminadas, o no, por la naturaleza del trabajo que realiza el odontólogo, algunas se deben tomar en cuenta como; superficies semicríticas, y en el caso de la jeringa triple, que no debe ser considerada, tratada y manejada como una superficie más, sino que a este aditamento se le debe manejar como otro instrumental de trabajo importante, y debe ser clasificado como instrumental de medio riesgo, el cual debe ser esterilizado, descartable o ser tratado con un desinfectante de alto nivel.²

El presente trabajo es un estudio experimental y comparativo cuya finalidad fue determinar la efectividad del método de esterilización a vapor versus el método de desinfección química con Eucida Advanced, así como, identificar los microorganismos presentes en las puntas de las jeringas triples en el área de Periodoncia en la Clínica de Odontología Dr. René Puig Bentz de la Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña. Éste estuvo dirigido a todo el personal de la clínica (estudiantes, doctores y empleados), para brindarles una mayor calidad de atención en el servicio y disminuir posibles riesgos de contagio para el paciente y el profesional.

En el cap. 1 estará plasmado el problema de estudio, en el cap. 2 el marco teórico, en el cap. 3 la propuesta, cap. 4 el marco metodológico y cap. 5 los resultados y análisis de datos.

CAPITULO 1. EL PROBLEMA DE ESTUDIO

1.1. Antecedentes del estudio

1.1.1. Antecedentes Internacionales

En el 2008, en Colombia, Gutiérrez et al³, evaluaron la acción del hipoclorito de sodio al 5%, cloruro de benzalconio al 1% y del glutaraldehído al 2%, frente a superficies susceptibles a contaminación microbiana de la unidad dental. Se tomaron 26 unidades dentales de las clínicas odontológicas de la universidad Antonio Nariño (sede sur) donde se recolectaron muestras de diferentes superficies, las cuales fueron: la escupidera, la jeringa triple y la parte superior del sillón de la unidad dental antes y después de la desinfección con cada uno de los agentes químicos seleccionados para su posterior procesamiento microbiológico. Las muestras fueron tomadas de las superficies con hisopos estériles humedecidos, luego se preincubaron a 37 °C durante 24 horas y finalmente los resultados obtenidos fueron comparados con la escala de MacFarland. Se comprobó que el glutaraldehído al 2% fue el desinfectante que mostró la mejor acción en cuanto al comportamiento de los demás.

En el 2008, en Buenos Aires, Butler⁴, realizó un estudio comparativo de contaminación microbiológica en salivaderas de tres materiales diferentes (acero inoxidable, cerámica y opalina) evaluando la adherencia de biofilm en dichas superficies. Prepararon y analizaron sustratos provenientes de salivaderas dentales de distintas composiciones. Se realizaron cortes de las diferentes salivaderas de diferentes materiales para realizarles análisis bacteriológicos. Se pudo comprobar que la adhesión de las bacterias sobre los cortes de los tres tipos de materiales analizados muestra que el número de células adheridas a la cerámica es casi el triple del correspondiente al acero inoxidable.

En el 2012, en Ecuador, Castro¹, realizó un estudio para determinar los microorganismos presentes en jeringas triples, lámparas de fotocurado y turbinas mediante toma de muestras con medios de cultivos. Se recolectó una muestra antes de empezar la jornada de atención en 3 diferentes días para así conocer las condiciones de asepsia con la que empiezan a laborar los clínicos. Para la toma de muestra se emplearon hisopos, suero fisiológico y cajas mono Petri desechables estériles. Se encontraron turbinas, jeringas triples y lámparas de fotocurado contaminadas en distintas áreas con un porcentaje para la jeringa triple de 52%, para la lámpara de fotocurado de 62% y la turbina de 71% donde los microorganismos identificados con mayor frecuencia en el presente estudio constituyeron el *S. epidermidis* con el 56%, *S. viridans* con el 17%, *M. catarrhalis* con el 6% y *S. saprofiticus* y *S. pyogenes* con el 5%.

En septiembre 2014, en México, De Jesús y Sánchez⁵, realizaron estudios para comparar soluciones desinfectantes las cuales fueron Benzal, OxOral Sterilizing, Lysol e Hipoclorito de sodio al 1% empleadas para la eliminación de microorganismos encontrados en el sillón dental. Se tomaron muestras con hisopos estériles del respaldo del sillón dental, antes y después de ser desinfectados y se colocaron en tubos para analizar. Se encontró que en los sillones estudiados antes de aplicar el producto desinfectante existen colonias de microorganismos y su relación con infecciones. Se comprobó que el hipoclorito de sodio al 1% resultó más eficaz para la desinfección de los respaldos de los sillones dentales eliminando esos microorganismos patógenos.

En abril 2015, en Quito- Ecuador, Iturralde⁶, hizo comparaciones entre dos sustancias desinfectantes determinando el grado de efectividad en la superficie de las jeringas triples en unidades dentales de la clínica odontológica de la Universidad Central del Ecuador, pretendiendo determinar la situación bacteriológica en dicha superficie. Se tomaron jeringas triples descartables como muestra, donde se les hizo un estudio experimental bacteriológico antes y después de ser aplicado los desinfectantes (Lysol y Eucida a base de etanol) seleccionados para el estudio. Se comprobó que ambas sustancias no son suficientes para realizar una adecuada desinfección de superficies.

En 2015, en Chiclayo-Perú, Acuña et al⁷, determinó la efectividad antimicrobiana in vitro del alcohol al 70% y del glutaraldehído al 2% utilizado en la superficie externa de la pieza de mano de alta velocidad. El estudio fue conformado por 21 piezas de mano de los alumnos de la asignatura de odontología restauradora II. Las piezas de mano fueron lavadas con detergente, cepilladas, enjuagadas a chorro, secadas con papel toalla, y luego esterilizadas en autoclave. Fueron divididas en grupos de 3, donde se utilizó un primer grupo de muestra control, el segundo grupo por alcohol 70% y el tercer grupo por glutaraldehído al 2% y se realizaron pruebas de cultivo. Los resultados obtenidos en este estudio evidencian que hubo mayor efectividad antimicrobiana in vitro del alcohol al 70%, en comparación al glutaraldehído al 2%, utilizado en la superficie externa de las piezas de mano de alta velocidad. Dicha efectividad antimicrobiana se determinó a través del número de microorganismos por unidades formadoras de colonias antes y después del uso del desinfectante.

1.1.2. Antecedentes Nacionales

En el 2012, Low et al⁸, realizaron un análisis bacteriológico de las unidades dentales en la Clínica Odontológica Integral Universidad Central del Este, antes y después del uso del desinfectante Lysol utilizado por los estudiantes y el desinfectante Lysol Infection Control que posee un mayor espectro de efectividad, se observaron los estudiantes al momento de trabajo, para analizar si emplean adecuadamente los agentes químicos de limpieza y se tomaron muestras de diferentes superficies del sillón dental para su análisis bacteriológico. Se demostró que ambos desinfectantes son efectivos si se lleva a cabo un acertado protocolo de limpieza y desinfección y un fiel seguimiento de las instrucciones del fabricante, confirmando aún más que la debilidad del proceso se encuentra en la forma que está siendo utilizado y no en el producto en sí.

1.1.3. Antecedentes Locales

En el 1992, en Santo Domingo, Peña y Medina⁹, realizaron un estudio para comprobar la eficacia de los métodos de esterilización en autoclave y estufa a calor seco y desinfección con Bosworth Germicide, usados en la clínica dental de la Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña. Se tomaron muestras de instrumentos usados en la práctica dental de la clínica, se analizaron microbiológicamente y luego fueron llevados a la clínica para su esterilización y desinfección donde se observó crecimiento microbiano antes de esterilizar los instrumentos excepto en los instrumentos desinfectados donde hubo crecimiento antes y después de su desinfección, comprobando con esto que el método más eficaz es la esterilización en cualquiera de sus formas.

1.2. Planteamiento del problema

La unidad dental está formada por varias partes, las cuales pueden estar o no en contacto directamente con fluidos de la cavidad bucal, como es el caso de la punta de la jeringa triple, que está en contacto directo con dichos fluidos, y la cual es vista como un elemento más de la unidad dental, cuando debería ser considerada como parte del instrumental, ésta situación es altamente preocupante, debido a que aumenta el riesgo de contaminación y por ende, disminuye en gran medida el nivel de higiene, que es necesario y de carácter obligatorio para la realización de cualquier clase de tratamiento bucal.⁶

La jeringa triple, es un dispositivo de la unidad dental el cual tiene la función de expulsar agua, aire o ambos, por medio de una punta metálica o plástica directamente en la cavidad bucal, razón por la que debería ser descartable o en su defecto esterilizable.⁶

Los microorganismos localizados en la parte más externa, así como en los conductos de agua y aire, pueden ser arrastrados por el flujo de agua, contaminando, y enfermando a los pacientes, profesionales de la salud, y personal de la clínica, ya que, la jeringa triple además de estar en contacto directo con la cavidad bucal, deja en el ambiente núcleos de gotas de agua con una gran cantidad de microorganismos, afectando a personas que se encuentren cerca, y que trabajen en ese lugar. Estos microorganismos pueden formar una estructura llamada biofilm, que es un ecosistema microbiano conformado por uno o varios microorganismos asociados a una superficie viva o inerte, con características funcionales y estructuras complejas que puede adherirse a las paredes de la jeringa triple.^{6, 8,10}

En la Clínica Odontológica Dr. René Puig Bentz después de cada jornada de trabajo el personal de limpieza desinfecta todas las superficies de las unidades dentales utilizando Eucida Advanced, y posteriormente los estudiantes, con Lysol IC; luego se coloca una barrera de protección en la punta de la jeringa triple previo a la atención del paciente. En función de lo antes expuesto se quiso determinar la efectividad de la esterilización a vapor en las puntas metálicas de las jeringas triples en comparación con el método de desinfección química, Eucida Advanced, el cual es un desinfectante químico de alto nivel, utilizado en las unidades dentales del área de periodoncia de la Clínica Odontológica Dr. René Puig Bentz de la Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña.

En relación a lo antes expuesto se formularon las siguientes preguntas de sistematización:

¿Cuál es la efectividad del uso del método de esterilización a vapor versus el método de desinfección química con Eucida Advanced en las puntas de las jeringas triples de las unidades dentales del área de Periodoncia?

¿Cuáles microorganismos están presentes en las puntas de las jeringas triples de las unidades dentales del área de Periodoncia antes y después de ser esterilizadas a vapor?

¿Cuáles microorganismos están presentes en las puntas de las jeringas triples de las unidades dentales del área de Periodoncia antes y después de ser desinfectadas con Eucida Advanced?

1.3. Justificación

El presente estudio intenta determinar la efectividad de la esterilización a vapor sobre los microorganismos presentes en las puntas de las jeringas triples en comparación con el método de desinfección química con Eucida Advanced utilizado en la clínica, mediante la realización de toma de muestras antes y después de utilizar ambos métodos de eliminación microbiana, para poder emplear las correctas medidas de higiene y prevención, evitando así, contagios de enfermedades al paciente y personal de salud.

La Clínica Odontológica Dr. René Puig Bentz de la Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña consta con diferentes áreas de atención como son: Cirugía, Periodoncia, Endodoncia, Operatoria, Odontopediatría y Prótesis, en las cuales son atendidos pacientes de distintas condiciones de salud y socioeconómicas. De dichas áreas, se tomó para éste estudio el área de Periodoncia, en la cual la punta de la jeringa triple tiene mayor contacto con tejidos blandos y fluidos bucales, de gran carga microbiana, por lo que, es de interés mostrar la eficacia de la esterilización a vapor en la eliminación de los microorganismos que puedan estar presentes.

Con la realización de este estudio se pretende mostrar la carga microbiana que puede permanecer en las puntas de las jeringas triples, cuando se utiliza un método de desinfección como el Eucida Advanced, así como, cuando las mismas son sometidas a esterilización a vapor, con la finalidad de identificar cuál de los métodos es el más seguro y confiable eliminando los microorganismos, y disminuyendo el riesgo de contaminación a los profesionales, estudiantes y pacientes del área de periodoncia de la Clínica Odontológica de la UNPHU.

1.4. Objetivos

1.4.1. Objetivo general

1.4.1.1. Determinar la efectividad del uso del método de esterilización a vapor versus el método de desinfección química con Eucida Advanced en las puntas de las jeringas triples de las unidades dentales del área de Periodoncia de la Clínica de Odontología Dr. René Puig Bentz de la Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña.

1.4.2. Objetivos específicos

1.4.2.1. Identificar los microorganismos presentes en las puntas de las jeringas triples de las unidades dentales del área de Periodoncia antes y después de ser esterilizadas a vapor.

1.4.2.2. Identificar los microorganismos presentes en las puntas de las jeringas triples de las unidades dentales del área de Periodoncia antes y después de ser desinfectadas con Eucida Advanced.

