

**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE NICARAGUA MANAGUA**

**UNAN- MANAGUA**

**Recinto Universitario Rubén –Darío (RURD)**

**Facultad de Ciencias Médicas**

**Odontología**



**Tesis Monográfica para optar al título de Cirujano Dentista**

Análisis del efecto inhibitorio de clorhexidina 0.12% y peróxido de hidrogeno 3% sobre las bacterias presentes en los cepillos dentales utilizados por estudiantes de V año de la Carrera de Odontología de la UNAN- Managua en el primer semestre del año 2017.

**Autores:**

- *Br. Eveling Rebeca Miranda González*
- *Br. Fernando Alonso Sandoval Salazar*

**Tutor:**

*Dr. Rubén Martínez*

**Tema:**

Análisis del efecto inhibitorio de clorhexidina 0.12% y peróxido de hidrogeno 3% sobre las bacterias presentes en los cepillos dentales utilizados por estudiantes de V año de la Carrera de Odontología de la UNAN- Managua en el primer semestre del año 2017.

## **Dedicatoria**

Esta tesis se la dedico primeramente a Dios por bendecirme, que gracias a él todo es posible en esta vida y por haberme permitido llegar a esta etapa de mi vida.

A mi padre, Domingo Miranda por haber sido una persona muy ejemplar y luchadora, que Dios lo tenga en su Gloria. A mi Madre, Cristina González que ha estado en cada etapa de mi vida y a mi Hermana Mayor Alejandra Miranda que ha sido la persona que mayor apoyo me brindo para poder culminar mis estudios.

A mi familia, que es una parte muy importante en mi vida.

Eveling Rebeca Miranda.

## **Dedicatoria**

Todos los logros de mi vida están dedicados a Dios Todopoderoso, Él que con su infinita bondad y amor me ha guiado a lo largo de toda mi vida sin abandonarme un solo momento, aun cuando no lo merezco.

A mis padres, José Luis Sandoval y Juana Isabel Salazar, por haberme inculcado los valores y principios necesarios para ser una persona de bien, ellos dos han sido mi soporte y los pilares fundamentales para estar en donde estoy ahora. Éste logro es tan mío como de ellos dos.

Fernando Sandoval Salazar

## **Agradecimientos**

Agradezco primeramente a Dios por permitirme llegar a esta etapa de nuestra vida, brindarme salud e inteligencia a lo largo de mi vida, fortaleza en mis momentos de debilidad y una vida llena de aprendizajes.

A mi padre Domingo Miranda por ser una de las personas más entusiasmadas el cual me apoyo hasta el momento que Dios le brindo vida.

A mi madre Cristina González por todos los valores inculcados, por todo el amor brindado a lo largo de mi vida y su apoyo incondicional ante todo.

A mi hermana mayor Alejandra Miranda por cada uno de los consejos brindados a lo largo de mi vida y ser un gran ejemplo para mí.

A mi compañero de tesis, amigo Fernando Sandoval por ser una persona especial en mi vida, que estuvo conmigo en unos de los momentos más difíciles brindándome todo el soporte moral que necesite y sobre todo apoyándome en el transcurso de toda la carrera.

Muy agradecida con el Dr. Rubén Martínez por todos los conocimientos brindados y la ayuda manifestada de su parte para la realización de esta tesis.

Le doy las gracias al Departamento de Microbiología por habernos brindado la oportunidad de desarrollar nuestra tesis profesional, por el apoyo y facilidades que se nos fueron otorgadas en el laboratorio de microbiología.

Eveling Rebeca Miranda

## **Agradecimientos**

Agradezco primeramente a Dios, a Él por proveerme de perseverancia en los momentos más difíciles de mi carrera, sin su guía y ayuda; culminar esta etapa de mi formación académica nunca hubiese sido posible. Gracias a Él por brindarme la sabiduría necesaria para actuar en cada etapa de mi vida.

A mis padres, nunca terminaré de agradecerles todo su apoyo incondicional; tanto económicamente como emocionalmente. Sin ustedes dos superar los obstáculos que se me han presentado hasta el día de hoy, hubiese sido mucho más difícil. Son mi mayor ejemplo de lucha y superación.

A mi compañera de tesis, asistente de clínica y mejor amiga, Rebeca Miranda, quien desde que inicio nuestra amistad me apoyo y estuvo para mí siempre en cada dificultad que tuve en el transcurso de la carrera. A Xóchilth Bonilla Salazar mi otra gran amiga, pasamos tantas cosas juntos y tantos momentos divertidos que hicieron de mi estancia en la Universidad una experiencia inolvidable. Haberme encontrado con ustedes dos ha sido unas de las mejores cosas que me ha pasado en la vida.

A mi tutor de tesis, Rubén Martínez, por toda la ayuda y guía que nos brindó para terminar con nuestro estudio monográfico.

Al Departamento de Microbiología de la UNAN – Managua por habernos apoyado con la fase experimental de nuestro estudio.

A todos mis docentes, quienes compartieron sus conocimientos conmigo y contribuyeron tanto a mi formación profesional como personal. Les estoy muy agradecido.

Fernando Sandoval Salazar

## **Resumen**

Los cepillos dentales han sido usados para control de la higiene oral desde tiempos inmemoriales, estudios han mostrado que varios microorganismos pueden crecer en los cepillos de dientes después de su uso. Para controlar la contaminación de los cepillos dentales se han empleado diferentes métodos de descontaminación entre ellos la clorhexidina y el peróxido de hidrogeno. El objetivo del presente estudio, fue comparar los efectos inhibitorios de la clorhexidina al 0.12% y el peróxido de hidrogeno al 3% en el control de bacterias presentes en cepillos dentales utilizados por estudiantes de V año de la carrera de odontología de la UNAN-Managua.

Para este estudio fueron seleccionados 30 estudiantes de 5to año la carrera de odontología de la UNAN-Managua, 15 de ellos tuvieron un almacenamiento libre de los cepillos dentales y los otros 15 utilizaron medio de almacenamiento (capuchón). Después de haber transcurrido 30 días se procedió a la recolección de los cepillos de dientes para la posterior inoculación de bacterias encontradas en dichos cepillos según medio de almacenamiento en los laboratorios de Microbiología de la UNAN-Managua.

Se llegó a la conclusión de que ambas soluciones disminuyen la carga bacteriana en los cepillos dentales, sin embargo al comparar las soluciones desinfectantes, el peróxido de hidrogeno al 3% y la clorhexidina al 0.12%, no se encontraron datos estadísticamente significativos ( $P=0.59$ ).

---

**Palabras Clave:** Clorhexidina, Peróxido de Hidrogeno, Cepillos dentales, microorganismos.

## Índice

I. Introducción .....	1
II. Antecedentes.....	3
III. Justificación.....	10
IV. Planteamiento del problema.....	11
V. Objetivos .....	12
1.1. Objetivo General .....	12
1.2. Objetivos específicos.....	12
VI. Marco teórico .....	13
1. Prevención en Odontología .....	13
1.2. Niveles de prevención .....	13
2. Higiene bucal .....	14
3. Cepillo dental .....	14
3.1. Origen (evolución de los cepillos dentales) .....	14
3.2. Características de los cepillos dentales .....	19
3.3. Tipos de cepillos dentales .....	19
3.4. Técnicas de cepillado .....	20
4. Contaminación de los cepillos dentales.....	21
4.1. Agentes contaminantes.....	21
4.2. Microorganismos presentes en el cepillado dental.....	22
5. Microbiota normal de la boca.....	22
5.1. Participación de la Microbiota bucal normal en la caries dental.....	23
6. Bacterias Gram positivas.....	25
6.1. Estafilococos .....	25
6.2. Estreptococos .....	27
6.3. Estreptococos Viridans.....	28
7. Bacilos Gram negativos Entéricos (Enterobacteriaceae) .....	29
7.1. Clasificación.....	29
7.2. Pseudomonas, Acinetobacter y bacterias gramnegativas infrecuentes.....	30
7.3.Pseudomonas.....	30
8. Sustancias desinfectantes de los cepillos dentales .....	32
8.1. Peróxido de hidrogeno .....	32

8.2. Clorhexidina .....	35
8.2.1. Origen.....	35
9. Cultivos microbiológicos .....	36
9.1. Definición.....	36
9.2. Medio decultivo.....	36
9.3. Crecimiento microbiano en medio solido .....	37
9.4. Crecimiento microbiano en medio liquido.....	37
9.5. Pruebas bioquímicas.....	37
VII. Hipótesis de investigación .....	43
VIII. Diseño metodológico.....	44
IX. Plan de Análisis.....	54
X. Resultados .....	55
XI. Discusión y Análisis de los resultados .....	66
XII. Conclusiones.....	70
XIII. Recomendaciones.....	71
XIV. Bibliografía .....	72
XV. Anexos.....	76

## I. Introducción

Los cepillos dentales han sido usados para el control de la higiene oral desde tiempos inmemoriales. El primer cepillo dental conocido procedió de la China y fue hecho en marfil con cerdas de crin de caballo (Contreras, 2001).

Estudios como el de Donoso (2013) han mostrado que varios microorganismos pueden crecer en los cepillos de dientes después de su uso. Los cepillos de dientes se contaminan con bacterias, sangre, saliva, desechos orales y crema dental. Aun después de enjuagarlos con agua del chorro, los cepillos de dientes visiblemente limpios pueden permanecer contaminados con gérmenes potencialmente dañinos. Las personas con patologías bucales contaminan su cepillo en cada cepillado de dientes, lo cual crea en el individuo un círculo vicioso de reinfección de sitios sanos y enfermos. Los cepillos contaminados pueden ser un depósito para la transmisión directa de gérmenes al igual que una fuente de introducción o re-introducción de gérmenes de tejidos infectados a tejidos no- infectados (Donoso, 2013).

Para controlar la contaminación de los cepillos dentales se han empleado diferentes métodos de descontaminación como lavar el cepillo con soluciones bactericidas (alcohol, cloruro de cetil, piridino, polivinil pirrolidina y clorhexidina entre otros, aplicación de luz ultravioleta y microondas, medidas que en Nicaragua debido a que es un país en vías de desarrollo son poco accesibles a todas las personas, especialmente las comunidades alejadas de la capital.

La clorhexidina, antiséptico utilizado ampliamente en la Odontología en concentraciones de alrededor 0.12%, presenta propiedades antisépticas y es formulado como enjuague, siendo esta formulación la más empleada en la clínica odontológica siendo así un efectivo agente anti placa.

El peróxido de hidrogeno es bactericida, bacteriostático o esporicida según la concentración y las condiciones de utilización (al 3% es bacteriostático y al 6% bactericida a temperatura ambiente).

El propósito de este estudio es comparar los efectos inhibitorios de la clorhexidina al 0.12% y el peróxido de hidrogeno al 3% en el control de bacterias presentes en cepillos dentales utilizados por estudiantes de V año de la carrera de odontología de la UNAN-Managua.

Para la realización de este estudio fueron seleccionados 30 estudiantes de 5to año de la carrera de odontología de la UNAN-Managua, 15 de ellos tuvieron un almacenamiento libre de los cepillos dentales y los otros 15 utilizaron el capuchón como medio de almacenamiento. Después de haber transcurrido 30 días se procedió a la recolección de los cepillos dentales para la posterior siembra de cultivos en el Laboratorio de Microbiología de la UNAN-Managua.

## II. Antecedentes

Un estudio realizado por (Chicaiza Salazar, 2016) de la Universidad Central de Ecuador, con el título: “ Presencia de microorganismos en cepillos dentales utilizados por los residentes de 20 a 50 años del seminario Teológico Nazareno Sudamericano y su desinfección con H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>” Esta investigación se realizó con el objetivo de demostrar que los desinfectantes comunes pueden servir en nuestra higiene bucal sin causar daño al individuo, porque se aplica en un objeto inanimado que tiene un tiempo de vida útil limitado. El siguiente estudio se realizó en el lapso de un mes, a cuarenta y cinco residentes de dicho seminario, en edades de 20 a 50 años, que viven y se alimentan en iguales condiciones. Se formó al azar tres grupos de quince integrantes; el primer grupo no desinfectó su cepillo dental; el segundo grupo desinfectó el cepillo con H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> al 3%, en la última semana del mes, durante las noches y el tercer grupo desinfectó con H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> al 6%, siguiendo el mismo procedimiento que el anterior. Los resultados obtenidos fueron: el 46% de participantes del primer grupo presentó colonias de microorganismos muy numerosos para contar (NMPC); el segundo grupo presentó en el 50% de los integrantes ausencia de crecimiento de microorganismos en el cepillo dental y el tercer grupo presentó ausencia de crecimiento de microorganismos en un 79% de participantes.