CAPITULO 2. MARCO TEÓRICO

La práctica odontológica debe estar regulada por métodos, técnicas y procedimientos de bioseguridad para llevar a cabo un tratamiento en óptimas condiciones para el beneficio tanto del profesional como del paciente. Esto implica tomar acciones de seguridad que regulen y orienten la práctica de la salud. Por tanto es importante tener los conocimientos básicos sobre este tema, para así, disminuir los riesgos de que los pacientes sean contagiados, al no estar bajo las condiciones de asepsia los instrumentos y superficies utilizados en los procedimientos en la consulta dental.²

2.1. Historia de la microbiología

La microbiología es la rama de la biología, la cual se encarga de estudiar los organismos vivos de tamaño microscópico. El término microbiología se deriva de las palabras griegas mikros: pequeño; bios: vida y logos: tratado. Por lo tanto, la microbiología, es la ciencia que trata acerca de los organismos imposibles de ser observados a simple vista.¹¹

Entre los microorganismos o microbios, cuyo estudio es la razón de la microbiología se encuentran: los protozoos, estudiados por la protozoología; los hongos, por la micología; las bacterias, por la bacteriología; las algas, por la ficología; estructuras sub o acelulares como los virus, las partículas subvirasicas como los viroides y los priones, por la virología.

Los microorganismos de mayor interés en el área de la odontología son las bacterias y los virus.¹¹

Los microorganismos, algunos útiles y otros dañinos, están íntimamente asociados a la vida, muchos son habitantes del cuerpo humano, algunos causan enfermedades, y otros están implicados en actividades caseras.¹¹

En el campo del control de los microorganismos se deben destacar los trabajos de Joseph Lister, quien en 1867 comenzó a preconizar el tratamiento con fenol y calor de los

instrumentos y vendajes quirúrgicos, con la finalidad de evitar que los microorganismos penetren en las heridas; de esta forma se inició el desarrollo de la asepsia y la antisepsia.¹²

2.1.1. Factores de crecimiento de los microorganismos

El crecimiento de microorganismos se lleva a cabo si se cumplen dos factores determinantes:

- a) Condiciones ambientales favorables como la temperatura, humedad, presión osmótica y pH, entre otras.¹²
- b) Medios de cultivo apropiado, es decir, que los microorganismos puedan obtener los nutrientes necesarios para su crecimiento y desarrollo. Muchas prácticas de la vida diaria tienen como fin primordial el control de los microorganismos o gérmenes.¹²

Los motivos principales para controlar los microorganismos se resumen de la siguiente manera:

- Prevenir la contaminación, para evitar proliferación de microorganismos perjudiciales.
- Prevenir e impedir la transmisión de infecciones y enfermedades.
- Prevenir el deterioro, para evitar la destrucción de materiales por microorganismos.

Los microorganismos se eliminan o se inhiben por medio de agentes químicos, procedimientos físicos, y agentes quimioterapéuticos como los antibióticos y sulfamidas.¹¹

2.1.2. Microbiología oral

El origen de la microbiología oral coincidió con el descubrimiento de las bacterias. Leeuwenhoek observó en su saliva y en el material depositado en los dientes, que denominó materia alba, animálculos y así lo comunicó a la Royal Society de Londres. Donde más adelante Pasteur y Koch contribuyeron de forma decisiva al desarrollo de la microbiología, relacionando científicamente a los microbios con las enfermedades infecciosas. Miller quien fue un químico convertido en dentista, publicó un libro llamado "Los microorganismos de la boca humana" y quien puede considerarse el padre de la microbiología oral por sus grandes aportaciones.¹³

La cavidad oral es considerada un ambiente donde sus propiedades influyen en la composición y la actividad de los microorganismos que en ella se encuentran. Las distintas interacciones ecológicas de la cavidad bucal son las que determinan las características cualitativas y cuantitativas de la totalidad de su microbiota, en los distintos nichos ecológicos y en las distintas situaciones de salud y enfermedad. Las principales áreas ecológicas de la boca son: La mucosa de los labios, las mejillas, el paladar, la lengua, las superficies de los dientes encima y por debajo del margen gingival, la saliva, la zona de las amígdalas y dentaduras, si están presentes.^{7, 14}

La cavidad oral está formada por un conjunto de microorganismos formando un ecosistema llamado biofilm, siendo los principales los cocos y bacilos tanto grampositivos como gramnegativos y otros microorganismos. Cuando existe equilibrio entre la microbiota y los tejidos que configuran parte del ecosistema se utiliza el término de eubiosis y cuando éste se rompe se le llama disbiosis.¹²

2.1.2.1. Biofilm de la cavidad oral

Los microorganismos en la naturaleza rara vez se encuentran viviendo en colonias aisladas de una sola especie, como se ve en los laboratorios, la mayoría de microorganismos conviven en comunidades heterogéneas formando verdaderos ecosistemas biológicos llamados bio-películas (biofilm). El biofilm es una estructura compleja en el cual los microorganismos se comunican, conviven y cooperan por medio de un sistema de señales, se puede formar en cualquier superficie, puede ser blanda, sólida, animada e inanimada siempre y cuando se encuentre en constante humedad como la cavidad bucal. Existe gran interés en la colonización de bio-película en dispositivos artificiales implantados en humanos como son las prótesis, lentes de contacto y catéteres.⁶

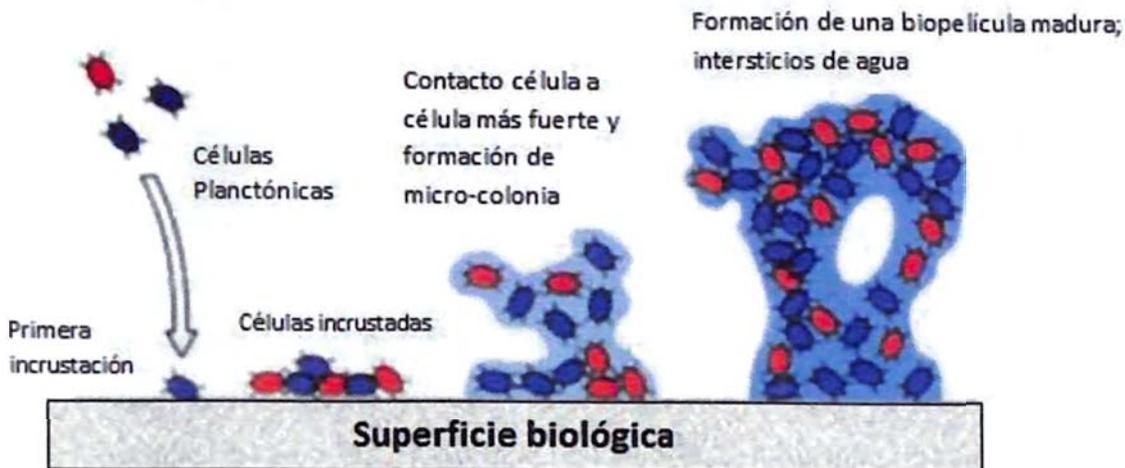


Figura 1. Formación de biopelícula.⁶

2.2. Transmisión de enfermedades

Los principales mecanismos de transmisión de enfermedades son por contacto directo con la fuente de microorganismos, entre ellos están las lesiones percutáneas, contacto con mucosas, soluciones de continuidad en la piel, o líquidos, excreciones o secreciones infecciosas, también por exposición directa a superficies ambientales, instrumentos médicos o aerosoles contaminados.¹⁵

La aerosolización, es un proceso en el cual las partículas generadas por fuerzas mecánicas (núcleos de microgotas), permanecen suspendidas en el aire durante largo tiempo y pueden infectar cuando las personas respiran. Los aerosoles son moléculas que se encuentran en el aire, por lo general de 5 a 10u de diámetro, que recorren grandes distancias. Puede tratarse de líquidos o sólidos.¹⁵

Los aerosoles verdaderos difieren de otras partículas transportadas en el aire, como las salpicaduras, las cuales son microgotas grandes que no permanecen suspendidas, si no que caen y con ello contribuyen a la contaminación de las superficies horizontales (contacto indirecto). Debe utilizarse un equipo de protección adecuado para bloquear los medios de contaminación durante la práctica profesional odontológica, una mascarilla quirúrgica o una protección facial apropiada pueden brindar cierto grado de defensa contra la inhalación de partículas transportadas en el aire, el contacto directo con microgotas o la ingestión de materiales provenientes del paciente. La bata de laboratorio, y los guantes constituyen un

“escudo” contra el contacto cutáneo. La idea fundamental consiste en colocar una barrera entre las áreas expuestas del cuerpo y los materiales contaminados por microbios.¹⁵

2.2.1. Enfermedades que pueden transmitirse en la consulta dental

Las infecciones microbianas de los tejidos orales y dentales son causadas por cuatro principales grupos de microorganismos. En primer lugar, hay infecciones localizadas no específicas causadas por bacterias que normalmente se encuentran en la boca. Una característica de este grupo de enfermedades es que no suelen ser atribuibles a un solo agente patógeno específico sino que se deben a la actividad combinada de un pequeño número de diferentes especies microbianas, no siempre es lo mismo en todos los casos. Ejemplos de estas infecciones endógenas son las caries dentales, las enfermedades periodontales y las infecciones dentoalveolares. El segundo grupo de infecciones localizadas son causadas por microorganismos específicos normalmente presentes en la flora oral. Ejemplos de estos son la actinomicosis y candidiasis. En tercer lugar, hay infecciones sistémicas específicas con manifestaciones orales asociadas, causadas por microorganismos que no están normalmente presentes en la flora oral. Los ejemplos incluyen infecciones bacterianas, como sífilis, gonorrea, tuberculosis, y también un número de infecciones virales, como la estomatitis herpética, paperas, varicela, herpes zóster y la herpangina. En cuarto lugar, hay infecciones sistémicas sin síntomas orales, pero causada por microorganismos que son miembros de la flora oral, por ejemplo, la endocarditis infecciosa causada por diversos estreptococos orales. Finalmente, hay una serie de infecciones sistémicas que tienen pocas manifestaciones orales o dentales, pero, debido al posible riesgo de infección cruzada que pueda ocurrir durante el tratamiento dental, requiere ser estudiada por los dentistas: estas infecciones son la hepatitis B y síndrome de inmunodeficiencia adquirida.¹⁶

Cuadro 1. Enfermedades que pueden transmitirse en la consulta dental.¹⁶

Bacterianas	Virales	Micóticas	Parasitarias
Tuberculosis.	Influenza (gripe).	Candidiasis.	Pediculosis.
Meningitis.	Infección por rinovirus.		Sarna.
Sífilis.	Hepatitis B, C, A.		
Difteria.	Mononucleosis infecciosa.		
Escarlatina.	Infección por herpes virus tipo 1.		
Otras	Varicela.		
Estreptococias.	Parotiditis epidémica.		
Estafilococias.	Rubeola.		
Tos ferina.	Sarampión.		
	SIDA.		

-Virus de la inmunodeficiencia humana (HIV)

Se ha demostrado que el VIH se encuentra en todos los líquidos y secreciones humanas. Sin embargo, actualmente se reconocen tres formas de transmisión:

Por contacto sexual: A través de semen y de las secreciones cervicovaginales.

Por vía parenteral: A través de la sangre o de productos sanguíneos infectados, y a partir de maniobras realizadas con instrumentos punzocortantes contaminados entre las que se incluye compartir agujas y jeringas por vía intravenosa por parte de drogadictos. El riesgo que corren los trabajadores de salud de adquirir la infección por exposición parenteral a sangre contaminada (pinchazos accidentales con agujas potencialmente contaminadas) se estima en menos del 1% (1ml de sangre contiene de 10 a 10000 virus). En la actualidad se sabe de 12 trabajadores de la salud en todo el mundo que han adquirido la infección por contacto con sangre contaminada. Se han descrito tres casos de pacientes infectados por HIV en el consultorio de un mismo odontólogo.¹⁵

Vertical: Es decir la transmisión durante la gestación, el parto o la lactancia.

Propiedades fisicoquímicas: El HIV es termosensible. Se inactiva por medio de la esterilización por calor seco (180⁰ C durante 1h), por vapor (autoclave a 121⁰C durante 20min) o por exposición a 56⁰C durante 30 min. ¹⁵

-Hepatitis A

La transmisión del virus puede realizarse a través de vía fecal-oral, ciclo ano-mano-boca, y se aumenta la propagación por hacinamiento y condiciones ambientales deficientes. El periodo de incubación oscila de 15 a 45 días y promedia 30 días. ¹⁵

-Hepatitis B

Suele transmitirse mediante la inoculación de sangre o productos sanguíneos infectados, o por contacto sexual y se halla en la saliva, semen y secreciones vaginales. El virus puede permanecer viable durante meses a temperatura ambiental y por años en refrigeración o congelación. Resiste 60⁰C durante más de una hora, y también la desecación. El personal de la salud (enfermeras, personal de laboratorios clínicos, de patología, bancos de sangre, y dentistas) se encuentra dentro los grupos de alto riesgo de infección por HBV.