Llegando a la conclusión que el peróxido de hidrogeno al 6% es efectivo y elimina todo microorganismo del cepillo dental en personas sanas; sin enfermedades bucales, ortodoncia o cualquier tipo de prótesis, mientras que en personas con problemas bucales controla y disminuye la carga bacteriana, sin importar el género o la edad del individuo.

Otro estudio realizado por (Guijarro, 2015) de la Universidad Central de Ecuador, lleva por título: “Inhibición del crecimiento bacteriano en cepillos dentales, análisis comparativo entre el hipoclorito de sodio al 2.5 % y agua oxigenada al 3% en niños, niñas y adolescentes de la “La Casa Hogar San Carlos” de la ciudad de Riobamba, mediante cultivos microbiológicos”. Con el objetivo de comparar la acción desinfectante tanto del Hipoclorito de Sodio al 2.5% como del Agua Oxigenada al 3%, en la inhibición del crecimiento bacteriano de los cepillos dentales de niños, niñas y adolescentes de la “Casa Hogar San Carlos” de la Ciudad de Riobamba. La presente investigación fue desarrollada en base a la metodología de tipo: transversal, experimental y comparativa, en la cual se

evaluó el uso, cuidado y mantenimiento que se da a los cepillos dentales, con la aplicación de encuestas y se capacitó para mejorar los conocimientos en cuanto a higiene bucal. Se determinó y se analizó la presencia y cantidad de microorganismos en los cepillos dentales usados por un periodo de 30 días, de acuerdo al lugar de almacenamiento, y a su vez se demostró el efecto que ejerce el Hipoclorito de Sodio al 2.5% y el Agua Oxigenada al 3%, utilizando la Técnica de Siembra en Superficie sobre Agar Plate Count, además de un contador de colonias para determinar la cantidad de UFC/ml, cuyos valores estadísticos analizados con la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) de Fisher ( $p < 0.05$ ), mostraron que el Hipoclorito de Sodio al 2.5%, presentó mejores resultados que el Agua Oxigenada al 3%, al alcanzar un 99.9% de desinfección. Concluyéndose que este estudio ayuda en la búsqueda de protocolos de higiene bucal y facilita proponer al Hipoclorito de Sodio 2,5% como alternativa para mantener el cepillo dental libre de microorganismos en diversas poblaciones.

En otro estudio realizado por (Lascano, 2014) de la Universidad Regional Autónoma de los Andes, con el título: “Microorganismos presentes en los cepillos dentales después de su uso y la importancia de la desinfección de los mismos, mediante la aplicación de Gluconato de Clorhexidina al 0.2%, en familias del Barrio Terremoto perteneciente a la parroquia picaihua de la ciudad de Ambato”. El presente trabajo tenía como objetivo determinar la microbiota presente en los cepillos dentales después de su uso y la importancia de la desinfección de los mismos, mediante la aplicación de Gluconato de Clorhexidina al 0.2. Se consideró una población representativa de 15 habitantes del barrio Terremoto perteneciente a la parroquia Picahua de la ciudad de Ambato, los cuales fueron elegidos mediante los criterios de inclusión y exclusión.

En la primera fase de la investigación, se entregó cepillos dentales Oral B de cerdas medianas, las cuales fueron usados por un lapso de tiempo de dos semanas. Terminadas las semanas de exposición de los cepillos se procedió a retirarlos, se los llevo al laboratorio donde se realizó la siembra de muestras en medio de Agar sangre de forma directa y se identificó los microorganismos a través de la Tinción Gram.

En la segunda fase de la investigación, se volvió a entregar otros cepillos Oral B de cerdas medianas, conjuntamente con Gluconato de Clorhexidina al 0.2% en presentación spray y

se les dio el protocolo para la desinfección de los cepillos. Terminado el tiempo de exposición de los cepillos se procedió a retirarlos. Luego se realizó el mismo procedimiento de la primera fase para la observación de la Microbiota presente. Con los resultados se observó, que desde el primer uso los cepillos dentales sufren contaminación y también se verificó las propiedades desinfectantes de la clorhexidina al 0.2%. Se concluyó que la clorhexidina al 0.2% redujo considerablemente los microorganismos en los cepillos dentales que fueron sometidos a desinfección, si contamos el total de las colonias encontradas en los cepillos suman 15 ufc/cm<sup>2</sup>, que es una cifra extremadamente menor de colonias con respecto a los cepillos que no fueron desinfectados, donde tan solo en uno de estos cepillos tiene 20 ufc/cm<sup>2</sup> que son más colonias que el total de todos los cepillos que si se desinfectaron mostrando que desde el primer uso los cepillos dentales sufren contaminación.

En otro estudio realizado por (Vasconez Rojas, 2014) en Riobamba Ecuador y que tiene por título: Estudio in vitro de los microorganismos presentes en el cepillo dental y su relación con las enfermedades, en los estudiantes de quinto año de la escuela de educación básica fiscal “leopoldo freire”, de la parroquia matriz, del Cantón Chambo, periodo mayo - agosto del 2014. En este estudio in vitro se recogieron los cepillos dentales utilizados hace más de 4 meses de los 40 niños de quinto año de la Escuela Fiscal Básica Leopoldo Freire del Cantón Chambo, Provincia de Chimborazo; cortando el mango del cabezal para poder utilizar los cabezales como muestra, se estandariza el tipo de cepillo por utilizar; se transportan los cepillos dentales individuales sumergidos en Caldo de Soya. Se cultivan las muestras y se procede a la siembra con asa estéril en Agar Sangre, Manitol Salado, Agar Eosina y Saburo; posteriormente se hace la identificación en placas y la inoculación en tubos con Urea, Zinc, Citrato y Kligler, para poder hacer posteriormente la identificación a través de la tabla de Boquet.

En esta investigación se revela la presencia de *Staphylococcus aureus*, *Echerichia coli*, *Enterobacter cloacae*, *Klebsiella pneumoniae*, *Staphylococcus epidermidis*, *Klebsiella oxytoca*, *Proteus vulgaris*, *Klebsiella ozaenae*, *Proteus mirabilis*, *Streptococcus* β-hemolítico grupo A, *Citrobacter freundii*, *Enterobacter aerogenes* y *Citrobacter diversus* y la probabilidad de la transmisión cruzada de enfermedades por causa de la contaminación del cepillo dental.

Se concluyó que los cepillos dentales después de 3 meses de uso tienen presencia de microorganismos patógenos, los cuales se relacionan con la presencia de caries, gingivitis, necrosis pulpar, abscesos, amigdalitis, faringitis, neumonía, principalmente con la contaminación del baño, influyendo el manejo y falta de cambio oportuno del cepillo.

En un estudio realizado por Maria Elizabeth Aguirre en Enero del 2013 y publicado por la Universidad San Francisco de Quito, el cual lleva por título: Estudio comparativo de agentes químicos utilizados para la desinfección de cepillos dentales. El objetivo de este estudio fue determinar la acción desinfectante del Gluconato de Clorhexidina al 0,12% y un compuesto fenólico (Listerine ®) sobre microorganismos comúnmente presentes en la cavidad bucal en cepillos dentales utilizados por los participantes voluntarios. Es así que, posterior a la firma del consentimiento informado, se examinó el estado periodontal de 15 voluntarios y se procedió a entregar cepillos nuevos, pasta dental y un spray. El estudio se realizó en un lapso de tres semanas en intervalos de una semana para cada etapa, al final de cada semana se procedió a la recolección del cepillo de dientes utilizado y a la entrega de uno nuevo para continuar con la siguiente fase del estudio.

Después de recolectado el cepillo de cada voluntario, se lo llevo al laboratorio de microbiología para su cultivo en medios de cultivo específicos. Luego de 7 a 8 semanas se procedió a la identificación de los patógenos y al análisis estadístico, con el cual se demostró que los microorganismos más comunes son Streptococos viridans, Stafilococo aureus, Moraxella, catarralis. Eschericha coli, Cladosporium spp, y Aspergillus fumigatus. También se demostró que el Listerine® es el mejor agente químico para la desinfección de cepillos dentales, a pesar de demostrada capacidad de desinfección de la clorhexidina. Asimismo, la mejor forma de cultivo es a través del lavado del cepillo por su capacidad de arrastre. En conclusión, los objetivos propuestos se cumplieron ya que se logró determinar la acción desinfectante de los agentes químicos para la descontaminación de los cepillos dentales (Aguirre Fernandez, 2013).

En otro estudio realizado por (Trigoso Gonzales, 2011) y publicado por la Revista Estomatológica Peruana Visión Dental y con el título de: Efecto antimicrobiano del digluconato de clorhexidina al 0.5%, aplicado por aspersion, en la contaminación bacteriana de los cepillos dentales. Con el objetivo de evaluar el efecto antimicrobiano del

digluconato clorhexidina al 0,5%, aplicado por aspersión, en la contaminación bacteriana de los cepillos dentales. Este fue un estudio triple ciego, de tipo experimental, longitudinal y prospectivo. La muestra fue constituida por 116 niños de entre 10 y 15 años de edad de dos instituciones educativas de San Borja (Lima, Perú). Estos, por 21 días, utilizaron sprays (con digluconato de clorhexidina Al 0,5% con agua estéril) en sus cepillos dentales, antes o después, de realizar su cepillado dental bajo supervisión de sus padres. Al finalizar el tiempo establecido para el estudio, la suspensión obtenida de los cepillos, fue cultivada en Agar Manitol Salado y Agar Mac Conkey. Se halló una diferencia estadísticamente significativa ( $p < 0,0001$ ) en la contaminación de los cepillos dentales en los que se aplicó digluconato de clorhexidina al 0,5% y en los que se aplicó agua estéril. Cuando fueron comparados los momentos de uso del spray con digluconato de clorhexidina al 0,5% (antes y después del cepillado), se halló una diferencia estadísticamente significativa entre ambos momentos ( $p < 0,01$ ), siendo menor la cantidad de cepillos contaminados después del cepillado. Llegando a la conclusión que la aplicación del digluconato de clorhexidina al 0,5% por aspersión, disminuye la presencia de microorganismos ajenos a la cavidad bucal en los cepillos dentales.

En otro estudio realizado por Loarte Campos en el año 2009 en Lima Peru y que lleva por título: Eficacia del hipoclorito de sodio al 0.5% comparado con la clorhexidina al 0.12% en la desinfección de cepillos dentales. Tenía por objetivo Comparar el grado de desinfección de los Estrepcocos Mutans, y Candida Albicans en los cepillos dentales con hipoclorito de sodio al 0.5% y clorhexidina al 0.12%. Fue un estudio Longitudinal, prospectivo, experimental, Comparativo; se seleccionó a 26 soldados de 18-23 años de edad con los criterios de inclusión y exclusión se entregó un cepillo dental nuevo que fue usado por 4 semanas después se recogió la muestra de cada soldado, introduciendo la cabeza del cepillo en frascos rotulados con código y fecha contenidos con medio de transporte: Tioglicolato 5ml, se agitó por 2 min. para que las bacterias presentes en la boca sean recepcionadas en los frascos viales; luego las muestras fueron transportadas al laboratorio de microbiología y se procedio al sembrado en 2 medios de cultivo: Agar Glucósado Sabouraud: Candida Albicans y Agar Mitis Salivarius: Estreptococos Mutans. Se dividió a los soldados en tres grupos Grupo I hipoclorito de sodio 0.5% grupo II clorhexidina 0.12% grupo III agua de caño; al grupo I y II se les entrega 10ml de desinfectantes en frascos para que sumerjan los

cepillos 10 min. antes de cada cepillado con la finalidad de desinfectar los cepillos; a las 4 semanas de desinfección se volvió a recoger la muestra para su siembra y cultivo, se compararon las dos siembras, el antes y después que los cepillo fueran desinfectados. Los resultados después de las dos semanas de uso de los cepillos dentales, el 26(100%) presentó crecimiento de Streptococcus Mutans y 10 (58%) presentó crecimiento de Candida Albicans. Después de las 4 semanas posteriores a la desinfección tanto el grupo de hipoclorito de sodio 0.5% y la clorhexidina 0.12% presentaron crecimiento de Estreptococos Mutans en 5 (50%) cepillos dentales; de las colonias de Candida Albicans posteriores a la desinfección se observó que tanto el hipoclorito de sodio 0.5% como la clorhexidina 0.12% desinfectaron el 100% de los cepillos dentales. Las comparaciones fueron realizadas usando las pruebas estadísticas de Kruskal Wallis y Mann Whitney y se encontró una reducción significativa  $P < 0.05$  al final de la desinfección.