Vías de transmisión: La principal vía de transmisión es la exposición percutánea y de las mucosas a líquidos corporales infectados. El ingreso por vía parenteral se produce mediante transfusiones de sangre o sus derivados, agujas y jeringas contaminadas (adictos a drogas intravenosas que comparten agujas), hemodiálisis, cirugía, tatuajes, perforación del lóbulo de la oreja, acupuntura, inoculación accidental en maniobras médicas u odontológicas, entre otras. El periodo de incubación de la hepatitis B es de seis semanas a seis meses (promedio 12 a 14 semanas).

Inmunización activa (vacunación): La vacuna contiene antígeno de superficie de la hepatitis B (HBsAg) sintetizado por técnicas de ingeniería genética en levaduras. El plan de vacunación se basa en administrar tres dosis: una inicial, otra a los 30 días y la tercera a los seis meses de la primera. ¹⁵

-Tuberculosis

La tuberculosis (*Mycobacterium tuberculosis*) es una de las enfermedades más generalizadas y mortíferas del mundo. La tuberculosis (TB) es una infección bacteriana causada por un germen llamado *Mycobacterium tuberculosis*. La bacteria suele atacar los pulmones, pero puede también dañar otras partes del cuerpo. La TB se disemina a través del aire, cuando una persona con TB pulmonar tose, estornuda o habla. Si ha estado expuesto se debería consultar a un médico para someterse a los exámenes. Hay más probabilidades de contagio con TB, si se tiene un sistema inmunitario debilitado.¹⁷

Los síntomas de la TB pulmonar pueden incluir:

- Tos severa que dure tres semanas o más.
- Bajar de peso.
- Toser y escupir sangre o mucosidad.
- Debilidad o fatiga.
- Fiebre y escalofríos.
- Sudores nocturnos.

Si no se trata adecuadamente, la TB puede ser mortal. Por lo general la TB activa puede curarse con varios medicamentos durante un período largo de tiempo. Las personas con TB latente pueden tomar medicamentos para no desarrollar TB activa.¹⁷

2.3. Bioseguridad

La bioseguridad se define como el conjunto de medidas preventivas destinadas a mantener el control de factores de riesgos laborales procedentes de agentes biológicos, físicos o químicos, logrando la prevención de impactos nocivos, asegurando que el desarrollo o producto final de dichos procedimientos no atenten contra la salud y seguridad de trabajadores de salud, pacientes, visitantes y el medio ambiente. Es una doctrina de comportamiento, cuyo objetivo es lograr actitudes, y conductas que disminuyan el riesgo de trabajadores de la salud de adquirir infecciones en el medio laboral.¹⁸

La bioseguridad es el conjunto de medidas mínimas a ser adoptadas, con el fin de reducir o eliminar los riesgos para el personal, la comunidad, y el medio ambiente que pueden ser producidos por agentes infecciosos, físicos, químicos y mecánicos.¹⁸

El término bioseguridad proviene del idioma inglés, y se acuñó en los laboratorios de microbiología a partir de la expresión microbiological safety, expresión que posteriormente evolucionó a biological safety, luego a biosafety, y finalmente biosecurity, término que hizo extensivo su empleo al medio ambiente, la biotecnología, los organismos genéticamente modificados, los organismos exóticos y el entorno hospitalario.¹⁹

Seguridad: Libre y exento de todo peligro, daño o riesgo.¹⁹

Bio: Conjunto de todos los seres humanos, vida.¹⁹

2.3.1. Los principios y propósitos de la bioseguridad

La bioseguridad consta de principios o elementos básicos para garantizar la contención adecuada de los agentes biológicos: técnicas y prácticas correctas, equipos de seguridad y diseño adecuado de las instalaciones. El propósito más importante de la bioseguridad es promover la salud ocupacional de los trabajadores expuestos a riesgos biológicos.¹⁹

Internacionalmente se ha insistido en el uso de las normas universales de bioseguridad. A continuación se identifican las más sobresalientes:

-Universalidad: las medidas deben involucrar a todos los pacientes de todos los servicios, independientemente de conocer o no su serología. Todo el personal debe cumplir las precauciones estándares rutinarias, para prevenir la exposición, dar origen a enfermedades y accidentes. Todo el personal debe seguir todas las precauciones estándares para prevenir la exposición de la piel, y de las membranas mucosas en todas las situaciones que puedan dar origen a accidentes estando o no previsto el contacto con sangre o cualquier otro fluido corporal del paciente. Estas precauciones deben ser aplicadas para todas las personas, independientemente de presentar o no alguna patología.¹⁹

-Uso de barreras: comprende el concepto de evitar la exposición directa a sangre y otros fluidos orgánicos potencialmente contaminantes mediante la utilización de materiales adecuados que impidan el contacto directo con estos. La utilización de barreras (ej. Guantes, bata y gafas) no evita los accidentes de exposición a estos fluidos, pero disminuye las consecuencias de dichos accidentes.¹⁹

-Medidas de eliminación de material contaminado: comprende el conjunto de dispositivos y procedimientos adecuados para el depósito.¹⁹

Según la norma oficial mexicana (NOM-013-SSA2-1994) para la prevención y control de enfermedades bucales dentro de las medidas básicas de prevención de riesgos establece:

-Esterilizar para su uso todo instrumental, material o equipo que penetre tejidos blandos o duros. Así como, aquel que se contamine con sangre o cualquier otro fluido corporal. Los desinfectantes con actividad tuberculicida no sirven para este fin.

-Establece también esterilizar, y no solamente desinfectar piezas de mano de alta, baja velocidad así como los contra ángulos, ya que se contaminan internamente. Del mismo modo se deberán esterilizar o desechar las puntas de las jeringas triples, después de utilizarlas con cada paciente. La esterilización debe ser mediante vapor a presión.¹⁵

2.4. Control de los microorganismos

Los microorganismos aparte de brindar beneficios también son un vehículo para la producción de enfermedades. Es por esto que el ser humano ha buscado procedimientos para destruir o controlar el crecimiento de los mismos.

La destrucción de los microorganismos y la inhibición del crecimiento no es un proceso simple, debido a que la eficacia de un agente antimicrobiano es afectada por el tamaño y composición de la población, concentración o intensidad del agente antimicrobiano, tiempo de exposición, temperatura y entorno.²⁰

Para el control de los microorganismos se designaron los siguientes términos los cuales deben ser entendidos, dominados y manejados por el profesional:

Antimicrobiano: Se refiere a cualquier agente que interfiera con el crecimiento y actividad de microorganismos. Si se refiere a grupos de microorganismos determinados se emplean los términos antibacterianos o antifúngicos, entre otros. ²¹

Bactericida: Es un agente que mata las bacterias. De manera similar los términos fungicida, virucida y esporicida se refiere a agentes que eliminan, respectivamente hongos, virus y esporas. ²¹

Bacteriostático: Es un agente que produce la supresión del desarrollo de las bacterias, solamente mientras el agente está en contacto con ellas. De la misma manera, los fungistáticos se refieren a la supresión del desarrollo de los hongos. ²¹

Antiséptico: Se refiere a toda sustancia que se opone a la sepsis, es decir, impide el desarrollo o acción de los microorganismos, ya sea destruyéndolo o inhibiendo su crecimiento y actividad. ²¹

Desinfectante: Es un agente, por lo general químico, capaz de matar las formas en desarrollo, pero no necesariamente las formas existentes o esporas de los microorganismos patógenos. Por consiguiente, es el proceso de destruir, prácticamente, todos los agentes patógenos o infecciosos de objetos o superficies inanimadas. Se debe tener en cuenta que este proceso no destruye todos los microorganismos de forma indiscriminada. Existe otro procedimiento muy utilizado en cuanto al control de microorganismos: la descontaminación, la cual, se describe como el tratamiento que se le hace a un objeto o superficie inanimada con el fin de manipularlo sin peligro para la salud. ^{5, 1,7, 21}

Germicida o microbicida: Es un agente que mata las formas en desarrollo, pero no forzosamente las esporas. ²¹

Saneamiento: Consiste en reducir la población por medio de un agente, según los requerimientos de salud pública. ²¹

Esterilización: Es el proceso por el cual se destruye toda forma de vida microbiana. Un objeto esterilizado está (en el sentido microbiológico), libre de microorganismos vivos. Los términos estéril, esterilizar y esterilización se refieren a la ausencia o destrucción completa

de los microorganismos y no se usan en el sentido relativo. Es la destrucción o eliminación completa de todos los organismos vivos en un sitio o materia particular. Puede realizarse por medio de incineración, tratamiento no destructivo con calor, con ciertos gases, exposición a radiación ionizante, con algunas sustancias químicas, líquidas y por filtración.^{1, 21}

Virucida: Agente químico que inactiva o destruye a los virus cuando se aplica tanto a tejidos vivos como a objetos inanimados.

Esporicida: Sustancia química que mata bacterias y esporas de mohos, comúnmente se refiere a sustancias que se aplican sobre objetos.

Fungicida: Sustancia química que destruye a los hongos patógenos y no patógenos; tales agentes se aplican sobre tejidos vivos y objetos.¹⁵

2.5. Métodos de esterilización

La esterilización debe ser aplicada a los instrumentos o artículos clasificados como críticos o de alto riesgo. Los métodos de esterilización utilizados actualmente pueden clasificarse en físicos y químicos.¹⁹

2.5.1. Métodos de esterilización físicos

2.5.1.1. Esterilización por calor seco

Es un método físico a alta temperatura que elimina microorganismos por coagulación de las proteínas, el material debe estar limpio y seco para su esterilización, y envuelto en papel aluminio antes de introducirlo al equipo. Este se lleva a cabo en estufas o pupineles como son la estufa de convección por gravedad y mecánica. Su efectividad depende de:

- La difusión del calor.
- La cantidad de calor disponible.
- Los niveles de pérdida de calor.¹⁹

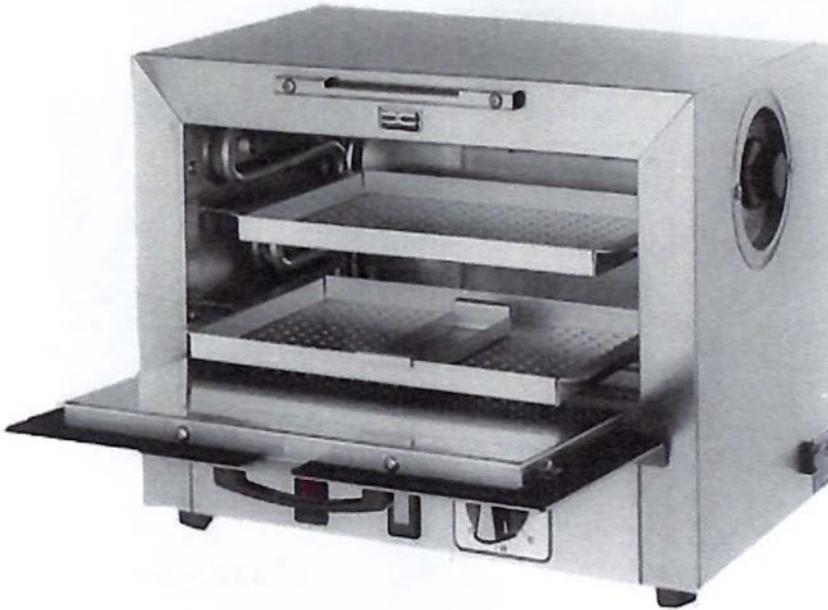


Figura 2. Estufa de esterilizar en calor seco.⁹

2.5.1.2. Esterilización a vapor

Este es el método más sencillo, económico y práctico para esterilizar. El calor húmedo se produce en los aparatos comúnmente llamados autoclaves, éstos funcionan por la presión conseguida con el vapor. El vapor por sí mismo es un agente germicida que produce hidratación, coagulación e hidrólisis de las albuminas y proteínas de las bacterias.

Es el procedimiento de esterilización más común excepto para los materiales que no puedan resistir calor y humedad, creada por el proceso, y al equipo que se utiliza se denomina, autoclave. El mecanismo de acción del calor húmedo es por desnaturalización de las proteínas. La autoclave tiene la ventaja de producir un elevamiento de temperatura en forma rápida en cortos tiempos de esterilización y de no dejar residuos tóxicos en el material.