Las conclusiones de este estudio mostraron que después del cepillado se observó una alta contaminación por Estreptococos Mutans y Candida Albicans en todos los cepillos dentales enjuagados con agua de caño; tanto el hipoclorito de sodio al 0.5% y la clorhexidina 0.12% presentaron resultados en la desinfección de los cepillos dentales y se considera la eficacia de estas soluciones para prevenir la acumulación y crecimiento microbioal sobre los cepillos dentales (Campos Micalra, 2009).

En otro estudio realizado por Herrera y Chávez en cooperación con Laboratorios Terapéuticos Medicinales, S.A de C.V con el título de: Gluconato de clorhexidina al 0.12% como estrategia preventiva para evitar la re inoculación de estreptococos mutans, presentes en cepillos dentales, pepes y biberones. En este estudio experimental veintiocho cepillos dentales nuevos fueron distribuidos al azar en 4 grupos. Los grupos experimental, control y control positivo fueron inoculados con el Estreptococos mutans. Posteriormente se atomizó al grupo control con agua de chorro, el grupo experimental con Gluconato de Clorhexidina al 0.12% y el control positivo con nada para observar presencia del microorganismo. El control negativo fue utilizado para verificar que el microorganismo no estaba presente en el cepillo al retirarlo del envoltorio. A 28 pepes y biberones se les sometió al mismo procedimiento. El Gluconato de clorhexidina al 0.12%, resultó ser efectivo como estrategia preventiva disminuyendo en un 99.99% en pepes, un 99.58% en cepillos dentales y un 96.72% en biberones.

La contaminación en pepes fue menor debido a que presenta una superficie continua, en cuanto que el biberón por el orificio de salida y el cepillo por sus múltiples cerdas promovieron mayor retención de microorganismos. Cuando se utilizó únicamente agua se incrementó de forma significativa la concentración de microorganismos (Herrera de Helen, 2005).

En un estudio realizado por León-Enríquez, Covarrubias-García, Zaragoza-Ramos, López-Flores, Cardona-López, Ávila-Novoa, Padilla-Frausto, y Navarro-Villarruel de la Universidad de Guadalajara con el título de: Niveles de contaminación por enterobacterias en cepillos dentales según condiciones de almacenamiento: en el interior del baño con protector y sin él, así como fuera de este. La presente investigación es un diseño experimental factorial completo 2, con 12 repeticiones, se utilizaron 48 cepillos dentales, los cuales se les proporcionaron a 12 voluntarios, que de acuerdo a una aleatorización previa, debían emplear un cepillo dental por una semana y almacenarlo según la condición que se le especificara (en el interior del baño con protector y sin él, así como fuera de este, con y sin protector). Cada voluntario experimentó cada semana una diferente condición de almacenamiento de su cepillo dental, el cual al transcurrir la semana, se colectaron los diferentes cepillos y se analizaron con el objetivo de determinar las cargas de Enterobacterias en cada uno de ellos. Lo anterior se proyectó, con la finalidad de comparar los niveles de contaminación por Enterobacterias, según las condiciones de almacenamiento del cepillo dental y con ello, proponer recomendaciones para su adecuado almacenamiento.

La condición ideal para almacenar los cepillos debe ser fuera del baño, con tapa de protección, sin embargo, se observó que la humedad de la tapa influye en la multiplicación e incremento de la flora microbiana, además, que la tapa pudiera aportar flora microbiana al cepillo, lo cual explicaría las cuentas más altas de Enterobacterias en los cepillos fuera del baño con tapa de protección. Por lo anterior se sugiere que la tapa no debe entrar al sanitario (León-Enríquez).

### **III. Justificación**

La contaminación del cepillo dental es inevitable, puesto que en la boca existe variedad de agentes microbianos y gracias a condiciones como: temperatura, humedad y diversos nutrientes presentes de forma permanente, beneficia el crecimiento y desarrollo de estos. Los Microorganismos al depositarse en las cerdas, se incuban y se reproducen, convirtiendo así al cepillo dental en una fuente potencial de patógenos cuando no se hace un proceso de desinfección posterior a su uso, sobre todo en pacientes que no hacen recambio frecuente de este instrumento, lo que favorece la contaminación y recontaminación de la cavidad bucal, de esta forma el cepillo dental es un reservorio de Microorganismos que podría ocasionar ciertas infecciones bucales tales como gingivitis, aftas, herpes simple, infecciones o inflamaciones en la cavidad oral, entre otras.

En un estudio realizado por (Contreras, 2001) se concluye que los cepillos dentales pueden ser un reservorio, el cual posee las características ideales para el crecimiento y desarrollo de bacterias, hongos y virus, además transmitir importantes patógenos orales entre familiares e individuos. La falta de cuidado y mantenimiento de los cepillos dentales lleva a buscar un método accesible, económico y fácil de usar para lograr la desinfección del principal insumo de limpieza bucal y prevenir infecciones bucales. Con la finalidad de disminuir la carga bacteriana; se aplicaron sustancias químicas desinfectantes como el peróxido de Hidrogeno al 3% y la clorhexidina al 0.12%.

Se decidió realizar este estudio experimental en los estudiantes de Odontología de 5to año de la UNAN- Managua, puesto que sería excelente que ellos como próximos profesionales tengan una base científica y puedan recomendarle a sus futuros pacientes un método de desinfección efectivo para usarlo en los cepillos de dentales contribuyendo a reducir las repetidas infecciones orales que estos generan debido a su falta de desinfección.

## IV. Planteamiento del problema

La contaminación de los cepillos dentales ha sido un tema de mediana importancia para la profesión odontológica. Un factor importante es el grado de contaminación microbiana en los cepillos dentales es el tiempo de recambio. La Asociación Dental Americana (ADA) recomienda que los cepillos dentales deben ser remplazados cada tres a cuatro meses o antes si las cerdas se desgastan. Entre más tiempo se utilice el cepillo dental más cantidad de microorganismos se establecerán en él, de ahí la importancia del recambio periódico. Sin embargo no existe recomendación alguna de la American Dental Association (ADA), para efectuar la limpieza de estos.

En el mundo han sido reportados menos de 50 estudios sobre la contaminación de los cepillos dentales. Todos los estudios convergen en que los cepillos se contaminan con microorganismos ambientales después de su uso, además de la contaminación por parte de los microorganismos presentes en la cavidad oral. La contaminación que se genera en esta herramienta bucal podría estar causando un porcentaje alto de caries dental y enfermedad periodontal, debido a que funciona como un reservorio de Microorganismos.

El desconocimiento, información limitada de la población Nicaragüense y la falta de recambio del cepillo dental de forma regular, nos lleva a indagar sobre el efecto de diversos métodos de limpieza y descontaminación de los cepillos dentales entre los cuales se puede mencionar métodos químicos tales como: el uso de clorhexidina, hipoclorito de sodio, triclosán, peróxido de hidrógeno y otros que actúan como desinfectantes en el ámbito odontológico.

Actualmente se conoce que los estudiantes de odontología de 5to año de la UNAN-Managua no utilizan ningún tipo de solución para desinfectar sus cepillos de dientes antes de su desecho. A partir de la contextualización antes descrita, se plantea la siguiente pregunta de investigación:

¿Cuál es el efecto inhibitorio de la clorhexidina al 0.12% y peróxido de hidrogeno al 3%, sobre el crecimiento de las bacterias presentes en cepillos dentales usados por los estudiantes de quinto año de la carrera de odontología de la UNAN- Managua?

## **V. Objetivos**

### **1.1. Objetivo General**

1.1.1. Analizar el efecto antimicrobiano de la clorhexidina al 0.12% y peróxido de hidrogeno al 3% sobre las bacterias presente en los cepillos dentales utilizados por estudiantes de V año de la carrera de Odontología de la UNAN- Managua.

### **1.2. Objetivos específicos**

1.2.1. Identificar el grupo bacteriano más prevalentes en los cepillos dentales utilizados por los estudiantes de quinto año de la carrera de odontología según tipo de almacenamiento.

1.2.2. Establecer la cantidad de unidades formadoras de colonias presente en los cepillos dentales antes y después de su desinfección con el agente antimicrobiano.

1.2.3. Determinar el efecto de inhibición bacteriano del peróxido de hidrogeno al 3% y de la clorhexidina al 0.12% en los diferentes tratamiento en estudio.

## **VI. Marco teórico**

### **1. Prevención en Odontología**

La odontología preventiva, comprende el cambio en la escala de valores, cuyo valor más alto es el mantenimiento de la salud bucal. Esta se encarga de promover, mantener y restaurar la salud del individuo (Higashida, 2009).

#### **1.2. Niveles de prevención**

##### **1.2.1. Prevención primaria**

Son “medidas orientadas a evitar la aparición de una enfermedad o problema de salud mediante el control de los factores causales y los factores predisponentes o condicionantes”.

“Las estrategias para la prevención primaria pueden estar dirigidas a prohibir o disminuir la exposición del individuo al factor nocivo, hasta niveles no dañinos para la salud. Medidas orientadas a evitar la aparición de una enfermedad o problema de salud, mediante el control de los factores causales y los factores predisponentes o condicionantes”.

El objetivo de las acciones de prevención primaria es disminuir la incidencia de la enfermedad (Vignolo, 2011).

##### **1.2.2. Prevención secundaria**

Está destinada al diagnóstico precoz de la enfermedad incipiente (sin manifestaciones clínicas). Significa la búsqueda en sujetos “aparentemente sanos” de enfermedades lo más precozmente posible. Comprende acciones en consecuencia de diagnóstico precoz y tratamiento oportuno. Estos objetivos se pueden lograr a través del examen médico periódico y la búsqueda de casos (Pruebas de Screening). “En la prevención secundaria, el diagnóstico temprano, la captación oportuna y el tratamiento adecuado, son esenciales para el control de la enfermedad. La captación temprana de los casos y el control periódico de la población afectada para evitar o retardar la aparición de las secuelas es fundamental. Lo ideal sería aplicar las medidas preventivas en la fase preclínica, cuando aún el daño al organismo no está tan avanzado y por lo tanto, los síntomas no son aún aparentes. Esto es particularmente importante cuando se trata de enfermedades crónicas. Pretende reducir la prevalencia de la enfermedad” (OMS, 1998, Colimón, 1978) (Vignolo, 2011)

### **1.2.3. Prevención terciaria**

Se refiere a acciones relativas a la recuperación e interrupción de la enfermedad clínicamente manifestada, mediante un correcto diagnóstico y tratamiento y la rehabilitación física, psicológica y social en caso de invalidez o secuelas buscando reducir de este modo las mismas. En la prevención terciaria son fundamentales el control y seguimiento del paciente para aplicar el tratamiento y las medidas de rehabilitación oportunamente. Se trata de minimizar los sufrimientos causados al perder la salud; facilitar la adaptación de los pacientes a problemas incurables y contribuir a prevenir o a reducir al máximo, las recidivas de la enfermedad (Vignolo, 2011).

## **2. Higiene bucal**

La higiene es el conjunto de conocimientos y técnicas que deben aplicar los individuos para el control de los factores que ejercen efectos nocivos sobre su salud. La higiene personal es el concepto básico del aseo, limpieza y cuidado de nuestro cuerpo (García, 2005-2008)

Sus objetivos son mejorar la salud, conservarla y prevenir las enfermedades. La higiene bucodental es el mejor modo de prevenir las enfermedades odontológicas más frecuentes como son la caries y la gingivitis.

Una buena higiene bucal comienza por un correcto cepillado, que conviene realizar justo después de cada comida. El objetivo de este es limpiar la placa dentobacteriana que se acumula en los espacios interdetales (García, 2005-2008).

## **3. Cepillo dental**

### **3.1. Origen (evolución de los cepillos dentales)**

En el año 3000 a.C. Los egipcios usan pequeñas ramas con puntas desgastadas para limpiar sus dientes.

El primer cepillo dental utilizado por los antiguos fue una ramita del tamaño de un lápiz, uno de cuyos extremos se trataba para lograr que fuera blando y fibroso al tacto. Estos palitos se frotaban inicialmente contra los dientes sin ningún abrasivo adicional (como nuestra pasta dentífrica); han sido hallados en tumbas egipcias que datan del año 3000 a.C. Los palitos masticables todavía se utilizan en ciertos lugares, los árabes utilizaron las ramitas de una planta de palma llamada areca, y moldeaban los extremos para suavizarlas.

Su forma era similar a la de los palillos de hoy día. Algunas tribus africanas y australianas siguen usando objetos similares para limpiar su dentadura. Varias tribus africanas lo hacían empleando las ramitas de un árbol, del Salvadoree pérsica o “árbol cepillo dental”.