La autoclave permite la esterilización del material reutilizable y del material potencialmente contaminado que vaya a ser eliminado. La temperatura para esterilizar con calor húmedo oscila entre 121°C a 132°C . La presión del vapor dentro de la cámara de esterilización debe ser de 15L por pulgada cuadrada.¹⁹



Figura 3. Autoclave.²²

La eficiencia del vapor como agente esterilizante depende de:

- La humedad.
- El calor.
- La penetración.
- La mezcla de vapor y aire puro.¹⁹

Tipos de esterilizadores a vapor

a) Autoclaves de desplazamientos 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.²²

Secuencialmente se dan los siguientes pasos:

- Calentamiento del agua y eliminación del aire.
- Aumento de la presión.
- Tiempo de esterilización.
- Reducción de la presión atmosférica.
- Enfriamiento de la carga.²³

b) Esterilizadores de pre-vacío:

Esos 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 auto clave al eliminar las bolsas de aire e incrementar la velocidad del proceso.²³

c) Autoclaves instantáneas:

Son esterilizadores de alta velocidad que generalmente se ubican entre las salas de operaciones para procesar los instrumentos desempaquetados y para usos de urgencia extrema.²³

2.5.2. Indicadores para la comprobación de la esterilización (testigos biológicos)

Para asegurar que una autoclave está trabajando bien, se deben realizar pruebas periódicas. Entre los sistemas que existen para eso, están las cintillas presión-temperatura-sensitiva que cambian de color cuando se alcanza cierta temperatura. Otro sistema es el de esporas de *Geobacillus stearothermophilus* o algún otro bacilo esporulado. En el caso de *G. stearothermophilus* un microorganismo termofílico, se prepara una suspensión de esporas, y se envasa en una ampolleta cerrada, con un caldo nutritivo y un indicador. Otra forma del mismo tipo biológico utiliza suspensiones de *Bacillus subtilis (globigii)* colocado sobre tiras de papel y secado para que se fije.¹⁵

En cualquier caso, los indicadores se incluyen envueltos dentro del material que se pone a esterilizar, y cuando se considera que ya transcurrió el tiempo adecuado (ciclo completo de esterilización según sea el aparato), se sacan para cultivarlos. La ampolla que contiene *G. Stearothermophilus* se incuba a 55⁰ C durante 24 o 48h y se observa si hubo cambio de color del indicador rojo al amarillo. Si las esporas no fueron destruidas por el calor, germinarán a sus formas vegetativas que, al fermentar la dextrosa del medio de cultivo, producirán ácido; el ácido hará cambiar al indicador de bromocresol, de rojo a amarillo. Si las esporas fueron destruidas, no crecerán y el rojo del indicador no cambiará.¹⁵

Las tirillas impregnadas de esporas de *B. subtilis (globigii)* se colocan en tubos con caldo de dextrosa y se incuban durante 24 o 48h para comprobar si hay desarrollo (turbidez). Si las esporas murieron, no habrá crecimiento bacteriano. Si en cualquiera de los dos tipos antes descritos no hubo crecimiento bacteriano, puede considerarse que el horno de calor seco y la autoclave están funcionando adecuadamente. El hecho de haber crecimiento en los cultivos, indica que los aparatos no están realizando la esterilización, y deben enviarse a un servicio especializado para revisarlos y repararlos. En el momento que se repara el aparato deberá hacerse nuevamente la prueba de esterilización con testigos biológicos para corroborar su correcto funcionamiento.¹⁵

2.6. Métodos de desinfección

La desinfección es un proceso físico o químico usado para exterminar o destruir la mayoría de los microorganismos patógenos y no patógenos. A los objetos que se van a desinfectar, se les debe evaluar previamente para fijar el nivel de desinfección. Es el proceso de destrucción de las formas vegetativas de los patógenos, pero no necesariamente de las esporas o priones. Según el nivel de actividad antimicrobiana la desinfección química se clasifica en:

- Desinfección de alto nivel:

Es la inactivación de todos los microorganismos en su forma vegetativa, hongos, virus y micobacterias. (Ej: Glutaraldehído, peróxido de hidrógeno al 6%).^{6, 23}

En la desinfección de alto nivel se utilizan esterilizantes químicos para dar muerte a bacterias vegetativas, bacilos de tuberculosis (micobacterias), virus lípidos y no lípidos, y hongos, no así a todas las esporas bacterianas cuando su cantidad es alta.¹⁵

- Desinfección de nivel medio:

Inactiva todos los microorganismos de forma vegetativa, la mayoría de: hongos, virus y el *Mycobacterium tuberculosis*. (Ej: Hipoclorito de sodio al 0.5%).^{6, 23}

- Desinfección de bajo nivel:

Inactiva todos los microorganismos de forma vegetativa, menos las micobacterias, microorganismos resistentes y esporas bacterianas. (Ej: Amonio cuaternario).^{6, 23}

2.6.1. Agentes químicos

-Eucida Advanced

Solución desinfectante de superficies y equipos, con acciones bactericidas, fungicida, virucida y tuberculicida en un minuto, comprobadas científicamente.^{6, 24}



Figura 4. Spray Eucida Advanced.²⁴

Recomendaciones de uso:

- Esparza Eucida Advanced sobre los equipos o superficies a desinfectar.
- Deje actuar por lo menos un minuto.
- Utilice un paño limpio y seco (preferiblemente no tejido), y limpie en una sola dirección.
- No enjuague.
- Se puede usar en los campos: bacteriológicos, odontológicos, veterinarios y afines.²⁴

Precauciones:

- No aplicar en conexiones eléctricas ni en rodamientos.
- No apto para consumo humano, no ingerir.²⁴

-Glutaraldehido

Es un desinfectante de alto nivel con acción en 20 min. Con actividad bactericida, fungicida, esporicida, tuberculicida y virucida. Para el uso en materiales termosensibles y no corrosivo. Es un compuesto del aldehído, y se presenta en soluciones acuosas, ácidas y alcalinas. Las soluciones ácidas no son esporicidas, pero utilizando un agente alcalinizante como activador, este producto se torna esporicida.²⁵



Figura 5. Glutaraldehido 2%.²⁵

-Peróxido de Hidrogeno

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.²³

-Formaldehído

El formaldehído es una solución acuosa con olor penetrante que se polimeriza, formando un depósito blanco dentro de los recipientes, cuando se encuentra a altas concentraciones, y sobre los artículos tras una inmersión prolongada (incluso en concentraciones más bajas como la formalina del 37% al 40 %). Produce inactivación de microorganismos por lo que es bactericida (micobactericida), fungicida, virucida y esporicida.²³

-Ácido peracético

También denominado ácido peroxiacético es un agente oxidante que actúa de manera similar al peróxido de hidrógeno. Actúa por desnaturalización de las proteínas alterando la permeabilidad de la pared celular por lo que es bactericida, fungicida, virucida y esporicida. Generalmente está indicado para materiales sumergibles, sensibles al calor a temperaturas que oscilan de 50C – 56C a un pH neutro de 6.4 y a una concentración final de 0.2%, siendo ideal para materiales que requieran una rápida reutilización.²³

2.7. Equipos e instrumental odontológico

El consultorio odontológico se encuentra constituido por un gran número de equipos, aparatos e instrumentos entre los cuales podemos mencionar el sillón dental, taburetes ergonómicos, equipo de Rx, negatoscopio, lámpara para polimerizar, recipientes para residuos y recipientes punzantes.⁶

2.7.1. Sillón dental

Es un sillón anatómico donde el odontólogo realiza los diferentes tratamientos o procedimientos al paciente, este debe ofrecer comodidad y posición ergonómica tanto para el paciente como para el profesional de la salud. El sillón dental está constituido por:

Base: Se encuentra en el suelo y es donde se alojan las instalaciones eléctricas, las tuberías de agua potable y agua residual.^{6, 26}

Sillón anatómico: Es donde se recuesta el paciente para su atención, está constituido por el cabezal, respaldo, asiento, apoyabrazos, apoyapiés e iluminación. El sillón se encuentra tapizado con un material de fácil limpieza y sin costuras para evitar la acumulación de suciedad.^{6, 26}

Unidad dental: En esta se encuentran una serie de mangueras las cuales contienen las instalaciones eléctricas de agua y aire requeridas para el correcto funcionamiento del instrumental rotatorio y de la jeringa triple, en esta área puede estar conectado instrumental anexo como lámpara para fotocurado, pulpometro, cámara intraoral y raspadores ultrasónicos.^{6, 26}



Figura 6. Sillón dental.²⁷

2.7.2. Jeringa triple

Es un instrumento metálico adosado a la unidad dental que se utiliza para suministrar agua, aire o ambos a la cavidad bucal, constituida por una manguera, un mango el cual en su parte superior posee dos botones correspondientes a la salida de aire, identificado con una nube y otro a la salida de agua, identificado con una gota. También posee una punta larga angulada de 12cm, removible, que es la parte activa, es decir, la que se encuentra en contacto directo con la cavidad bucal, la cual puede ser metálica y esterilizable o plástica y descartable, por donde se expulsa el aire y el agua.⁶



Figura 7. Jeringa triple.²⁸

2.7.2.1. Precauciones de esterilización y desinfección de la jeringa triple

La jeringa triple debe ser higienizada exteriormente con hipoclorito de sodio al 1%, glutaraldehído al 2% o alcohol etílico (etanol) al 70 u 80%.⁶

Para la punta de la jeringa triple:

- Se purga estando conectada en el maneral.
- Se desatornilla.
- Lavar con cepillo, agua y jabón.
- Secar.
- Empacar.
- Esterilizar.

Se pueden utilizar las puntas de jeringa desechables de acuerdo a la economía del odontólogo y del paciente. Todo el equipo (piezas de mano) debe ser esterilizado en autoclave y no en calor seco, ya que sería dañado el sistema interno de cada aparato. Es necesario seguir las instrucciones del fabricante y así no perder la validez de la garantía.¹⁵

2.7.3. Clasificación de equipos e instrumental según el riesgo de infección

Los equipos e instrumental odontológico deben clasificarse en función del riesgo de infección relacionado con su uso, para determinar el método de higiene que se va a emplear con los mismos, los cuales deberán de limpiarse y posteriormente desinfectarse o esterilizarse, junto con el lavado de manos y las precauciones de barrera para prevenir la contaminación cruzada y posibles transmisiones de enfermedades.

La clasificación propuesta por el Dr. Spaulding hace una división por categorías, del instrumental médico. Este sistema de clasificación está ampliamente aceptado y es utilizado por la Administración de Medicina y Alimentos (FDA), los Centros para el Control y la Prevención de Enfermedades (CDC), los epidemiólogos, microbiólogos, y organizaciones médicas para determinar el grado de desinfección o esterilización necesario para cada dispositivo médico.²⁹

Los instrumentos y equipos odontológicos se pueden dividir en tres categorías:

Alto Riesgo: Son aquellos instrumentos que están contaminados con sangre; el método de elección es la limpieza, seguida de la esterilización por medio de calor seco en una hora a 171°C, o por dos horas a 160°C, además se puede utilizar desinfección química en

instrumentos sensibles al calor, siendo el método de esterilización recomendado para estos instrumentos odontológicos el calor húmedo a 121° C por 15 minutos.⁷

Medio Riesgo: Son aquellos instrumentos que están en contacto con la membrana de la mucosa de la cavidad oral, que no pueden esterilizarse, pero deben protegerse antes de ser usados. En los instrumentales de riesgo medio reutilizables, el medio apropiado de descontaminación, es la limpieza seguido de la desinfección de alto nivel.⁷

Bajo Riesgo: Incluyen los instrumentos, equipos y superficies del consultorio dental que entran en contacto con la piel sana e intacta del paciente, para estos objetos la limpieza es suficiente, sin embargo, la desinfección puede ser necesaria si existe algún riesgo conocido de infección. Los objetos de bajo riesgo incluyen manijas y superficies como son; pisos, paredes y lavados.⁷

2.8. Medios y tipos de cultivo

Un medio de cultivo es un conjunto de nutrientes, factores de crecimiento y otros componentes que crean las condiciones necesarias para el desarrollo de microorganismos. Los medios de cultivo son mezclas complejas de sustancias químicas y/o productos naturales (proteínas, sangre, suero, etc.), pueden ser líquidos o sólidos. Los medios de cultivo sólidos son medios líquidos a los que se añade una sustancia (normalmente agar) para que solidifiquen y adquieran consistencia.

Al hecho de depositar una muestra en un medio de cultivo para intentar que crezcan en el medio los microorganismos que puedan haber en ella, se llama siembra y al proceso de dejar un medio de cultivo en unas condiciones adecuadas para que las bacterias se desarrollen se denomina incubación.³⁰

2.8.1. Tipos de medios

Medios enriquecidos: Estos contienen la mayoría de factores necesarios para el crecimiento de casi todas las bacterias, incluso las exigentes. Y suelen contener mezclas de tejidos animales, sangre, hemoglobina, entre otros.

Medios definidos: Están compuestos de sustancias químicas puras.

Medios selectivos: Estos favorecen el crecimiento de algunas especies bacterianas e inhiben el crecimiento de otras.

Medios diferenciales: Permiten estudiar propiedades bioquímicas de las bacterias y permiten identificar a las bacterias.

Medios de transporte: no son realmente medios de cultivo, su propósito es la conservación de muestras para estudios microbiológicos.³⁰

2.8.2. Medios de cultivos comunes

Agar nutritivo: El agar nutritivo es un medio de cultivo usado normalmente como rutina para todo tipo de bacteria. Es muy útil porque permanece solido incluso a relativas altas temperaturas. Además, el crecimiento bacteriano en este agar lo hace en la superficie, por lo que se distinguen mejor las colonias pequeñas.³¹

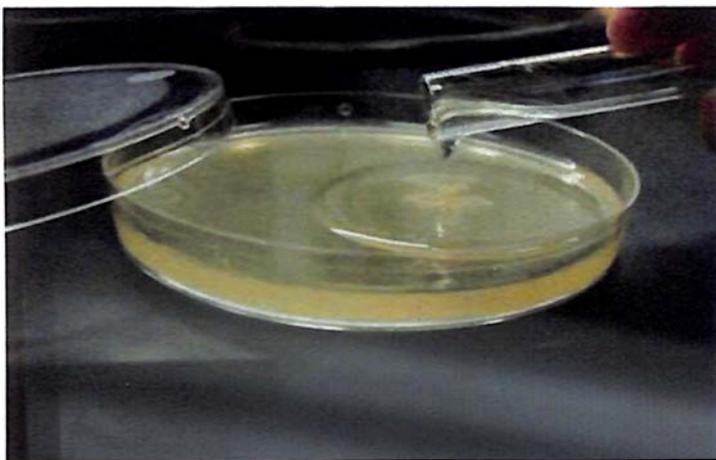


Figura 8. Agar nutritivo.³¹

Agar sangre: Es un medio enriquecido utilizado para el cultivo de microorganismos exigentes, adecuado para la determinación de reacciones hemolíticas.^{1, 31}



Figura 9. Agar sangre.³¹

Agar Mueller-Hinton: Es un medio enriquecido, utilizado para realizar las pruebas de susceptibilidad antimicrobiana en microorganismos aeróbicos, por el método de Bauer-Kirby.³¹



Figura 10. Agar Mueller-Hinton.³¹

Agar tripticase de soja: Es un medio utilizado para el crecimiento de gérmenes exigentes, como *Brucella*, *Neisseria* o *Streptococcus*. Es un medio muy enriquecido, pero no es diferencial, recomendado para controles de esterilidad que permite el cultivo de aerobios, anaerobios y microaerófilos. Se manifiesta por un color rosa del medio.³¹



Figura 11. Agar tripticase de soja.³¹

Agar Baird-Parker: Permite el crecimiento de *Estafilococos coagulasa* positivos, a la vez que los diferencia del resto.³¹



Figura 12. Agar Baird-Parker.³¹

2.9. Técnica de muestreo de microorganismos en superficies

Es cada vez más frecuente que dentro de las normativas de control de calidad se incluya un control microbiológico ambiental, y de superficies y se hace prácticamente imprescindible en actividades relacionadas con productos destinados a sanidad o alimentación. Para llevar a cabo este análisis se debe establecer previamente:

- El método de muestreo que se va a utilizar.
- Los microorganismos que se desean aislar y cuantificar.
- Los lugares de muestreo.
- La posición del muestreador.
- Número de muestras en cada punto.
- Frecuencia de los muestreos.

Todos estos puntos dependen de las características específicas del ambiente que se pretende evaluar. Una vez determinados, se consigue un análisis que se podrá comparar, y por tanto, obtener datos estadísticos. Cualquier comparación de resultados ha de tener en cuenta los procedimientos de muestreo utilizados, ya que, existen diferencias importantes en la eficacia de captación de los distintos métodos. Al realizar la valoración de los resultados obtenidos a partir de la medición de microorganismos en ambiente o en superficie, la mayoría de las veces se encuentra con el problema de la no existencia de criterios legales de valoración. Por ello, sólo uno mismo podrá valorar las estadísticas y fijar los parámetros. En el cumplimiento de las normas ISO se exige la recopilación del mayor número de datos posibles que relacionen un producto con todo su proceso de fabricación y distribución. Un parámetro importante sería el control ambiental y de superficie. El acopio de datos en este sentido y la calidad del producto final, ayudará a crear los propios criterios de valoración.³²

Los instrumentos y superficies de trabajo, debido a las condiciones habituales de uso, o bien, a causa de una deficiente desinfección, pueden actuar como reservorios de los contaminantes biológicos. Normalmente el método no recupera todos los microorganismos, pero sí proporciona una valiosa información.

Los procedimientos básicos para el muestreo de superficies son:

a) Método de la placa de contacto (Placa RODAC)

El método de contacto directo del agar con los microorganismos que se multiplican (RODAC= Replicate organisms direct agar contact) utiliza placas petri especiales, ideales para la investigación de gérmenes en superficies. Se usa medio de cultivo TSA o diferentes medios selectivos a conveniencia. Se añade a una placa de RODAC, un medio de cultivo

sólido (seleccionado en función de los microorganismos buscados), en ligero exceso, para que la superficie quede convexa. Las superficies a controlar suelen ser limpiadas periódicamente con detergentes y/o desinfectantes. Para realizar el recuento total de microorganismos en superficie, es aconsejable neutralizar los restos de detergentes y desinfectantes ya que podrían inhibir el crecimiento. Para ello se utilizará preferentemente un medio de cultivo que contenga polisorbato, histidina y lecitina, que funcionan como neutralizantes de aldehídos, compuestos fenólicos y amonios cuaternarios, que suelen ser utilizados como desinfectantes y detergentes con actividad antibacteriana. Con esta neutralización se consigue evitar interferencias, debido a que estas sustancias no pueden inhibir el crecimiento colonial durante el periodo de incubación, y por tanto no afectan a la lectura e interpretación de resultados.³²

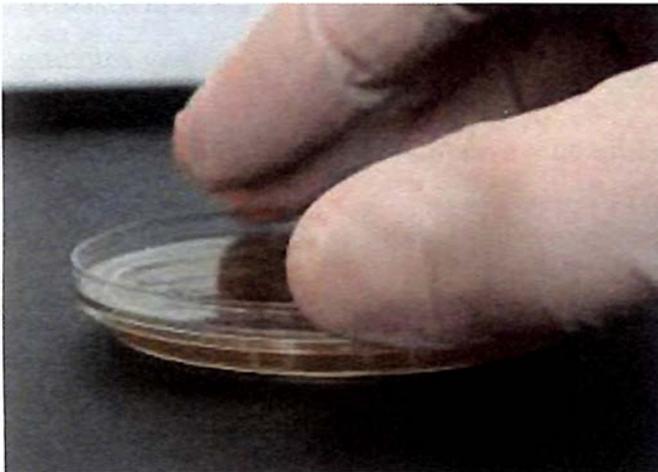


Figura 13. Placa de RODAC.³²

Es el método ideal para examinar superficies lisas, duras y no porosas, pero no es muy recomendable en casos de superficies muy contaminadas, donde es más práctico el uso de medios selectivos.

Modo de empleo: La placa se coloca sobre la superficie a muestrear de una forma directa, manteniéndola inmóvil y presionando. Se cierra e invierte la placa para su incubación, a temperatura y tiempo adecuados según el medio y determinación realizada.³²

Interpretación de resultados: Contar las colonias que han crecido y expresar el resultado en ufc/placa. El resultado también se puede expresar en ufc/cm² de superficie. Diversos estudios

han deducido que una placa de contacto sólo recoge el 0,1% de la flora de las superficies (se considera que una placa RODAC tiene 25 cm²), por tanto se recomienda que el conteo de la placa se divida por 25 y se multiplique por 1000 para poder expresar el resultado en ufc/cm² de superficie estudiada.³²

b) Laminocultivos

La utilización de sistemas analíticos cada vez más rápidos y más prácticos es una exigencia común en todos los laboratorios de control microbiológico. Los laminocultivos son sistemas prácticos, estudiados y diseñados especialmente para la determinación cuantitativa y cualitativa de los microorganismos en todos aquellos sectores productivos, en los cuales es necesario el control de la microbiota contaminante. Este sistema analítico ofrece las siguientes ventajas:

- Permiten la determinación cualitativa y cuantitativa de los microorganismos.
- La presencia de dos medios de cultivo en un solo soporte permite efectuar muestreos separados con un solo laminocultivo.
- El cierre hermético con tapón roscado disminuye la posibilidad de contaminación accidental y mejora la estabilidad del producto.
- Su reducido volumen facilita el transporte, almacenamiento y permite una mejor gestión del espacio siempre escaso de la estufa de incubación.



Figura 14. Laminocultivo.³²

Los laminocultivos se presentan en dos versiones:

- Una estudiada para el muestreo y control de líquidos: Laminocultivos con dos o tres medios de cultivo.
- Y otra pensada para el control de superficies: Laminocultivos con dos superficies. En este caso poseen un soporte flexible que con la simple presión de la mano puede doblarse en ángulo de 90° respecto al tapón, permitiendo así una posición perfectamente paralela con la superficie a muestrear.³²

Modo de empleo e interpretación de resultados:

- Para muestras líquidas: La inmersión del laminocultivo en las muestras líquidas permite que parte de las bacterias presentes en el líquido se adhieran al medio de cultivo. El número de microorganismos que se fijan sobre el sustrato nutritivo es proporcional a la población de la muestra. Tras la incubación, si la muestra estaba contaminada, se desarrollarán colonias visibles sobre el laminocultivo. Se debe aflojar el tapón y sacar el laminocultivo del tubo sin tocar la superficie del agar. Se sumerge el laminocultivo totalmente en el recipiente que contenga la muestra, durante un máximo de cinco segundos. El mismo tubo del laminocultivo puede servir de recipiente para ser llenado con el líquido de muestra, recordando siempre de vaciarlo tras la inmersión. Si se dispone de poco volumen de muestra, dejarla gotear sobre el laminocultivo con ayuda de una pipeta Pasteur.³²

Dejar escurrir el exceso de muestra del medio de cultivo, volver a meter el laminocultivo en su tubo y roscarlo bien, incubarlo en la estufa en posición vertical, durante el tiempo y la temperatura indicada, finalmente sacar el laminocultivo, y comparar la densidad de las colonias crecidas con una tabla de patrones que indica la carga microbiana correspondiente por ml de muestra líquida. Si el recuento obtenido es superior a 100.000 unidades formadoras de colonias por ml, se recomienda repetir el proceso a partir de una dilución de la muestra en agua de peptona y luego multiplicar los resultados por el factor de dilución. De esta forma conseguiremos resultados más fiables.³²

- Para superficies: Aflojar el tapón y sacar el laminocultivo del tubo sin tocar la superficie del agar. Se debe plegar la paleta del laminocultivo apoyando un dedo sobre el borde del extremo y apoyar el medio de cultivo nº uno sobre la superficie a muestrear, cuidando que el contacto sea total, ejerciendo una ligera presión, pero sin desplazarlo. Girar el laminocultivo y repetir el mismo procedimiento con el medio nº dos. Muestrear en una superficie muy próxima a la anterior, pero sin que coincida. Si la superficie a controlar no es plana o es de difícil acceso, tomar la muestra con un hisopo estéril humedecido en Ringer o agua de peptona y después hacerla girar sobre toda la superficie del medio nº uno del laminocultivo.

Para la toma de muestras de superficies tratadas con desinfectantes o detergentes se utiliza laminocultivos con medios de cultivo que contengan neutralizante, de esta forma se inhiben los restos de estas sustancias que puedan quedar en la superficie y pudiendo verificar la actividad bactericida de los desinfectantes. Se anota la zona de muestreo correspondiente a cada tipo de agar. Luego se introduce nuevamente el laminocultivo en su tubo y roscarlo bien. Incubarlo en la estufa, en posición vertical, durante el tiempo y la temperatura indicada.³²

c) Método del escobillón o frotis

Es un método especialmente indicado para superficies de difícil acceso para las placas de contacto o los laminocultivos, como superficies flexibles, irregulares o muy contaminadas. Se utilizan torundas estériles de algodón. La recolección de los microorganismos depende de la textura de la superficie, de su naturaleza y del tipo de flora. A pesar de sus limitaciones,

este método es rápido, sencillo y barato para calcular la flora microbiana de superficies y herramientas.³²



Figura 15. Escobillones estériles.³²

Modo de empleo: Se coloca una plantilla estéril en la superficie a examinar y se refriega con cuidado la zona expuesta con un escobillón humedecido en solución de Ringer, o en agua de peptona tamponada, para facilitar la toma de muestra.

Se introduce el escobillón en un tubo con 10 ml de solución salina y se agita. Se obtiene una dilución 1/10. Si se sospecha que la superficie está muy contaminada, se prepara un banco de diluciones con 9 ml de Ringer. Las placas se inoculan con alícuotas de 0,1 ml en placas de TSA. Con el asa de Drigalsky, previamente esterilizada a la llama con alcohol, se reparte el inóculo por toda la superficie, efectuando movimientos de rotación hasta que el líquido queda completamente absorbido. Otra opción es realizar siembras directamente en medio sólido, haciendo girar la torunda por toda la superficie del agar. Las placas sembradas se incuban en posición invertida, a temperatura y tiempo adecuados según el medio y determinación realizada.³²

Interpretación de resultados: Se han de contar las placas con un número de colonias entre 30-300. Se hace media aritmética, se multiplica por el inverso de la dilución y por el inverso del inóculo, en caso de que no se haya sembrado directamente en placa. N° de microorganismos / $cm^2 = 1 / \text{dilución} \times 1 / \text{inóculo}$.³²

CAPITULO 3. LA PROPUESTA

3.1. Formulación de la hipótesis

3.1.1. Hipótesis de estudio

La esterilización a vapor es más efectiva que la desinfección química con Eucida Advanced eliminando los microorganismos presentes en las puntas de las jeringas triples de las unidades dentales del área de periodoncia de la Clínica de Odontología Dr. René Puig Bentz de la Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña.