El primer cepillo dental provisto de cerdas, similar al actual, tuvo su origen en China hacia el año 1498. Las cerdas, eran extraídas manualmente del cuello de cerdos que vivían en los climas más fríos de Siberia y China (el frío hace que las cerdas de estos animales crezcan con mayor consistencia), eran cosidas a unos mangos de bambú o de hueso.

No fue hasta el Hacia el año 1600 que se introdujo el cepillo dental en Europa. Los viajeros europeos que viajan a China traen a su regreso el cepillo dental; reemplazan Las cerdas del jabalí por otras más suaves, las cerdas de crines de caballo. En esos tiempos muy pocas personas occidentales se cepillaban los dientes, y los que lo hacían preferían los fabricados con pelo de caballo, porque era más suave que el del jabalí. Los cepillos dentales fabricados con otros pelos animales, por ejemplo el de tejón, tuvieron efímeros períodos de popularidad, pero muchas personas preferían limpiarse después de las comidas con una pluma rígida de ave (como habían hecho los romanos) o bien utilizar mondadientes especialmente fabricados en bronce o plata. En muchos casos, los mondadientes metálicos eran menos peligrosos para la salud que los cepillos de pelo animal duro.

El doctor *Pierre Fauchard*, padre de la odontología moderna, ofrece en Europa (en 1723) la primera explicación detallada acerca del cepillo dental. Se refiere a la escasa efectividad de los cepillos de pelo de caballo —eran demasiado blandos—, y réproba al gran sector de la población que nunca, o rara vez, realizaba alguna práctica de higiene dental. Recomienda frotarse vigorosamente cada día los dientes y las encías con un trozo de esponja natural.

En el siglo XIX el bacteriólogo francés *Louís Pasteur* expuso su teoría sobre los gérmenes. Después de los descubrimientos hechos por este científico los dentistas comprobaron que todos los cepillos de pelo animal, que conservan por mucho tiempo la humedad, acababan por acumular bacterias y hongos microscópicos, y que la perforación de la encía producida por las agudas puntas de las cerdas podía ser la causa de numerosas infecciones bucales. Esterilizar con agua hirviendo los cepillos hechos con pelo animal presentaba el inconveniente de ablandarlos excesiva y permanentemente, e incluso de destruirlos por

completo. Además, los cepillos de calidad fabricados con pelo animal eran demasiado costosos, lo cual restringía su sustitución frecuente. La solución para este problema no se presentó hasta la tercera década del siglo XX.

En 1885 las compañías comienzan a producir cepillos manuales a gran escala. El invento se popularizó de tal manera que las industrias utilizaron el cabello de otros animales para la fabricación del cepillo dental, pero fue el cabello del jabalí siberiano el más usado; lo importaron durante muchos años, hasta el descubrimiento del nailon en la década de los años treinta. En 1937, por ejemplo, el año de la aparición de los cepillos de nailon, solo en EE. UU. Se importaban 600.000 kg de cerdas porcinas para cepillos dentales. Al principio del siglo debido a su elevado costo, las familias más humildes tenían que compartir el mismo cepillo.

El nailon fue inventado en EE. UU., en los Laboratorios DuPont (1937) por *Wallace H. Carothers*. Este descubrimiento inició una revolución en la industria de los cepillos dentales. El nailon era duro, rígido y flexible, resistía la deformación y la humedad no lo dañaba porque se secaba completamente con lo cual se impedía el desarrollo de bacterias. En 1938, este nuevo material se convirtió en el símbolo del modernismo y prosperidad a través de la comercialización de las medias de nailon y los cepillos milagrosos del doctor *West*.

El primer cepillo de cerdas de nailon fue vendido en EE. UU. en el año 1938, bajo el nombre de “Dr. West's Miracle Tuft Toothbrush”. Du Pont dio a las fibras artificiales el nombre de *Exton Bristies*, y, a través de una amplia campaña publicitaria, la compañía informó a su público que “El material utilizado en la fabricación del *Exton* se llama *nylon*, una palabra acuñada tan recientemente que nadie la encontrará en el diccionario”. La empresa destacaba las numerosas ventajas del nailon sobre las cerdas de origen animal, ya que estas se desprendían con facilidad; las de nailon quedaban sujetas firmemente al mango del cepillo.

Dupont en 1950 mejoró sus cepillos proveyéndolos de nuevas cerdas de nailon más suaves. Las primeras cerdas de nailon eran tan rígidas que lastimaban las encías. De hecho, el tejido de estas se resentía tanto, que al principio los dentistas se negaron a recomendar los cepillos

de nailon. A comienzo de la década de 1950, la Du Pont había perfeccionado ya un nailon “blando” que fue presentado al público con el nombre de cepillo dental Park Avenue. Se pagaban entonces diez centavos por un cepillo de cerdas duras, y cuarenta y nueve por el modelo Park Avenue, más perfeccionado, sobre todo, más blando, lo cual lo hizo más popular. Los dientes y las encías necesitan diferentes magnitudes de rigidez. El problema se resolvió cuando comenzó la fabricación de cepillos de dientes con racimos de diferentes grados de rigidez: los racimos que tenían contacto con las encías eran más suaves.

Los inicios del cepillo dental eléctrico moderno se reportan 1954. El Broxodent, fue el primer cepillo dental eléctrico exitoso, fue creado en Suiza por el doctor *Philippe-Guy Woog*, y luego en Francia por Broxo S.A. El primer estudio en demostrar su superioridad por sobre el cepillo manual fue publicado en 1956 por el profesor *Arthur Jean Held* en Ginebra. Los cepillos eléctricos fueron creados inicialmente para pacientes que presentaban habilidades motoras limitadas, y para los que usaran aparatos de ortodoncia. Se ha afirmado que los cepillos eléctricos son más efectivos que los manuales pues dan menos posibilidad a que los pacientes se cepillen incorrectamente.

En 1960 se presenta el primer cepillo dental eléctrico en EE. UU. El cepillo dental eléctrico Broxo, fue introducido por E. R. Squibb and Sons Pharmaceuticals en el centenario de la Asociación Dental Americana en 1959. Luego, fue distribuido en los EE. UU. Por Squibb bajo los nombres de Broxo-dent® o Broxodent®. Aunque el primero que llamó la atención del público en los estadounidense fue el cepillo dental automático de la General Electric, introducido tempranamente en la década de los años sesenta. Aunque era similar en cuanto a función al Broxodent, se diferenciaban en que este nuevo cepillo era inalámbrico y poseía baterías recargables de Niquel-Cadmio, mientras que el Broxodent estaba diseñado para conectarse a la red de electricidad doméstica. Así el modelo del Broxodent en los EE. UU. Difería de los europeos en cuanto a los estándares de electricidad.

En 1987 se presenta el primer cepillo dental eléctrico para uso doméstico, era de acción rotatoria. El cepillo dental eléctrico demostró una tendencia creciente hacia métodos cada vez más complejos y caros para lograr movimientos motorizados en las cerdas y cabezas de los cepillos, que favorecieran la limpieza más efectiva de los dientes. Una serie de estudios clínicos demostró que estos cepillos dentales eléctricos logran una mayor remoción de la

placa, en comparación con los cepillos dentales manuales, lo cual condujo a su creciente aceptación. Muchos de ellos presentan un temporizador con memoria que avisa cuando ha transcurrido el tiempo necesario recomendado de cepillado.

A partir del año 2000, la población accede a la tecnología del cepillado dental, gracias a la comercialización de cepillos dentales eléctricos de bajo precio. Hoy día, abundan los modelos de cepillos dentales manuales y eléctricos en el mercado. Muestran gran variedad de diseños y presentaciones que combinan en un solo aditamento diferentes tipos, tamaños y grosores de cerdas que se disponen en distintas angulaciones. Para facilitar el cepillado dental, se han desarrollado tendencias de fabricar cepillos dentales de un sin número de marcas, tipos, formas, durezas y colores atendiendo a su creciente demanda.

Los cepillos eléctricos se encuentran en la tercera generación, en la primera tan solo se agitaba la cabeza, en la segunda se aplicaban cabezas rotativas con un efecto de oscilación y en la tercera se aplica una oscilación rápida con poca amplitud a las mismas cerdas. Algunos investigadores plantean que son superiores a los cepillos manuales en la remoción de placa y eficacia gingival.

En el mercado se puede encontrar cepillos para niños. Se recomienda que estos utilicen cepillos manuales con las siguientes características: cabezas con bordes protectores, fabricadas con un material plástico, preferiblemente caucho. Estas cabezas evitan las lesiones que pueden causarse, por la mala utilización del cepillo, los movimientos bruscos o fuerzas exageradas. Las cerdas deben ser extra suaves pues en esta etapa, se está limpiando más tejidos blandos como las encías, que los dientes. A Las personas mayores de 60 años se les recomienda el uso de un cepillo dental personal mango recto, penacho de filamentos de cerdas de nailon blando, de puntas redondeadas, todas de la misma altura. Las dimensiones aproximadas de la cabeza del cepillo deberán ser de 2,5 cm × 1,5 cm × 0,9 cm. En pacientes con limitaciones manuales o cognitivas es recomendable indicar un cepillo eléctrico de acción rotatoria y oscilación que es más eficiente que el cepillado manual.

Para pacientes con aparatos de ortodoncia están disponibles cepillos dentales que tienen un corte en V a lo largo del eje mayor de las fibras, lo que permite ubicarlos pegados a los

dientes, y así cabalgan sobre *Brackets* y arco. Las hileras de cerdas más largas se colocan a cada lado del arco y ello posibilita la remoción de placa de dientes y encía, mientras que el centro de la V posee filamentos más cortos que son eficaces en la remoción de restos de alimentos. Otro cepillo adecuado es el llamado crevicular, con solo dos filas de penachos. En muchos casos se recomienda el cepillo unipenacho.

Los cepillos interdentes pueden ser efectivo, en particular, cuando hay espacios abiertos por extracciones, tramos de puentes o puentes de contacto abiertos, es el cepillo enhebrado en un alambre en espiral (Nápoles González, 2015).

### **3.2. Características de los cepillos dentales**

De acuerdo (Pavon, 2010) la cabeza del cepillo debe ser pequeña y compacta; en ella estarán ubicadas las cerdas, las que serán de nylon, todas de la misma altura; es decir, que la superficie activa es plana. El cepillo para adulto tendrá cuatro hileras en sentido longitudinal y el de los niños será de tres hileras. La textura de las cerdas conviene que sea blanda o suave para no lastimar las encías. El extremo plástico de la cabeza debe ser redondeado. El cuello debe ser más angosto que la cabeza y el mango y cuanto más largo mejor, para darle flexibilidad al cepillo. El mango debe ser recto y lo suficientemente cómodo para tomarlo con la palma de la mano.

### **3.3. Tipos de cepillos dentales**

#### **3.3.1. Cepillos convencionales**

Con 3 o 4 tiras de cerdas, es el que usamos normalmente.

#### **3.3.2. Cepillos eléctricos**

Los cepillos eléctricos suelen tener 3 tipos de movimiento horizontal, alternado, vertical arqueado o vibratorio. Pueden ser especialmente útiles en personas disminuidas físicas o mentales, debido a la simplicidad de la operación por el paciente o por quien le ayude.

#### **3.3.3. Cepillos infantiles**

Tienen la cabeza más pequeña, fibras suaves, penachos no espaciados y mangos largos.

### **3.3.4. Cepillos Interproximales**

En los casos de espacios interdientales más amplios, con frecuencia se utiliza un cepillo interproximal (cepillo en cuello de botella) para eliminar la placa de las caras proximales. Los cepillos interproximales se fabrican en tamaños diferentes y deben ser elegidos de modo que se ajusten, lo más estrechamente posible, al espacio interdentario.

## **3.4. Técnicas de cepillado**

Hay diferentes técnicas de cepillado dental, pero todas ellas basan su eficacia en seguir un orden preestablecido, ser minucioso y tomarse el tiempo necesario. Lo mejor es establecer una rutina desde muy pequeños y mantenerla siempre, ya que ello facilitará el no dejar ningún rincón de la dentadura por limpiar, incluida la línea de la encía.

### **3.4.1. Técnica de Bass**

Es la más efectiva. Situamos el cepillo con una inclinación de 45°. Se trata de realizar unos movimientos vibratorios en la parte vestibulocervical y linguocervical, pero sin desplazar el cepillo de su punto de apoyo. Deben ser movimientos muy cortos para que las cerdas se flexionen sobre sus propios ejes pero que las puntas no se desplacen de los puntos de apoyo. Así conseguimos desmenuzar la placa bacteriana, es una técnica muy recomendada en adultos se debe ir cepillando de dos o tres órganos dentarios, en la cara oclusal de los dientes se debe de hacer movimientos de fregado rápido para eliminar todos los restos de alimentos.