3.1.2. Hipótesis nula

La esterilización a vapor es menos efectiva que la desinfección química con Eucida Advanced eliminando los microorganismos presentes en las puntas de las jeringas triples de las unidades dentales del área de periodoncia de la Clínica de Odontología Dr. René Puig Bentz de la Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña.

3.2. Variables y operacionalización de las variables

Variable dependiente: Esterilización y desinfección.

Variables independientes: Microorganismos.

Variables	Definición	Indicadores	Dimensión
Esterilización a vapor	Supone la completa eliminación de todas las formas de vida microbianas viables, incluyendo las esporas.	Ausencia de cualquier vida microbiana incluyendo las esporas.	Nº de microorganismos presentes.
Desinfección química	Inactivación o muerte de agentes patógenos como bacteria , virus y protozoos, impidiendo el crecimiento de microorganismos.	Muerte o inactividad de microorganismos patógenos.	Nº de microorganismos presentes.
Microorganismos presentes	Seres vivos más diminutos que solo se pueden observar a través del microscopio.	# Bacterias Gram (+) # +Bacterias Gram (-)	<i>Streptococos viridans.</i> <i>Estafilococos.</i> <i>Branhamellas.</i> <i>Difteroides.</i>

CAPITULO 4. MARCO METODOLÓGICO

4.1. Tipo de estudio

Es un estudio de tipo experimental, donde se evaluó la efectividad de diferentes métodos para el control de microorganismos, y comparativo, ya que se compararon ambos métodos.

4.2. Localización del estudio y tiempo

El estudio se realizó en el área de Periodoncia de la Clínica de Odontología Dr. René Puig Bentz de la Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña ubicada en el Km 7 1/2, Av. John F. Kennedy #1423, Santo Domingo, República Dominicana en enero 2017.

4.3. Universo y muestra

Universo: Todas las unidades del área de periodoncia (ocho unidades dentales) de la Clínica de Odontología Dr. René Puig Bentz de la Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña.

Muestra: 32 muestras a procesar tomadas de las puntas de las jeringas triples de las unidades dentales presentes en el área de periodoncia de la Clínica de Odontología Dr. René Puig Bentz de la Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña, las cuales se van a distribuir de la siguiente manera:

De ocho puntas de jeringas triples de las unidades dentales del área de periodoncia, se tomaron ocho muestras antes de ser esterilizadas a vapor y ocho muestras después de ser esterilizadas, con un total de 16 muestras para el método de esterilización.

Luego en una siguiente jornada de trabajo, de ocho puntas de jeringas triples de las unidades dentales del área de periodoncia, se tomaron ocho muestras antes de ser desinfectadas con Eucida Advanced y ocho muestras después de ser desinfectadas, con un total de 16 muestras para el método de desinfección. Para un total de 32 muestras.

Cuadro 2. Distribución de la población evaluada según el método

Métodos para el control de microorganismos	Esterilización a vapor	Desinfección con Eucida Advanced	Total de muestras
Nº muestras antes del método	8 muestras	8 muestras	16 muestras
Nº muestras después del método	8 muestras	8 muestras	16 muestras
			32 muestras

4.4. Unidad de análisis estadístico

Se valoraron los datos de laboratorio obtenidos de los cultivos de las muestras tomadas a las puntas de las jeringas triples del área de periodoncia, antes y después de la esterilización a vapor y la desinfección química con Eucida Advanced.

4.5. Criterios de inclusión y exclusión

Criterio de inclusión: Puntas de las jeringas triples de las unidades dentales del área de periodoncia (ocho puntas de jeringas triples).

Criterio de exclusión: Puntas de las jeringas triples de las unidades dentales que no pertenecían al área de periodoncia.

4.6. Técnicas y procedimientos para la recolección y presentación de la información

Para la realización de esta investigación, se tomaron 32 muestras a las puntas de las jeringas triples de las unidades dentales utilizadas en el área de periodoncia, de la clínica odontológica Dr. René Puig Bentz, y posteriormente se enviaron dichas muestras al laboratorio.

Las muestras del estudio fueron clasificadas en dos grupos, que a su vez fueron subdivididos:

Grupo I (A): Estuvo conformado por ocho puntas de jeringas triples, muestreadas y codificadas (antes de la esterilización) y enumeradas del uno al ocho. Grupo I (B): Estuvo conformado por ocho puntas de jeringas triples muestreadas en el grupo I (A), esterilizadas a vapor, nuevamente muestreadas, enumeradas del uno al ocho y codificadas (después de la esterilización).

Grupo II (A): Estuvo conformado por ocho puntas de jeringas triples, muestreadas y codificadas (antes de la desinfección) y enumeradas del uno al ocho. Grupo II (B): Estuvo conformado por ocho puntas de jeringas triples muestreadas en el grupo II (A), desinfectadas con Eucida Advanced, nuevamente muestreadas, enumeradas del uno al ocho y codificadas (después de la desinfección).

Luego de ser limpiada cada unidad dental por el estudiante y el personal y con las debidas medidas de bioseguridad, para evitar una posible contaminación durante la toma de muestra, se procedió a retirar las ocho puntas de las jeringas triples de las unidades dentales para la toma de muestras con el método de frotis.

Las puntas de las jeringas triples se tomaron con una pinza hemostática estéril, cada una de forma independiente, en una posición firme (ver fig. 16), luego se procedió a frotar el hisopo estéril por toda la superficie a examinar (ver fig. 17). Finalmente se introdujeron los escobillones con la muestra, cada uno en su tubo (ver fig. 18), y se codificaron (ver fig. 19) para su traslado al laboratorio (ver fig. 27,28). Siendo éstas las muestras del grupo I (A) antes de la esterilización.



Figura 16. Retiro de la punta de jeringa triple
Fuente: Propia del autor



Figura 17. Toma de muestra
Fuente: Propia del autor



Figura 18. Introducción del hisopo
Fuente: Propia del autor



Figura 19. Muestras codificadas
Fuente: Propia del autor

Luego utilizando las mismas puntas de jeringas triples del primer grupo, se procedió a lavar con detergente, cepillar, enjuagar a chorro de agua (ver fig. 20) y secar con papel toalla, y ésta vez se empacó (ver fig. 21) para su posterior esterilización a vapor húmedo (ver fig. 22) y tomar las siguientes muestras de la misma forma anterior (ver fig. 23). Siendo éstas las muestras del grupo I (B) después de la esterilización.



Figura 20. Lavado de punta de jeringa triple
Fuente: Propia del autor



Figura 21. Empaquetado de punta de jeringa triple
Fuente: Propia del autor



Figura 22. Esterilización de punta de jeringa triple
Fuente: Propia del autor



Figura 23. Toma de muestra
Fuente: Propia del autor

En una siguiente jornada de trabajo, luego de ser limpiada cada unidad dental por el estudiante y el personal, se procedió a muestrear nuevamente las ocho puntas de las jeringas triples, siguiendo los mismos pasos anteriores para la toma de muestra (ver fig. 17), siendo éstas las pertenecientes al grupo II (A) antes de la desinfección.

Utilizando las mismas puntas de jeringas triples muestreadas en el grupo II (A), se procedió a desinfectar cada punta roseando con Eucida Advanced (ver fig. 24), dejando actuar por 1 minuto según las instrucciones del fabricante (ver fig. 25) y secando con papel toalla (ver fig. 26). Finalmente se tomaron las muestras de la misma forma anterior. Siendo éstas las pertenecientes al grupo II (B) después de la desinfección.



Figura 24. Desinfección de la punta de jeringa triple
Fuente: Propia del autor



Figura 25. Seguimiento de las instrucciones del fabricante
Fuente: Propia del autor

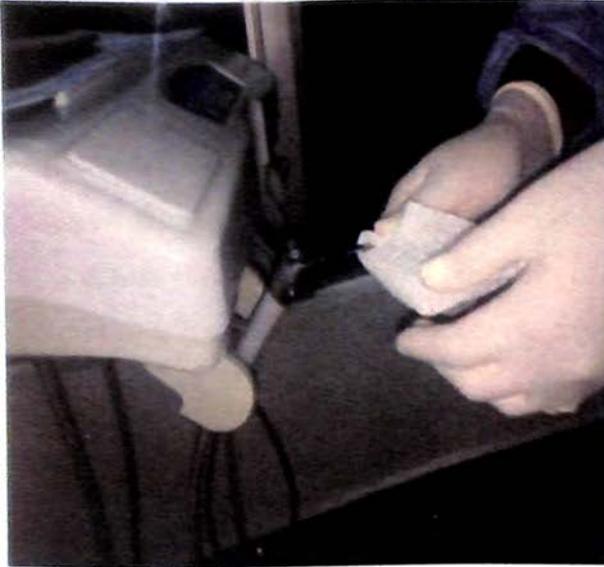


Figura 26. Secado de la punta de jeringa triple
Fuente: Propia del autor



Figura 27. Empaquetado de las muestras para su traslado al laboratorio
Fuente: Propia del autor



Figura 28. Muestras lista para su traslado al laboratorio
Fuente: Propia del autor

4.6.1. Procedimiento de laboratorio

En la llegada a laboratorio con las barreras de bioseguridad necesarias, se procedió a la codificación de la placa Petri con CHROM agar orientación (ver fig. 29), donde posteriormente se hizo la siembra con el método de agotamiento por estría de las muestras recolectadas (ver fig. 30), para su posterior incubación a temperatura requerida atendiendo el tipo de microorganismo a identificar (ver fig. 31).



Figura 29. Codificación de placa Petri
Fuente: Propia del autor



Figura 30. Siembra de muestras
Fuente: Propia del autor



Figura 31. Cultivos a incubar
Fuente: Propia del autor

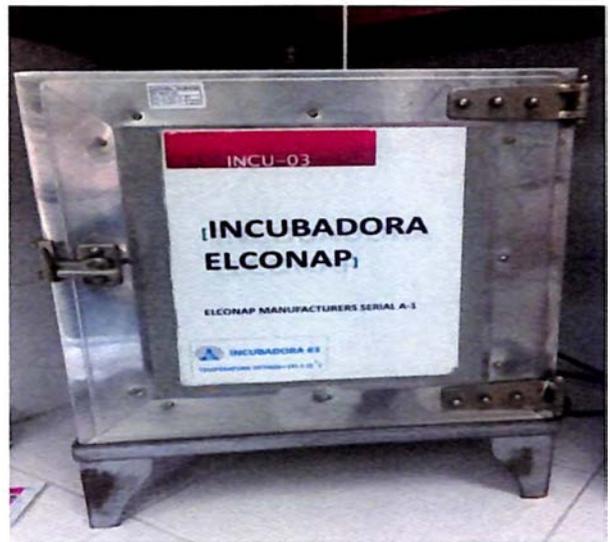


Figura 32. Incubadora
Fuente: Propia del autor

4.6.2. Conteo bacteriológico

Luego transcurrido el tiempo indicado por el laboratorio para la incubación, el personal de laboratorio procedió a identificar los microorganismos de cada placa Petri con métodos de tinción (ver fig. 36,37).

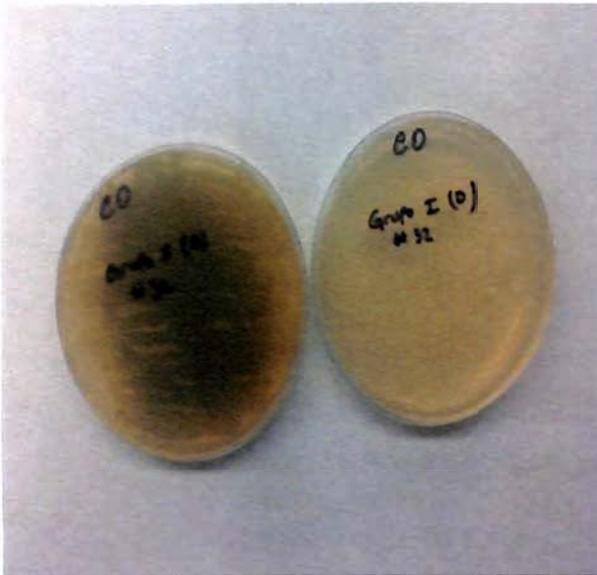


Figura 33. Crecimiento de microorganismos antes y después de la esterilización
Fuente: Propia del autor



Figura 34. Crecimiento de microorganismos antes y después de la desinfección
Fuente: Propia del autor

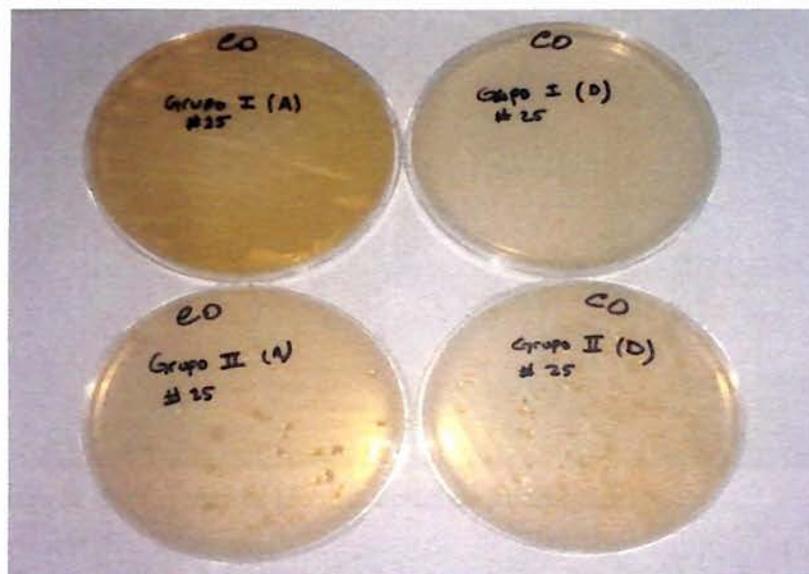


Figura 35. Crecimiento de microorganismo antes y después de la esterilización y desinfección
Fuente: Propia del autor



Figura 36. Toma de colonia para la identificación de Microorganismos
Fuente: Propia del autor



Figura 37. Método de tinción para la identificación de microorganismos
Fuente: Propia del autor

4.7. Plan estadístico de análisis de la información

Después de haber sido recolectados los datos y entregados los resultados del laboratorio, fueron enviados al estadístico, el cual los organizó en una base de datos y los presentó a través de gráficos y tablas específicamente para este estudio, mostrando estadística descriptiva, frecuencias absolutas y porcentajes de los hallazgos encontrados.