### **3.4.2. Técnica de Bass modificada**

Se coloca el cepillo con una inclinación de 45° respecto al eje axial de los dientes y se presiona ligeramente contra el surco gingival. Se trata de realizar unos movimientos vibratorios anteroposteriores, pero sin desplazar el cepillo de su punto de apoyo. Deben ser movimientos muy cortos para que las cerdas se flexionen sobre sus propios ejes y las puntas no se desplacen de los puntos de apoyo. En la cara masticatoria de los dientes se aplican movimientos de fregado rápido para eliminar todos los restos de alimentos.

### **3.4.3. Técnica de Stillman**

Se aplica el cepillo de dureza media o blanda con un ángulo de 45° en relación con el eje del diente, aplicando una ligera presión sobre la encía. Las cerdas del cepillo se doblan y el cepillo se dirige hacia abajo. Girando ligeramente el mango. El cepillo se sitúa ahora aproximadamente perpendicular al eje longitudinal del diente. Las cerdas están fuertemente dobladas hacia arriba a causa del movimiento y la presión. Mediante un giro continuado y con presión del cepillo alrededor de su eje longitudinal, las cerdas actúan sobre las superficies vestibulares e interdentes. Así se eliminan también acumulaciones marginales de placa. Estos movimientos se repiten de 5 a 8 veces y a continuación se actúa sobre el siguiente grupo de dos a tres dientes.

### **3.4.4. Técnica de barrido Horizontal**

Las cerdas del cepillo se colocan perpendicularmente sobre los dientes y se hacen movimientos horizontales hacia atrás y hacia delante. Para hacerla deben utilizarse cepillos suaves o extrasuaves para no lesionar la encía, está indicada en pacientes sanos con o sin lesión gingival, niños mayores, ancianos y personas con pequeña dificultad motora y es recomendada también par pacientes con ortodoncia.

## **4. Contaminación de los cepillos dentales.**

El cepillo dental es vulnerable a la contaminación debido a su uso y composición, ya que retiene sangre, saliva, desechos orales y crema dental y forma un hábitat que permite la supervivencia de bacterias, e incluso puede ser el causante de la transmisión directa de gérmenes de tejidos infectados a tejidos no infectados.

Según Zamani, citado por Salazar (2016), aun a pesar de enjuagar meticulosamente en agua natural, los cepillos dentales permanecen contaminados con microorganismos potencialmente patógenos que incrementan con el uso repetido, es por esto que a más de una limpieza apropiada, el ambiente y el reemplazo oportuno es crucial para evitar el esparcimiento de patógenos causantes de enfermedades (Salazar, 2016).

### **4.1. Agentes contaminantes**

El cepillo dental por permanecer generalmente en un lugar contaminado (baño), se encuentra expuesto a bacterias entre ellas las entéricas, que podrían pasar del inodoro al

cepillo y terminar en la boca, esto ocurre cuando la persona no se lava las manos después de ir al baño y manipula irresponsablemente el cepillo dental, siendo culpa del usuario esta contaminación. Es importante saber que un cepillo nuevo no garantiza una esterilización completa del mismo, porque pueden estar presentes microorganismos antes de retirarlo del empaque.

No se recomienda guardar el cepillo dental en un contenedor cerrado así lo menciona la Asociación Estadounidense Dental, pues un ambiente húmedo es ideal para el crecimiento de patógenos, por ello los especialistas sugieren mantener el cepillo en forma vertical y si es viable dejarlo secar individualmente para impedir la contaminación cruzada (Chicaiza Salazar, 2016)

#### **4.2. Microorganismos presentes en el cepillado dental**

La cavidad oral hospeda gran cantidad de distintos gérmenes, que se transfieren al cepillo dental durante su uso, sumados a los patógenos encontrados en el ambiente (baño), el cepillo dental puede alojar hasta microorganismos intestinales se han encontrado los siguientes patógenos.

*S. Mutans; Bifidobacterium; Lactobacillus sp; S. Aureus; Pseudomonas; S. Pyogenes; S. Viridans; S. Salivarius; Candida Albicans; E.Coli; Enterococo Fecalis; Enterococcus sp; Enterobacter; Klebsiella; S. Epidermidis; P. Aeruginosa; Herpes Simplex; Corynebacterium; Bacteroides Sp; Proteus Sp; Moraxella Catarrhalis; S. Saprophyticus* (Chicaiza Salazar, 2016).

#### **5. Microbiota normal de la boca.**

La flora de la nariz consta principalmente de corinebacterias, estafilococos (*S. epidermidis*, *S. aureus*) y estreptococos. Frecuentemente las mucosas de la boca y faringe son estériles al nacimiento, pero se contaminan al atravesar el canal del parto. En las primeras 4 a 12 h después del nacimiento, el estreptococo viridans se establece como el miembro principal de la flora normal y lo sigue siendo por toda la vida. Quizá se origina en el aparato respiratorio de la madre y las personas que la atienden. Muy pronto se agregan estafilococos aerobios y anaerobios, diplococos gram negativos (*Neisseria*, *Moraxella catarrhalis*), difteroides y algunos lactobacilos. Cuando emergen los dientes se establecen espiroquetas anaerobias, especies de *Prevotella* (en especial *Prevotella melaninogenica*), especies de *Fusobacterium*,

especies de *Rothia* y de *Capnocytophaga*, además de algunos vibrios anaerobios y lactobacilos. Normalmente existen especies de *Actinomyces* en el tejido amigdalino y las encías de los adultos, que algunas veces se acompañan de diversos protozoarios. En la boca existen levaduras (especies de *Candida*).

Las infecciones de la boca y aparato respiratorio por lo general son causadas por flora buconasal mixta, incluidos anaerobios. Las infecciones periodontales, abscesos peribucales, sinusitis y mastoiditis por lo general son causados por *P. melaninogenica*, *Fusobacteria* y *Peptostreptococci*. La aspiración de la saliva (que contiene hasta 10<sup>2</sup> de estos microorganismos aerobios) genera neumonía necrosante, absceso pulmonar y empiema.

### **5.1. Participación de la Microbiota bucal normal en la caries dental**

La caries es una desintegración de los dientes que empieza en la superficie y avanza hacia el interior. Primero se desmineraliza el esmalte superficial, que carece de células. Este fenómeno se ha atribuido al efecto de los ácidos producidos por la fermentación bacteriana. La descomposición ulterior de la dentina y cemento comprende la digestión bacteriana de la matriz proteínica.

La placa dental se ha considerado y tratado como una biopelícula compleja, que se puede definir de manera simplista como una acumulación de microorganismos dentro de una matriz. Las ventajas que tienen los microorganismos dentro de la biopelícula son su protección de los peligros ambientales (incluidos los antimicrobianos) y una mejor disposición espacial que aumenta al máximo el suministro energético a través del desplazamiento de nutrientes. Los microorganismos dentro de la biopelícula interactúan de una manera dinámica en numerosos niveles metabólicos y moleculares.

En la placa dental, los primeros microorganismos que generan una capa de lodo son básicamente cocos y bacilos gram positivos que forman microcolonias en la superficie del esmalte dura y uniforme.

La placa o biopelícula consta principalmente de depósitos gelatinosos de glucanos de alto peso molecular en donde las bacterias que producen ácidos se adhieren al esmalte. Los polímeros de carbohidratos (glucanos) son producidos principalmente por los estreptococos (*Streptococcus mutans*, *Peptostreptococcus*), quizá en combinación con actinomicetos. Al

parecer existe una correlación importante entre la presencia de *S. mutans* y caries en determinadas áreas del esmalte.

El segundo paso esencial en la formación de caries es la producción de grandes cantidades de ácido (pH <5.0) por parte de los estreptococos y lactobacilos de la placa. Esta concentración elevada de ácido desmineraliza al esmalte adyacente e inicia la caries.

En animales experimentales “sin gérmenes”, el estreptococo cariígeno induce la formación de placa y caries. Para que se adhiera a la superficie lisa, necesita la síntesis de polímeros de glucano insolubles en agua a través de glucosil transferasas y la participación de sitios de enlace en la superficie de las células microbianas. (Quizá los polímeros de carbohidratos también ayudan a que se adhieran algunos estreptococos a las superficies endocárdicas.)

Otros miembros de la microflora bacteriana, por ejemplo *veillonellae*, se combinan con las glucosil transferasas de *Streptococcus salivarius* en la saliva y sintetizan polímeros de carbohidrato insolubles en agua para adherirse a las superficies del diente. Esta adherencia en ocasiones es iniciada por el anticuerpo salival IgA contra *S. mutans*. Algunos difteroides y estreptococos que producen levanos inducen una lesión específica de los tejidos blandos y resorción ósea típica de la enfermedad periodontal. Los microorganismos proteolíticos, incluidos actinomicetos y bacilos, participan en la acción microbiana sobre la dentina después de la lesión del esmalte.

Conforme la biopelícula madura en ausencia de una buena higiene dental, se produce un enlace cruzado con especies de *Fusobacterium* seguido de bacterias principalmente gramnegativas (en la tercera fase) la formación de caries también depende de otros factores genéticos, hormonales, nutritivos y de otros tipos.

Para detener la caries es necesario extirpar la placa, limitar el consumo de sacarosa, alimentarse bien con un consumo suficiente de proteínas y reducir la producción de ácido en la boca limitando los carbohidratos disponibles y limpiarla con frecuencia. La aplicación de flúor en los dientes o su ingestión en el agua mejora la resistencia ácida del esmalte. Para detener la enfermedad periodontal es necesario extirpar los cálculos (depósitos calcificados) y tener una buena higiene bucal. Las bolsas Periodontales en las encías son fuentes especialmente abundantes de microorganismos, incluidos anaerobios, (rara vez se

encuentran en otros sitios). Además estos Microorganismos que participan en la enfermedad periodontal y la destrucción de los tejidos, son especialmente importantes cuando se implantan en otros sitios, por ejemplo, causando endocarditis bacteriana o bacteriemia en un paciente con granulocitopenia. Dos ejemplos son las especies de *Capnocytophaga* y *Rothia dentocariosa*.

Las especies de *Capnocytophaga* son anaerobios deslizantes fusiformes gramnegativos; las especies de *Rothia* son bacilos pleomorfos, aerobios, grampositivos. Quizás ambos participan en la flora microbiana compleja de la enfermedad periodontal con destrucción ósea prominente. En los pacientes inmunodeficientes con granulocitopenia, este fenómeno puede generar lesiones oportunistas graves en otros órganos.

## **6. Bacterias Gram positivas**

Se conoce como bacterias Gram Positivas al grupo de bacterias que no posee una membrana externa capaz de proteger el citoplasma bacteriano, que tienen una gruesa capa de peptidoglicano y que presentan ácidos teicoicos en su superficie. Entre otras cosas, se distinguen especialmente por teñirse de azul oscuro o violeta por la tinción de Gram aplicada en bacteriología para analizar muestras de laboratorio y es justamente esto último lo que explica su nombre de “Gram positivas”, aunque cabe mencionar que la acepción grampositivas también es correcta. Las bacterias Gram positivas conforman uno de los principales grupos de bacterias y, cuando se consideran como taxón, también se emplea el nombre de Posibacteria, todas las bacterias restantes son consideradas como Gram negativas, las cuales además presentan una mayor resistencia a los antisépticos. Una bacteria Gram positiva posee una pared celular gruesa, formada principalmente por peptidoglicano que rodea la membrana citoplásmica y que consta de varias capas.

Algunas bacterias gram positivas de importancia en este estudio son los Estafilococos y los Estreptococos, los cuales describiremos a continuación.

### **6.1. Estafilococos**

Los estafilococos son células esféricas gram positivas por lo general dispuestas en racimos irregulares parecidos a las uvas. Se desarrollan rápidamente en muchos tipos de medios y tienen actividad metabólica, fermentan carbohidratos y producen pigmentos que varían

desde un color blanco hasta un amarillo intenso. Algunos son miembros de la microflora normal de la piel y las mucosas del ser humano; otros producen supuración, formación de abscesos, diversas infecciones piógenas e incluso septicemia mortal. Los estafilococos patógenos suelen producir hemólisis, coagular el plasma y producir diversas enzimas y toxinas extracelulares.

El tipo de intoxicación alimentaria más frecuente se debe a una enterotoxina estafilocócica termoestable. Los estafilococos desarrollan con rapidez resistencia a muchos antimicrobianos y pueden plantear problemas terapéuticos difíciles.

El género *Staphylococcus* tiene por lo menos 40 especies. Las tres especies de importancia clínica que se observan más a menudo son *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus epidermidis* y *Staphylococcus saprophyticus*. *S. aureus* es coagulasa-positivo, lo que lo distingue de otras especies. *S. aureus* es un patógeno importante en el ser humano. Casi todas las personas presentarán algún tipo de infección por *S. aureus* durante su vida, la cual fluctúa en gravedad desde una intoxicación alimentaria o infecciones cutáneas leves hasta infecciones graves que ponen en riesgo la vida. Los estafilococos coagulasa-negativos son microflora humana normal y a veces causan infecciones, a menudo relacionadas con dispositivos implantados, como prótesis articulares, derivaciones y catéteres intravasculares, sobre todo en los niños muy pequeños y en los pacientes inmunodeprimidos.

Alrededor de 75% de estas infecciones causadas por estafilococos coagulasa-negativos se deben a *S. epidermidis*; las infecciones debidas a *Staphylococcus lugdunensis*, *Staphylococcus warneri*, *Staphylococcus hominis* y otras especies son menos frecuentes. *S. saprophyticus* es una causa relativamente frecuente de infecciones urinarias en mujeres jóvenes, aunque pocas veces produce infecciones en pacientes hospitalizados.

### **Cultivo**

Los estafilococos crecen rápidamente en casi todos los medios bacteriológicos bajo condiciones aerobias o microaerofílicas. Se desarrollan con más rapidez a una temperatura de 37°C pero forman mejor pigmento a una temperatura ambiente (20 a 25°C). Las colonias en medios sólidos son redondas, lisas, elevadas y brillantes (fi g. 13-2). *S. aureus* suele

formar colonias de color gris a amarillo dorado profundo. Las colonias de *S. epidermidis* por lo general son grises a blancas en el aislamiento primario; muchas colonias forman pigmento sólo tras una incubación prolongada. No se produce pigmento en condiciones anaerobias o en caldo. *S. aureus* produce diversos grados de hemólisis y a veces otras especies también.

Las especies de los géneros *Peptostreptococcus* y especies de *Peptoniphilus*, que son cocos anaerobios, a menudo se parecen a los estafilococos en sus características morfológicas. El género *Staphylococcus* contiene dos especies, *S. saccharolyticus* y *S. aureus* subespecie *anaerobius*, que al principio se desarrollan sólo bajo condiciones anaerobias pero que se vuelven más aerotolerantes en los subcultivos.

## **6.2. Estreptococos**

Los estreptococos son bacterias esféricas grampositivas que de manera característica forman pares o cadenas durante su multiplicación. Tienen una amplia distribución en la naturaleza. Algunos son miembros de la microflora normal de los seres humanos, otros están relacionados con enfermedades humanas importantes atribuibles en parte a la infección por estreptococos, y en parte a la sensibilización a ellos. Los estreptococos elaboran diversas sustancias y enzimas extracelulares.

### **Clasificación de los Estreptococos**

Los estreptococos son un grupo extenso y heterogéneo de bacterias y ningún sistema es suficiente para clasificarlos. No obstante, es imprescindible comprender la clasificación para entender su importancia médica. La clasificación de los estreptococos en categorías principales se ha basado en una serie de observaciones durante muchos años:

- 1) Morfología de la colonia y reacciones hemolíticas en agar sangre;
- 2) Especificidad serológica de la sustancia específica de grupo de la pared celular y otros antígenos de la pared celular o capsulares;
- 3) Reacciones bioquímicas y resistencia a factores físicos y químicos,
- 4) Características ecológicas. Asimismo, se ha utilizado la genética molecular para estudiar a los estreptococos.

Las combinaciones de los métodos antes mencionados han permitido clasificar a los estreptococos con fines clínicos y epidemiológicos, pero a medida que ha evolucionado el conocimiento, se han introducido nuevos métodos, lo que ha dado como resultado que se hayan descrito varios sistemas de clasificación. En algunos casos, se han utilizado diferentes nombres de especies para describir a los mismos microorganismos; en otros casos, algunos miembros de la misma especie se han incluido en otra especie o se han clasificado por separado. El género *Enterococcus*, por ejemplo, comprende ahora algunas especies previamente clasificadas como estreptococos del grupo D.

### **6.3. Estreptococos Viridans**

Los estreptococos viridans comprenden *S. mitis*, *S. mutans*, *S. salivarius*, *S. sanguis* y otros. Suelen ser hemolíticos  $\alpha$  pero en ocasiones no son hemolíticos. Su multiplicación no se inhibe por optoquina y las colonias no son solubles en bilis (desoxicolato).

Los estreptococos viridans son los miembros más frecuentes de la microflora normal del aparato respiratorio alto y son importantes para la salud de las mucosas de este sistema. Pueden llegar a la circulación sanguínea como resultado de traumatismo y son una causa principal de endocarditis en las válvulas cardiacas anormales. Algunos estreptococos viridans (p. ej., *S. mutans*) sintetizan grandes polisacáridos como dextranos o levanos a partir de sacarosa y contribuyen en grado importante a la patogenia de la caries dental.

En el curso de la bacteriemia, los estreptococos viridans, los neumococos o los enterococos pueden establecerse en válvulas cardiacas normales o previamente deformadas, produciendo endocarditis aguda. La destrucción rápida de las válvulas a menudo desencadena insuficiencia cardiaca mortal en cuestión de días o semanas a menos que se pueda insertar una prótesis durante el tratamiento antimicrobiano.

La endocarditis subaguda a menudo afecta a las válvulas anormales (anomalías congénitas y lesiones reumáticas o ateroscleróticas), aunque cualquier microorganismo que llega a la circulación sanguínea se puede establecer en lesiones tromboticas que se desarrollan en el endotelio lesionado a consecuencia de alteraciones circulatorias, lo más frecuente es que la endocarditis subaguda la originen miembros de la microflora normal del aparato respiratorio o del tubo digestivo que accidentalmente llegan a la sangre. Después de la extracción dental, por lo menos 30% de los pacientes tiene una bacteriemia por

estreptococos viridans. Estos estreptococos, por lo general los miembros más prevalentes de la microflora respiratoria alta, también son la causa más frecuente de endocarditis bacteriana subaguda.

Los estreptococos del grupo D (enterococos y *S. bovis*) también son causas frecuentes de endocarditis subaguda. Alrededor de 5 a 10% de los casos se deben a enterococos que se originan en el intestino o en las vías urinarias. La lesión tiene una evolución lenta y un determinado grado de cicatrización acompaña a la inflamación activa; las vegetaciones constan de fibrina, plaquetas, eritrocitos y bacterias adheridos a las valvas. La evolución clínica es gradual, pero la enfermedad siempre resulta mortal en los casos no tratados. El cuadro clínico característico comprende fiebre, anemia, debilidad, un soplo cardíaco, fenómenos embólicos, esplenomegalia y lesiones renales.

## **7. Bacilos Gram negativos Entéricos (Enterobacteriaceae)**

Las Enterobacteriaceae son un grupo heterogéneo y extenso de bacilos gramnegativos cuyo hábitat natural es el intestino del ser humano y de los animales. La familia comprende muchos géneros (*Escherichia*, *Shigella*, *Salmonella*, *Enterobacter*, *Klebsiella*, *Serratia*, *Proteus* y otros más). Algunos microorganismos entéricos, por ejemplo, *Escherichia coli*, son parte de la microflora normal y en forma incidental producen enfermedad, en tanto que otros, las salmonelas y las shigelas, por lo regular son patógenos para el ser humano.

Las Enterobacteriaceae son anaerobios o aerobios facultativos, fermentan una amplia gama de hidratos de carbono, poseen una estructura antigénica compleja y producen diversas toxinas y otros factores de virulencia. Las Enterobacteriaceae, los bacilos gramnegativos entéricos y las bacterias entéricas también se denominan coliformes.

### **7.1. Clasificación**

Las Enterobacteriaceae son el grupo más frecuente de bacilos gramnegativos que se cultivan en el laboratorio clínico y junto con los estafilococos y los estreptococos son las bacterias que más a menudo producen enfermedades. La taxonomía de las Enterobacteriaceae es compleja y rápidamente cambiante desde el advenimiento de técnicas que miden la distancia evolutiva, por ejemplo, la hibridación de ácido nucleico y la secuenciación de ácido nucleico. La familia de las Enterobacteriaceae tiene las siguientes características. Son bacilos gramnegativos, ya sea móviles con flagelos, peritricosos o no

móviles; se multiplican en medios con peptona o extracto de carne sin que se añada cloruro de sodio u otros suplementos; se multiplican bien en agar de MacConkey; proliferan en medios aerobios y anaerobios (son anaerobios facultativos); fermentan en vez de oxidar glucosa, a menudo produciendo gas; catalasa positiva, oxidasa negativa y reducen nitrato a nitrito; y tienen un contenido de DNA de G + C de 39 a 59%.

## **7.2. Pseudomonas, Acinetobacter y bacterias gramnegativas infrecuentes**

Las pseudomonas y los microorganismos del género *Acinetobacter* tienen una amplia distribución en el suelo y el agua. *Pseudomonas aeruginosa* a veces coloniza al ser humano y es el principal microorganismo patógeno humano del grupo. *P. aeruginosa* es invasiva y toxígena, produce infecciones en pacientes con defensas anormales y es un microorganismo patógeno importante en los hospitales.

Algunas de las bacterias gramnegativas que pocas veces producen enfermedad en el ser humano son (p. ej., cromobacterias y criseobacterias) se localizan en el suelo o en el agua y son patógenas oportunistas para el ser humano. Otras bacterias gramnegativas (p. ej., capnocitofaga, *Eikenella corrodens*, *Kingella* y *Moraxella*) forman parte de la microflora normal del ser humano y se detectan en una amplia gama de infecciones; a menudo son causas inesperadas de enfermedades.

## **7.3.Pseudomonas**

Las *Pseudomonas* son bacilos gramnegativos, móviles y aerobios, algunos de los cuales producen pigmentos hidrosolubles. Las pseudomonas tienen una amplia distribución en el suelo, el agua, las plantas y los animales. *Pseudomonas aeruginosa* a menudo está presente en pequeñas cantidades en la microflora intestinal normal y en la piel del ser humano y es el principal microorganismo patógeno del grupo. Otras pseudomonas pocas veces producen enfermedad. La clasificación de las pseudomonas se basa en la homología de rRNA/DNA y en las características de cultivo comunes.

### **7.3.1. Morfología e identificación de Pseudomonas.**

#### **A. Microorganismos típicos**

*P. aeruginosa* es móvil, tiene forma de bastón, mide casi  $0.6 \times 2 \mu\text{m}$ . Es gramnegativo y muestra una disposición en bacterias individuales, en pares y a veces en cadenas cortas.

## **Crecimiento de Pseudomonas.**

*P. aeruginosa* es un aerobio obligado que se multiplica fácilmente en muchos tipos de medios de cultivo, produciendo en ocasiones un olor dulce o parecido al de las uvas o a la tortilla de maíz.

Algunas cepas producen hemólisis. *P. aeruginosa* forma colonias redondas y lisas con un color verdoso fluorescente. Suele producir el pigmento azulado no fluorescente piocianina, que se difunde hacia el agar. Otras especies de *Pseudomonas* no producen piocianina. Muchas cepas de *P. aeruginosa* también producen el pigmento fluorescente pioverdina, que le confiere un color verdoso al agar. Algunas cepas producen el pigmento rojo oscuro piorrubina o el pigmento negro piomelanina. *P. aeruginosa* en un cultivo puede producir múltiples tipos de colonias. *P. aeruginosa* de diferentes tipos de colonia también tiene diferentes actividades bioquímicas y enzimáticas y diferentes tipos de susceptibilidad antimicrobiana. A veces no está claro si los tipos de colonia representan diferentes cepas de *P. aeruginosa* o si son variantes de la misma cepa.

Los cultivos de pacientes con fibrosis quística (CF, cystic fibrosis) a menudo generan microorganismos de *P. aeruginosa* que forman colonias mucoides como resultado de la producción excesiva de alginato, un exopolisacárido. En los pacientes con fibrosis quística, el exopolisacárido al parecer proporciona la matriz para que los microorganismos vivan en una biopelícula.

Las muestras se colocan en placas con agar sangre y suelen utilizarse medios diferenciales para el cultivo de bacilos intestinales gramnegativos. Las *pseudomonas* se multiplican fácilmente en casi todos estos medios pero se multiplican con más lentitud que los microorganismos intestinales. *P. aeruginosa* no fermenta lactosa y se distingue fácilmente de las bacterias fermentadoras de lactosa. El cultivo es la prueba específica para el diagnóstico de infección por *P. aeruginosa* (Butel, Carroll, Morse, Mietzner, & Brooks, 2011).