4.8. Aspectos éticos implicados en la investigación

Este estudio se realizó con la finalidad, de brindarle al odontólogo el método más efectivo para la higienización de las puntas de las jeringas triples, evitando posible contaminación a los pacientes, siendo éstos, los beneficiados. En este estudio no existió ningún incentivo por las casas comerciales de productos utilizados, por lo que no habría ningún conflicto de interés.

CAPITULO 5. RESULTADOS Y ANALISIS DE DATOS

5.1. Resultados del estudio

A continuación se presentan mediante tablas los resultados de laboratorio del estudio realizado. Se encuentran en orden según las preguntas de investigación, para dar respuestas a los objetivos planteados.

Tabla 1. Distribución de microorganismos encontrados en las puntas de las jeringas triples y porcentaje de efectividad del proceso de esterilización a vapor.

Microorganismos	Antes de esterilización	Porcentaje de microorganismos	Después de esterilización	Porcentaje efectividad de esterilización.
<i>Corynebacterias</i>	2.00	15.38%	0.00	100.00%
<i>Bacteroides</i>	3.00	23.08%	0.00	100.00%
<i>Veillonella</i>	1.00	7.69%	0.00	100.00%
<i>Porphyromonas</i>	4.00	30.77%	0.00	100.00%
<i>Lactobacillus</i>	2.00	15.38%	1.00	50.00%
<i>Levaduras</i>	1.00	7.69%	0.00	100.00%
Total	13.00	100.00%	1.00	92.31%

Fuente: Propia del autor.

Al analizar la Tabla 1, se observó que antes de la esterilización a vapor de las puntas de las jeringas triples se encontraron 6 tipos de microorganismos diferentes. De los cuales la *Porphyromonas* fue la de mayor aparición (30.77%) y en menor aparición, *Veillonella* y *Levaduras* (7.69%); mientras que después de la esterilización a vapor, el *Lactobacillus*, una bacteria Gram positiva anaerobia aerotolerante que no causa enfermedades pero está relacionado a aparición de la caries dental, resistió a la exposición a este método siendo su efectividad (50.00%), y las demás bacterias no fueron resistentes, por tanto, respondieron a una efectividad del (100.00%) del método.

Tabla 2. Distribución de microorganismos encontrados en las puntas de las jeringas triples y porcentaje de efectividad del proceso de desinfección química con Eucida Advanced.

Microorganismos	Antes de desinfección	Porcentaje de microorganismos	Después de desinfección	Porcentaje efectividad de desinfección
<i>Bacteroides</i>	8.00	66.67%	4.00	33.34%
<i>Lactobacillus</i>	1.00	8.33%	0.00	100.00%
<i>Porphyromonas</i>	2.00	16.67%	0.00	100.00%
<i>Estafilococos spp</i>	1.00	8.33%	0.00	100.00%
<i>Clostridium</i>	0.00	0.00%	1.00	16.67%
<i>Finegoldia</i>	0.00	0.00%	1.00	16.67%
Total	12.00	100.00%	6.00	50.00%

Fuente: Propia del autor.

Al analizar la Tabla 2, se observó que antes de la desinfección de las puntas de las jeringas triples con Eucida Advanced se encontraron 4 tipos de microorganismos diferentes; de los cuales *Bacteroides* fue el de mayor aparición (66.67%) y en menor aparición el *Lactobacillus* y *Estafilococos spp* (8.33%), mientras que después de la desinfección química con Eucida Advanced; *Bacteroides* tuvo resistencia a la exposición de este método (33.34%) y con menor aparición *Clostridium* y *Finegoldia* (16.67%), las cuales crecieron después de realizada la desinfección sugiriendo que pudo ocurrir un sesgo en la toma de muestra. Éstos microorganismos anaeróbicos se encuentran en el tracto orogárico y gastrointestinal, y pueden vivir en el organismo pudiendo causar o no enfermedades.

Tabla 3. Porcentaje de ineffectividad y efectividad del método de esterilización a vapor versus el método de desinfección química con Eucida Advanced en las puntas de las jeringas triples.

Métodos para el control de microorganismos	Nº microorganismos encontrados pre-método	Nº microorganismos encontrados post-método	Porcentaje de ineffectividad	Porcentaje de efectividad
Esterilización a vapor	13	1	7.69%	92.31%
Desinfección con Eucida Advanced	12	6	50.00%	50.00%

Fuente: Propia del autor.

Al analizar la Tabla 3, se observó que luego de someter las puntas de las jeringas triples al método de esterilización a vapor, hubo una eliminación de microorganismos de un 92.31% quedando resistente el 7.69% del total de los microorganismos; mientras que para el método de desinfección con Eucida Advanced hubo una eliminación de microorganismos de un 50%, quedando resistente el 50% del total de los microorganismos. Estos resultados sugieren que el método de esterilización a vapor tuvo una mayor efectividad que el método de desinfección química con Eucida Advanced en la eliminación de los microorganismos de las puntas de las jeringas triples.

5.2. Discusión

Conforme a los objetivos planteados para la realización de este trabajo, y siguiendo el esquema de los resultados, se procedió a contrastar los datos obtenidos con otros estudios de la literatura.

En el presente trabajo de investigación se determinó que el método de esterilización a vapor tuvo una efectividad de un 92.31%, en la eliminación de los microorganismos en las puntas de las jeringas triples versus el método de desinfección química con Eucida Advanced el cual tuvo efectividad de solo un 50%, no se pudieron hacer comparaciones ya que ningunos de los antecedentes de este estudio trataron ambos métodos en conjunto.

En cuanto a la efectividad del agente químico Eucida Advanced, se determinó que éste no es suficiente para realizar una correcta desinfección a las puntas de las jeringas triples, las cuales antes de ser utilizada por los estudiantes en la jornada de trabajo, tuvieron un alto porcentaje de microorganismos, los cuales no fueron eliminados en su totalidad después de utilizado el agente desinfectante, para una efectividad de un 50%. Resultados similares obtuvo Ituralde⁶, donde encontró un alto porcentaje de microorganismos antes de la desinfección química con Eucida Classic y Lysol, y la disminución de los mismos después de aplicados éstos agentes, pero no en su totalidad, para una efectividad de un 85% en su estudio.

En relación a la presencia de microorganismos en las puntas de las jeringas triples se identificaron especies de *Estafilococos* y *Lactobacilos*; resultados similares obtuvo Castro¹, donde hubo presencia de estos tipos de microorganismos en las puntas de las jeringas triples evaluadas en su investigación.

En cuanto a las instrucciones del fabricante para el uso de los agentes químicos, como es el caso del Eucida Advanced, se demostró que aunque se utilice un acertado protocolo de limpieza y desinfección, esto no es suficiente para realizar una completa eliminación de microorganismos, lo que no coincide con el estudio de Low, Díaz y Morales⁸, donde llevaron a cabo el protocolo del fabricante y afirmaron que la debilidad del proceso se encuentra en la forma que está siendo utilizado y no en el producto en sí.

Los hallazgos encontrados en este estudio comprueban que el método de esterilización a vapor es más efectivo que el método de desinfección química con Eucida Advanced, por lo que se recomendaría la esterilización a vapor como el método de elección para el control de microorganismos, para brindar una mayor calidad de atención en el servicio y disminuir posibles riesgos de contagios.

Una limitación encontrada en este estudio fue el tamaño de la muestra, la cual se incluyó solo al área de periodoncia, lo que no posibilitaría generalizar los resultados obtenidos, por lo que se recomienda realizar estudios de este tipo a otras áreas clínicas.

5.3. Conclusiones

En la realización de esta investigación, como hallazgos significativos y para darle respuestas a los objetivos planteados en la misma, se pueden llegar a las siguientes conclusiones:

-El método de esterilización a vapor presentó una mayor efectividad en comparación con la desinfección química con Eucida Advanced, al ser utilizados en las puntas de las jeringas triples de las unidades dentales del área de periodoncia.

-Antes de la esterilización a vapor de las puntas de las jeringas triples se identificó la presencia de los siguientes microorganismos: *Porphyromonas*, *Bacteroides*, *Corynebacterias*, *Lactobacillus*, *Veillonella* y *Levaduras*; y después de la esterilización a vapor se identificó solamente la presencia de *Lactobacillus*, siendo resistente a la exposición de este método.

-Antes de la desinfección química con Eucida Advanced de las puntas de las jeringas triples se identificó la presencia de los siguientes microorganismos: *Bacteroides*, *Porphyromonas*, *Lactobacillus* y *Estafilococos spp*; y después de la desinfección se identificó la presencia de *Bacteroides*, *Clostridium* y *Finegoldia*, siendo éstos últimos resistentes a la exposición de este método.

Estos resultados corroboran la hipótesis de estudio planteada al inicio de esta investigación de que la esterilización a vapor es más efectiva eliminando los microorganismos presentes en las puntas de las jeringas triples que la desinfección con Eucida Advanced.

5.4. Recomendaciones

A partir de los resultados obtenidos en esta investigación, se recomienda:

- Considerar la punta de la jeringa triple como parte del instrumental, la cual debería ser esterilizado después de cada uso.
- Orientar a los estudiantes sobre el correcto método de higiene de la punta de la jeringa triple la cual debería de ser lavada, desinfectada según las instrucciones del fabricante para posteriormente ser esterilizada a vapor húmedo.
- Asignar a cada estudiante un mínimo de 2 puntas de jeringa triple metálicas como parte de su instrumental, la cuales deben estar estéril antes de la atención de cada paciente.
- Evitar el uso de puntas de jeringas triples descartables en caso de que no se lleve a cabo el manejo correcto de los residuos peligrosos biológicos infecciosos según la ley de medio ambiente sobre manejo de desechos.

Referencias bibliográficas

1. Castro M. Microorganismos presentes en la jeringa triple, lámpara de fotocurado y turbina antes de la consulta odontológica de los pacientes que acuden al hospital del día del instituto ecuatoriano de seguridad social, Hospital "Manuel Ygnacio Monteros", Hospital reg [Tesis]. Ecuador: Universidad Nacional de Loja; 2012.
2. Montes J, Guevara A. Manual de bioseguridad y control de la infección para la práctica odontológica. Madrid: Universidad de Madrid. 2006.
3. Gutiérrez S, Dussan D, Leal S, Sánchez A. Evaluación microbiológica de la desinfección en unidades odontológicas. Colombia: (estudio piloto). 2008.
4. Butler T. Evaluación de la adherencia del biofilm sobre salivaderas dentales de acero inoxidable, cerámica y opalina [Tesis Doctoral]. Universidad Nacional de la Plata; 2008.
5. De Jesús M, Sánchez A. Comparación de diferentes soluciones antimicrobianas en la desinfección del respaldo del sillón dental [Tesis]. México: Facultad de estudios de Zaragoza-UNAM; 2014.
6. Iturralde A. Comparación del efecto desinfectante entre Lysol y Eucida en las superficies de las jeringas triples de las unidades odontológicas de la clínica integral de séptimo semestre de la facultad de odontología de la Universidad Central del Ecuador [Tesis]. Ecuador; 2015.
7. Acuña A, Rodas M, Torres D. Efectividad antimicrobiana de dos desinfectantes utilizados en las piezas de mano de alta velocidad de uso odontológico. Estudio in vitro [Tesis]. Chiclayo; 2015.
8. Low M, Díaz J, Morales M. Análisis bacteriológico de las unidades dentales en la Clínica Odontológica Integral Universidad Central del Este antes y después del uso de agentes químicos de limpieza [Tesis]. San Pedro de Macorís; 2011.