## **8. Sustancias desinfectantes de los cepillos dentales**

### **8.1. Peróxido de hidrogeno**

#### **8.1.1. Origen**

El peróxido de hidrógeno fue descrito por primera vez en 1818 por Louis Jacques Thénard, que la produjo por tratamiento del peróxido de bario con ácido nítrico. El peróxido de hidrógeno puro se obtuvo por primera vez en 1894 casi 80 años después de su descubrimiento por Richard Wolffenstein, que lo produjo por destilación al vacío.

#### **8.1.2. Descripción**

Es un agente antiséptico bien conocido, que resulta tóxico para muchas bacterias por sus propiedades oxigenantes. El factor crítico de la actividad del peróxido es el hecho de que este compuesto y otros productos pueden generar los radicales hidroxilo más tóxicos (Negroni, 2009).

#### **8.1.3. Usos**

Líquido incoloro bastante estable. Se comercializa como soluciones acuosas a concentraciones entre el 3 y el 90%. El contenido en H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> de dichas soluciones puede expresarse en porcentaje o en volúmenes. (Algerich, y otros, 2005). De acuerdo a (Negroni, 2009) se puede utilizar agua oxigenada de 10 volúmenes diluida en partes iguales con agua en forma de buches o irrigaciones supra gingivales cada 4 horas durante 48 horas.

#### **8.1.4. Indicaciones**

El peróxido de hidrogeno ha sido indicado como tratamiento adyuvante en la gingivitis ulcero necrotizante aguda, debido a bacterias anaerobias (Negroni, 2009).

El efecto del peróxido de hidrógeno en solución es bastante corto, por lo que no se aconseja el empleo único de agua oxigenada como antiséptico.

Aplicaciones como antiséptico: Antiséptico en el lavado de úlceras y heridas: ayuda a la eliminación de detritus tisulares en regiones inaccesibles. Se utiliza H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> de 10 volúmenes (3%) y cremas del 1%-1.5%; Enjuagues bucales en amigdalitis, estomatitis aguda, halitosis, extracciones dentales e infecciones de la boca. Diluir 1 parte del peróxido de hidrogeno comercial de 10 V con una parte de agua para obtener una concentración del 1.5%; Aunque el peróxido de hidrógeno por sí solo no es eficaz sobre la piel intacta, se

emplea combinado con otros antisépticos para desinfectar manos, piel y mucosas. Las soluciones concentradas de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> (27% y 30%) se utilizan para preparar soluciones más diluidas y no deben aplicarse sin diluir sobre los tejidos.

Aplicaciones como desinfectante: Desinfección de lentes de contacto blandas, aparatos de ventilación asistida y tonómetros oculares a concentraciones del 3% al 6%. Antes de colocar la lente de contacto en el ojo es necesario neutralizar el peróxido de hidrógeno, ya que es irrita la córnea; Desinfección de aparatos para endoscopia como alternativa a glutaraldehído. A concentraciones del 6% ha mostrado incluso ser más efectiva que el glutaraldehído, pero no se utiliza porque su poder oxidante podría dañar los aparatos (deteriora gomas y plásticos de tubos de inserción). A concentraciones del 3% es eficaz frente a ooquistes 112 de *Cryptosporidium* y se recomienda la inmersión a temperatura ambiente durante 30 minutos. Antes de utilizar los endoscopios deben aclararse a fondo porque los restos pueden lesionar las mucosas; Las soluciones estabilizadas del 10 al 30% se utilizan como esporicidas.

El vapor y el plasma de peróxido de hidrógeno son utilizados como esterilizantes a bajas temperaturas. Tiene utilidad en la esterilización de equipos de laboratorio y la mayoría de artículos médicos. Los vapores de peróxido de hidrógeno se utilizan en cámaras como alternativa para esterilizar endoscopios, con la ventaja que no producen productos tóxicos. El gas plasma, utilizado en esterilización, se obtiene por vaporización de peróxido de hidrógeno líquido transformado por la acción de ondas electromagnéticas. La principal ventaja es que puede aplicarse a materiales termosensibles, que no corroe los metales y que no es necesaria aireación posterior. Sin embargo, tiene escasa penetración en conductos estrechos y largos y no puede utilizarse con celulosa, textiles, polvos y líquidos (Algerich, y otros, 2005).

#### **8.1.5. Espectro de actividad**

Su acción bactericida se debe a dos motivos: - producción de iones hidroxilo y radicales libres, que actúan oxidando componentes esenciales del microorganismo (lípidos, proteínas y DNA). - liberación de O<sub>2</sub> por las catalasas tisulares, que actúa impidiendo la germinación de esporas de anaerobios como *Clostridium tetani*. Además, el O<sub>2</sub> liberado en su descomposición en forma de burbujas favorece la eliminación de detritus celulares, bacterias y tejidos desvitalizados. En el interior de la bacteria, por acción de la

mieloperoxidasa sobre los cloruros y sobre el peróxido de hidrógeno, se forma hipoclorito (presenta poder oxidante y germicida) (Algerich, y otros, 2005).

Tiene un amplio espectro de acción. Es bactericida, bacteriostático o esporicida según la concentración y las condiciones de utilización (al 3% es bacteriostático y al 6% bactericida a temperatura ambiente). A las concentraciones utilizadas como antiséptico posee una débil acción antibacteriana frente a bacterias Gram positivas y Gram negativas. Tiene una corta duración de acción porque se descompone por las catalasas tisulares, hecho que hace aconsejable su uso conjuntamente con otros antisépticos. Es efectivo frente a 111 bacterias, hongos, algunos virus (entre ellos el HIV) y esporas. Los microorganismos anaerobios son incluso más sensibles por no disponer de actividad peroxidasa. En general presenta mayor poder bactericida frente a Gram negativos que Gram positivos. Frente a hongos, esporas y algunos virus su acción es un poco más lenta (Aguirre Fernandez, 2013).

#### **8.1.6. Efectos secundarios**

El peróxido de hidrogeno por pertenecer a los principales EROS está implicado en el daño celular, de forma tal que las agresiones oxidantes pueden dirigirse hacia la carcinogénesis, enfermedades inflamatorias, senectud celular, enfermedades neurodegenerativas, entre otros procesos patológicos. La exposición al H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> puede producir irritación en los ojos, la garganta, vías respiratorias y piel. El peróxido de hidrógeno al ser ingerido puede causar daños al tracto gastrointestinal, debido a su naturaleza cáustica, produciendo extensas lesiones en el revestimiento del estómago, ulceraciones gastrointestinales y por liberar cantidades peligrosas de oxígeno podría provocar perforaciones del estómago o de los intestinos.

Las cantidades excesivas de oxígeno en el torrente sanguíneo pueden causar una embolia de gas en el sistema gastrointestinal o en el cerebro. El inhalar H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> produce daños en las vías respiratorias, principalmente en la tráquea y pulmones, causando estrechamiento de las mismas y laringoespasma. La administración intravenosa del peróxido de hidrógeno ocasiona inflamación del vaso sanguíneo, embolia de gas y reacciones alérgicas que amenazan la vida en el sitio de punción (Chicaiza Salazar, 2016).

## **8.2. Clorhexidina**

### **8.2.1. Origen**

Clorhexidina, una bisbiguanida catiónica, es un agente antimicrobiano que ha sido empleado como antiséptico de amplio espectro en medicina desde 1954. De los numerosos agentes antimicrobianos estudiados en diferentes ensayos clínicos, el que ha demostrado presentar beneficios clínicos y microbiológicos es el Gluconato de clorhexidina. Los colutorios con clorhexidina se utilizaron primero al 0.2% en Europa y posteriormente, en Estados Unidos, al 0.12%.

La clorhexidina actúa inhibiendo la biopelícula dental por los siguientes mecanismos:

1. Bloqueando los grupos ácidos libres (sulfatos, carboxilos y fosfatos) de las glicoproteínas salivales. Esto provoca la reducción de adsorción de las proteínas sobre la superficie dental y como consecuencia, evita o retarda la formación de película adquirida.
2. Impide la adhesión de las bacterias a la superficie de la película. La clorhexidina se une a la superficie de cargas negativas que se hallan sobre la superficie celular bacteriana y de esta forma, dificulta el mecanismo de adsorción de las bacterias sobre la película adquirida.
3. Una vez que la película adquirida está depositada sobre la superficie dental, las bacterias se unen a esta a través de iones  $Ca^{++}$  impidiendo la adherencia y por lo tanto, evita la sucesión, la agregación y la coagregación que determina la biopelícula. (Negróni, 2009)

### **8.2.2. Indicaciones**

Es una solución antiséptica de agradable y fresco sabor para utilizar como colutorio en la higiene oral y para prevención de caries y halitosis después de cada lavado dental. La clorhexidina se fija a la mucosa bucal, de la cual se elimina lentamente. Para la desinfección de la cavidad bucofaríngea. Para prevenir infecciones después de intervenciones odontológicas. Prevención de infección secundaria bacteriana o micótica de lesiones bucofaríngeas de origen herpética (Bello, 1991)

Está recomendada como adyuvante en el tratamiento de gingivitis asociada a la biopelícula dental, enfermedades Periodontales necrosantes (GUNA, PUN) en pacientes que no pueden efectuar correctamente la higiene bucal (pacientes con dificultad motora, pacientes con aparatología ortodoncia con el mismo fin para el mantenimiento del tratamiento mismo, previo y posterior a una cirugía periodontal.

### **8.2.3. Efectos secundarios**

Tras su uso prolongado pueden presentarse:

- Coloraciones pardo-amarillentas sobre la superficie de dientes naturales, artificiales y restauraciones de composite, que parecen depender de la concentración del producto y de la susceptibilidad individual. Sin embargo, la coloración no penetra la superficie y por lo tanto puede eliminarse efectuando la profilaxis.
- Las pigmentaciones aumentan cuando se ingieren simultáneamente ciertos productos, como el café, té, vino tinto y también con el uso de tabaco.
- Alteraciones transitorias del gusto.
- Descamación de la mucosa bucal que desaparece al cesar el tratamiento.
- Aumento del cálculo supragingival que parece tener una composición distinta a la habitual; es más fácil su eliminación. Ha sido propuesto que durante su administración se aumente la frecuencia de higiene bucal.
- Son escasos los trabajos que relatan efectos sistémicos o reacciones alérgicas, incluso si se ingieren grandes cantidades, ya que no se absorbe a nivel gastrointestinal (Negroni, 2009).

## **9. Cultivos microbiológicos**

### **9.1. Definición**

Es el proceso de multiplicar microorganismos mediante las condiciones ambientales adecuadas. Los microorganismos en crecimiento realizan copias de sí mismos y requieren de los elementos que se encuentran en su composición química. Los factores que se deben controlar durante el crecimiento son nutrientes, PH, temperatura, aireación, concentración de sales y potencial iónico del medio (Jawetz, 2002).

### **9.2. Medio de cultivo**

El éxito de los métodos de cultivo depende de la biología del microorganismo, del lugar de la infección, de la respuesta inmunitaria del paciente frente a la misma y de la calidad del medio de cultivo. (Patrick R. Murray, 2014)

Se consideran dos problemas: la elección de un medio adecuado y el aislamiento de un microorganismo bacteriano en cultivo puro.

La técnica usada y el tipo de medio seleccionado dependen de la naturaleza de la investigación. En general, pueden presentarse tres situaciones: 1) puede ser necesario

obtener un cultivo de células de una especie particular que se tiene a la mano; 2) puede requerirse determinar las cantidades y tipos de microorganismos presentes en un material dado, 3) aislar un tipo particular de microorganismo de un material natural. (Jawetz, 2002).

### **9.3. Crecimiento microbiano en medio sólido**

Las células que crecen sobre o dentro de medios sólidos se encuentran inmóviles; por consiguiente, si algunas células se colocan sobre un medio gelificado, cada una crece y da una colonia aislada.