9. Peña I, Medina R. Eficacia de los métodos de esterilización y desinfección usados en la clínica dental de la UNPHU [Tesis]. Santo Domingo; 1992.
10. Jefferson K. What drives bacteria to produce a biofilm? [Internet]. Boston: FEMS Microbiology Letters; 2004 [acceso el 22 de noviembre del 2015]. Disponible en: <http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1574-6968.2004.tb09643.x/epdf>.
11. Montoya H. Historia de la microbiología: Microbiología básica para el área de la salud y afines. 2ª ed. Colombia: Universidad de Antioquia; 2008: 1-104.
12. Liebana J. Evolución histórica de la microbiología. Microbiología oral. 2ª ed. Madrid: McGraw Hill; 2002: 12-13.
13. Liébana J. Microbiología Oral. 2ª ed. Madrid: McGraw-Hill- Interamericana; 2002.
14. MacFarlane W, Samaranayake L. Clinical Oral Microbiology: Wright; 1989.
15. Garza A. Control de infecciones y seguridad en odontología. México: El Manual Moderno; 2007.
16. Wallace W y Samaranayake L. Clinical Oral Microbiology. The University of Michigan: Wright; 1989.
17. Tuberculosis. Bethesda, MD: Nacional Library of Medicine (U.S) [Internet] 2016. [acceso el 15 de febrero 2016]. Disponible en: www.nlm.nih.gov/medlineplus/spanish/tuberculosis.html.

18. Ministerio de salud. Manual de conductas básicas en bioseguridad: Manejo integral. Bogotá: Editado y revisado en el programa nacional de prevención y control de ets/vih/sida; Abril de 1997.
19. Álvarez F, Faizal E, Vaderrama F. Riesgo biológicos y bioseguridad. Bogotá: ECOE Ediciones; 2010.
20. Mau S. Control de microorganismos, Blogger [Internet] 2007. [acceso 5 de septiembre 2016]. Disponible en: <http://clasedecontroldemicrorganismos.blogspot.com/>.
21. Montoya H. Historia de la microbiología: Microbiología básica para el área de la salud y afines. 2ª ed. Colombia: Universidad de Antioquia; 2008: 1-104.
22. Autoclave [figura]. Disponible en: <http://www.superdenta.eu/neuegeraete/sterilisation/sterilisatoren/w-h-lisa-remote-wasserdampf-sterilisor-klasse-b.html>.
23. Acosta S, Stempluk V. Manual de esterilización para centros de salud. Washington D.C.: OPS. 2008.
24. Materiales dentales Eufar [sede Web] [acceso 20 de enero 2016]. Disponible en: <http://www.eufar.com/bioseguridad/desinfeccion/eucida-advanced-desinfectante-amonocuaternario-5ta-generacion.html>.
25. Materiales dentales Eufar [sede Web] [acceso 20 de enero 2016]. Disponible en: <http://www.eufar.com/bioseguridad/desinfeccion/glutfar-plus-hld-glutaraldehido-2-phalcalino-galn.html>.
26. Odontored [sede Web] 2011. [acceso 6 de octubre 2016]. Sillón Dental. Disponible en: <https://odontored.wordpress.com/2011/08/12/sillon-dental/>.
27. Sillón dental [figura]. Disponible en: <http://www.sirona.es/es/productos/unidades-detratamiento/intego/?tab=4524>

28. Jeringa triple [figura]. Disponible en: <http://www.sirona.es/es/productos/unidades-detratamiento/intego/?tab=4524>

29. Clasificación de Spaulding para instrumentos médicos y niveles de desinfección. [sede Web] [acceso 5 de septiembre 2016] Disponible en: <https://www.henryschein.com/uses/OBGYN/ResourceCenter/InstrumentReprocessSpauldingClassification.aspx>.

30. De la Rosa M, Prieto J. Microbiología en las ciencias de la salud: Conceptos y aplicaciones. 2da ed. España: Elsevier; 2006: 10-11.

31. Casado C, Torrico G, Medina M. Medios de cultivo en un laboratorio de microbiología. 2012.

32. Control microbiológico ambiental y de superficies. Técnicas de muestreo de microorganismos en superficies [sede Web] [acceso 20 de enero 2016]. Disponible en: <http://www.cienytech.com/catalogos/Microbiologia/Controlsup.pdf>.

33. Diccionario de la lengua española. 23^a ed. Madrid: 2014.

Apéndice

Apéndice 1. Oficio para acceso a la clínica

Santo Domingo, D. N 15 de febrero 2016

Dra. Ana López

Directora De Clínica de la Escuela de Odontología Atención:

Dra. Alejandra Méndez

Coordinadora del área de periodoncia

De nuestra consideración:

Solicitamos a usted de la manera más comedida, permita ingresar al área de periodoncia de la clínica a las estudiantes Andreina Chalas y Leslie Díaz, donde realizarían pruebas de cultivos a las puntas de las jeringas triples de cada unidad, las cuales se retirarían para su desinfección o esterilización y luego serían devueltas a su unidad correspondiente, para su proyecto de investigación cuyo tema es:

“Efectividad de la esterilización a vapor versus desinfección química con Eucida Advanced en las puntas de las jeringas triples del área de Periodoncia de la Clínica de Odontología Dr. René Puig Bentz de la Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña en enero 2017.”

Requisito previo para el título de Odontólogo.

Por la favorable atención que se digne a dar a la presente, anticipo nuestro agradecimiento.

Atentamente,

Andreina Chalas y Leslie Díaz.

Apéndice 2. Ficha de recolección de datos

Efectividad de la esterilización a vapor versus desinfección química con Eucida Advanced en las puntas de las jeringas triples del área de Periodoncia de la Clínica de Odontología Dr. René Puig Bentz de la Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña en enero 2017.

Fecha: _____

No. Puntas de jeringas triples _____

Formulario para la recolección de muestras antes y después de la esterilización a vapor en una primera jornada de trabajo.

Número de la unidad dental	Diagnóstico periodontal	Procedimiento realizado	Grupo I (A)	Grupo I (B)

Formulario para la recolección de muestras antes y después de la desinfección química con Eucida Advanced en una segunda jornada de trabajo.

Número de la unidad dental	Diagnóstico periodontal	Procedimiento realizado	Grupo II (A)	Grupo II (B)

Anexos



LABORATORIOS FRANJA

LO HACEMOS BIEN DESDE EL PRINCIPIO

Juan Sánchez Ramírez #37, Zona Universitaria.
Tel. (809)689-7895/ (809) 682-3232, Fax (809) 686-5098
www.franjalabs.com /E-mail: info@franjalabs.com

LEYENDA PARA LA INTERPRETACIÓN DE LOS RESULTADOS

MICROORGANISMO IDENTIFICADOS	HÁBITAT
LACTOBACILLUS	TIERRA, POLVO, AGUA, AIRE
LEVADURAS	TIERRA, POLVO, AGUA, AIRE
ESTAFILOCOCOS SPP	MUCOSA Y PIEL DE LOS SERES HUMANOS
<i>BACTEROIDES</i>	<i>TRACTO GASTROINTESTINAL</i>
CORYNEBACTERIUM	SUELO, AGUA, AIRE, MUCOSA Y PIEL DEL HOMRE Y ANIMAL
PORPHYROMONAS	CAVIDAD BUCAL
VEILLONELLA PARVULA	CAVIDAD BUCAL
FINEGOLDIA	TRACTOS OROFARINGEO, GASTROINTESTINAL

$10^2 - 10^3$ ES LIGERA CONTAMINACIÓN

$10^4 - 10^5$ ES MODERADA CONTAMINACIÓN

$10^6 - 10^7$ ALTA CONTAMINACIÓN



Regulado miembro de la Asociación
de la Práctica Limpia
Laboratorios Franja S.R.L.



Código: FO-LAB-06

Anexo I. Leyenda para la interpretación de los resultados de laboratorio



LABORATORIOS FRANJA

LO HACEMOS BIEN DESDE EL PRINCIPIO

Juan Sánchez Ramírez #37, Zona Universitaria.
Tel. (809)689-7895/ (809) 682-3232, Fax (809) 686-5098
www.franjalabs.com /E-mail: info@franjalabs.com

EXAMEN BACTERIOLOGICO
METODO: MEDIO DE CULTIVO CHROMOGENICO

23 de Enero del 2017

EFFECTIVIDAD DE LA ESTERILIZACION A VAPOR VERSUS DE SINFECCION QUIMICA CON EUCIDA ADVANCED EN JERINGAS TRIPLES. DEL AREA DE PERIODONCIA DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL PEDRO HENRRIQUEZ UREÑA (UNPHU)

SILLONES	ANTES DE LA ESTERILIZACION A VAPOR	DESPUES DE LA ESTERILIZACION A VAPOR	ANTES DE DESINFECCION CON EUCIDA ADVANCED	DESPUES DE DESINFECCION CON EUCIDA ADVANCED LA CUAL SE DEJA ACTUAR POR 1 MINUTO
SILLON #25	10 ⁶ Corynebacterias, Bacteroides, Veillonella	NO CRECIMIENTO BACTERIANO	10 ⁴ Bacteroides	10 ⁶ Bacteroides, 10 ⁷ Clostridium, Finegoldia
SILLON #26	10 ⁶ Porphyromonas, 10 ⁷ Lactobacillus	10 ⁷ Lactobacillus	10 ⁶ Bacteroides, 10 ⁷ Lactobacillus	10 ³ Bacteroides
SILLON #27	10 ⁶ Porphyromonas,	NO CRECIMIENTO BACTERIANO	10 ⁴ Bacteroides	NO CRECIMIENTO BACTERIANO
SILLON #28	10 ⁶ Porphyromonas,	NO CRECIMIENTO BACTERIANO	10 ⁴ Bacteroides, Porphyromonas,	NO CRECIMIENTO BACTERIANO
SILLON #29	NO CRECIMIENTO BACTERIANO	NO CRECIMIENTO BACTERIANO	10 ⁶ Porphyromonas, 10 ⁵ Estafilococos spp, Bacteroides	NO CRECIMIENTO BACTERIANO
SILLON #30	10 ⁶ Porphyromonas,	NO CRECIMIENTO BACTERIANO	10 ⁶ Bacteroides	10 ⁶ Bacteroides
SILLON #31	10 ⁶ Bacteroides, Levaduras	NO CRECIMIENTO BACTERIANO	10 ⁷ Bacteroides	10 ⁷ Bacteroides
SILLON #32	10 ⁶ Bacteroides, Lactobacillus, Corynebacterias	NO CRECIMIENTO BACTERIANO	10 ⁴ Bacteroides	NO CRECIMIENTO BACTERIANO



Ministerio de Salud y de Bienestar
de la República Dominicana
Laboratorios Franja S.R.L.



Glosario

Actinomicosis: enfermedad infecciosa común a varias especies animales, que ataca especialmente a los bóvidos y rara vez al hombre.³³

Animálculos: Animal perceptible solamente con el auxilio del microscopio.³³

Biofilm: Comunidades heterogenias de microorganismos formando verdaderos ecosistemas biológicos.⁶

Escarlatina: Enfermedad eruptiva y contagiosa, caracterizada por extensas manchas rojas en la piel, fiebre alta y amigdalitis.³³

Estreptococias: Infección producida por los estreptococos.³³

Estafilococias: Infección producida por los estafilococos.³³

Hacinamiento: Condiciones de vida insalubres.³³

Herpangina: Es una enfermedad viral que involucra úlceras y llagas (lesiones) dentro de la boca, dolor de garganta y fiebre.³³

Lecitina: Lípido con ácido fosfórico, presente en las membranas celulares.³³

Mortífera: Que ocasiona o puede ocasionar la muerte.³³

Pediculosis: Infestación cutánea de piojos.³³

Presión osmótica: Presión que ejercen las partículas del disolvente en una disolución sobre la membrana semipermeable que la separa de otra de mayor concentración.³³

Polisorbato: Son una clase de emulsionantes utilizados en la industria farmacéutica, agrícola, alimentaria, etc.³³

Sulfamidas: Sustancia química derivada de colorantes que se emplea en el tratamiento de diversas enfermedades infecciosas.³³



Hoja de firmas de trabajo de grado

Efectividad de la esterilización a vapor versus desinfección química con Eucida Advanced en las puntas jeringas triples del área de Periodoncia de la Clínica de Odontología Dr. René Puig Bentz de la Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña en enero 2017.

Sustentantes:

Br. Andreina M. Chalas P.

Br. Leslie C. Díaz M.

Dra. Sonya A. Streese
Asesora Metodológica

Dra. Lenie Amargos
Asesora Temática

Dra. Maria Guadalupe Silva
Comité Científico

Dr. Eduardo Khoury
Comité Científico

Dr. Rogelio Cordero
Director de la Escuela de odontología

Dra. Alejandra Méndez
Coordinadora del área de Periodoncia