El gel ideal para la mayor parte de los medios microbiológicos es el agar, un polisacárido ácido extraído de ciertas algas rojas. Una suspensión acuosa al 1.5 a 2 % se disuelve a 100 °C para formar una solución clara que solidifica a 45 °C. Así una solución estéril de agar puede enfriarse a 50 °C, se añaden bacterias u otras células microbianas y la solución se enfría rápidamente a temperaturas inferiores a 45 °C para formar un gel. Una vez gelificado, el agar no se licua de nuevo sino hasta que se caliente a temperaturas mayores de 80 °C, de manera que para la incubación de cultivo microbiano puede usarse, posteriormente, cualquier temperatura adecuada. En el método de vaciado en placa se mezcla una suspensión de células con Agar fundido 50 °C y se vacía en una caja de Petri; cuando el Agar solidifica, las células se inmovilizan en este y crecen en colonias. Si la suspensión de células estaba suficientemente diluida, las colonias estarán bien separadas, de tal suerte que cada una tiene una gran probabilidad de haber derivado de una célula única. (Jawetz, 2002)

### **9.4. Crecimiento microbiano en medio líquido**

Un método menos seguro es el de dilución por extinción. De la suspensión se hacen diluciones seriadas y se siembra cada una en placa. Si solo algunos inóculos de una dilución particular tienen desarrollo, se presume que algunos de estos crecimientos partieron de células únicas. Este método no se usa a menos que por alguna razón sea imposible la siembra en placa. Una desventaja de este método es que solo se puede utilizar para aislar el tipo de microorganismo predominante en una población mixta. (Jawetz, 2002)

### **9.5. Pruebas bioquímicas.**

Las pruebas bioquímicas permiten determinar las características metabólicas de las bacterias objeto de identificación. Algunas de estas pruebas son técnicas rápidas, ya que

evalúan la presencia de una enzima preformada y su lectura varía entre unos segundos hasta unas pocas horas. Otras pruebas requieren para su lectura el crecimiento del microorganismo con una incubación previa de 18 a 48h; a este grupo pertenecen la mayoría de las pruebas que detectan componentes metabólicos o aquellas que determinan la sensibilidad de un microorganismo a una sustancia dada tras cultivo en medios de identificación que contienen el sustrato a metabolizar, en general se trata de reacciones enzimáticas cromogénicas o pruebas convencionales modificadas (hay discos o tabletas comercializados con sustratos cromogénicas para uso individualizado).

### **9.5.1 Pruebas de identificación de Cocos Gram positivos**

#### **9.5.1.1. Prueba de la Catalasa.**

La catalasa es un enzima presente en la mayoría de los microorganismos que poseen citocromos. Las bacterias que sintetizan catalasa hidrolizan el peróxido de hidrogeno en agua y oxígeno gaseoso que se libera en forma de burbujas. El principal objetivo de esta prueba es separar Micrococacceae (positiva) de Streptococcus spp. Y Enterococcus spp. (Negativa).

Para realizar esta prueba el procedimiento es el siguiente:

1. Con un asa de siembra transferir células del cultivo a identificar a un portaobjetos limpio.
2. Añadir una o dos gotas de agua oxigenada al 3%. Se recomienda que los organismos no sean añadidos directamente sobre el reactivo ya que las asas de siembra que se usan contienen hierro y pueden dar falsos positivos.

La efervescencia del peróxido de hidrogeno significa que el test es positivo como algunas bacterias poseen enzimas diferentes de la catalasa pero capaces también de descomponer el agua oxigenada, las pequeñas burbujas que se forman después de los 20 o 30 segundos no son considerados como test positivo. (Cervera, 2011)

#### **9.5.1.2. Prueba de Oxidasa.**

Esta prueba sirve para determinar la presencia de enzimas oxidasa. La reacción de la oxidasa se debe a la presencia de un sistema citocromooxidasa que activa la oxidación del citocromo el cual es reducido por el oxígeno molecular produciéndose agua o peróxido de

hidrogeno según la especie bacteriana. El oxígeno actúa por tanto como aceptor final de electrones en la cadena transportadora de electrones. Por lo general, el sistema citocromooxidasa solo se encuentra en las bacterias aerobias, algunas anaerobias facultativas y, excepcionalmente, en alguna microaerófila (*Vibrio fetus*), pero las bacterias anaerobias estrictas carecen de actividad oxidasa. Asimismo, la presencia de oxidasa va ligada a la producción de catalasa, ya que esta degrada el peróxido de hidrogeno que se produce como consecuencia de la reducción del oxígeno y cuya acumulación es toxica.

La prueba de la oxidasa se usa sobre todo para y identificar todas las especies de *Neisseria* (+), y para diferenciar *Pseudomonas* de los miembros oxidasa negativos de las enterobacterias.

El reactivo de la oxidasa más recomendado es la solución acuosa al 1% de diclorhidrato de tetrametil-p-fenilendiamina (reactivo de Kovacs). Es menos tóxico y mucho más sensible que el correspondiente compuesto dimetilo (reactivo de Gordon y McLeod), pero es más caro. Este reactivo tiñe las colonias oxidasa positivas de color lavanda que vira gradualmente a púrpura-negruczo intenso.

Realización de la prueba:

#### 1. Método en placa directa

- \* Agregar directamente 2-3 gotas de reactivo a algunas colonias. No inundar toda la placa y no invertirla.
- \* Observar los cambios de color. Con el reactivo de Kovacs la reacción se produce en unos 10-15 segundos, mientras que con el de Gordon y McLeod es dentro de los 10-30 minutos.

#### 2. Método indirecto sobre papel

- \* Colocar un trozo de papel de filtro de 3x3cm aproximadamente en una placa de Petri.
- \* Agregar 2-3 gotas del reactivo de Kovacs en el centro del papel.
- \* Extender con el asa de siembra una colonia sobre el papel impregnado.

\* La reacción de color positiva se produce a los 5-10 segundos. (Ana fernandes olmos, 2010).

### **9.5.2. Pruebas de identificación de enterobacterias**

Es Agar McConkey es un medio selectivo diferencial utilizado para el aislamiento y diferenciación de bacilos Gram negativos fermentadores y no fermentadores de lactosa. Se utiliza con frecuencia para el aislamiento de coliformes. Está compuesto por: proteasa peptona, lactosa, sales biliares, CINA, Agar, Rojo neutro, Cristal violeta, Agua destilada, pH 7.1

En Agar McConkey las bacterias Gram positivas ven inhibido su crecimiento debido a la presencia de sales biliares y cristal violeta y sólo crecerán las enterobacterias, pero entre ellas las que fermenten la lactosa (coliformes) liberarán productos ácidos que producirán un cambio de pH que se detectará gracias al rojo neutro. Las colonias lactosa (+) aparecerán de color rojo o violeta contrastando con la coloración amarillenta de las colonias lactosa (-).

Las enterobacterias no son inhibidas a determinadas concentraciones de colorantes ni por la presencia de sales biliares, lo que hace del medio McConkey un medio de cultivo selectivo para ellas. Este medio contiene también lactosa y un indicador de pH, lo que nos permite diferenciar aquellas colonias que fermentan la lactosa con producción de ácidos (cambio de color del medio de cultivo a rojo) de las que no lo hacen.

Hay microorganismos que son incapaces de fermentar la glucosa o lactosa, no existe pues cambio de color en el medio, característico de las bacterias no fermentadoras como Pseudomonas.

Hay otros microorganismos que fermentan la lactosa y la glucosa. En esta fermentación, debido a la alta concentración de lactosa, se produce tal cantidad de ácidos que estos no pueden ser neutralizados por las aminas formadas en la decarboxilación oxidativa de las proteínas. Típico de las bacterias coliformes fermentativos como e. coli y klebsiella.

La prueba de la lactosa se usa para diferenciar entre las enterobacterias en general y el grupo de las coliformes. Se trata por tanto de una prueba de gran importancia debido a que los coliformes se utilizan como organismos indicadores de contaminación fecal en análisis,

sobre todo, de aguas. En bacteriología se define el grupo de organismos coliformes como los "bacilos Gram negativos, aerobios y anaerobios facultativos, no formadores de esporas y que fermentan la lactosa con formación de gas a 35°C en 48 horas". No se trata de un grupo taxonómico e incluye una gran variedad de bacterias, la mayoría de ellas de origen intestinal. (Cervera, 2011)

### **9.5.3. Identificación rápida y presuntiva de bacterias entéricas Gram Negativas**

#### **Lactosa fermentada con rapidez**

*Escherichia coli*: brillo metálico en medios diferenciales; colonias móviles; colonias planas no viscosas

*Enterobacter aerogenes*: colonias elevadas, sin brillo metálico; a menudo móviles; proliferación más viscosa

*Enterobacter cloacae*: similar a *Enterobacter aerogenes* *Klebsiella pneumoniae*: multiplicación muy viscosa, mucoide; no móviles

#### **Lactosa fermentada con lentitud**

*Edwardsiella*, *Serratia*, *Citrobacter*, *Arizona*, *Providencia*, *Erwinia*

#### **Lactosa no fermentada**

Especies de *Shigella*: no móviles; no producción de gas a partir de dextrosa

Especies de *Salmonella*: móviles; formación de ácido y por lo general gas a partir de dextrosa

Especies de *Proteus*: "proliferación" en Agar; urea rápidamente hidrolizada (olor a amoniac)

Especies de *Pseudomonas* (cap. 16): pigmentos solubles, azul verdoso y fluorescentes; olor dulce

## **Cultivo**

Las muestras se colocan en placas de agar sangre y medios diferenciadores. Con los medios diferenciadores, a menudo es factible la identificación preliminar rápida de las bacterias entéricas gramnegativas. (Butel, Carroll, Morse, Mietzner, & Brooks, 2011)

## **VII. Hipótesis de investigación**

La clorhexidina al 0.12% es mejor agente antiséptico, que el peróxido de hidrogeno al 3%, y disminuye significativamente el crecimiento bacteriano.

## **VIII. Diseño metodológico**

### **Tipo de estudio:**

Causi-Experimental, Analítico, Longitudinal, Prospectivo

La muestra fue sometida a investigación mediante un estudio *IN VITRO*, en el cual se analizó el crecimiento bacteriano en cepillos dentales usados por el periodo de un mes, luego se procedió aplicar la clorhexidina y el peróxido de hidrogeno para la inhibición del crecimiento bacteriano, esto se realizó durante un periodo de tiempo año 2017.

### **Tratamiento y repeticiones experimentales:**

Se tomaron 30 cepillos dentales 15 con capuchón y 15 sin capuchón, que se les entregaron a 30 de los estudiantes dispuestos a colaborar con el estudio. Siendo completamente no aleatorio donde se utilizó tratamientos y repeticiones experimentales.

### **Criterios de inclusión**

- Estudiantes de V año de la carrera de odontología de la UNAN-Managua
- Estudiantes sistémicamente estables
- Estudiantes que no presente tratamientos ortodónticos.
- Estudiante periodotalmente sanos.
- Estudiantes dispuestos a cooperar con las indicaciones que se les darán de acuerdo al manejo de su cepillo.

### **Criterios de exclusión**

- Cepillo dentales que no hayan sido entregados por el investigador.
- Estudiantes con tratamiento ortodónticos.
- Estudiantes con enfermedades sistémicas.
- Estudiantes que presenten enfermedad periodontal.
- Estudiantes que no estén dispuestos a colaborar con el estudio.
- Cepillo dentales utilizados por menos tiempo del estipulado en el estudio.

## **Definición de tratamientos**

Se realizaron seis tipos de tratamientos experimentales, en el cual cada tratamiento consto de 5 repeticiones experimentales.

**T1:** Cepillos entregados a 5 estudiantes, para ser usado con capuchón por el lapso de un mes. Transcurrido este mes se recolectaron los 5 cepillos de dientes los cuales fueron llevados al laboratorio de microbiología para la realización de su cultivo previo y posterior aplicación de clorhexidina al 0.12%. A continuación se procedió a la realización de un nuevo cultivo para comprobar la efectividad de la solución aplicada.

**T2:** Cepillos entregados a 5 estudiantes, para ser usado con capuchón por el lapso de un mes. Transcurrido este mes se procedió a la recolección de los 5 cepillos de dientes los cuales fueron llevados al laboratorio de microbiología para la realización de su cultivo previo y posterior aplicación de peróxido de Hidrogeno al 3%. A continuación se procedió a la realización de un nuevo cultivo para comprobar la efectividad de la solución aplicada.

**T3:** Cepillos entregados a 5 estudiantes, para ser usado sin capuchón por el lapso de un mes. Transcurrido este mes se procedió a la recolección de los 5 cepillos de dientes los cuales fueron llevados al laboratorio de microbiología para la realización de su cultivo previo y posterior aplicación de clorhexidina al 0.12%. A continuación se procedió a la realización de un nuevo cultivo para comprobar la efectividad de la solución aplicada.

**T4:** Cepillos entregados a 5 estudiantes, para ser usado sin capuchón por el lapso de un mes. Transcurrido este mes se procedió a la recolección de los 5 cepillos de dientes los cuales fueron llevados al laboratorio de microbiología para la realización de su cultivo previo y posterior aplicación de peróxido de Hidrogeno al 3%. A continuación se procedió a la realización de un nuevo cultivo para comprobar la efectividad de la solución aplicada.

**T5:** Constituido por 5 personas, se les entregó un cepillo dental con capuchón y una pasta dental del cual hicieron uso por el lapso de un mes. Transcurrido este mes se procedió a la recolección de los 5 cepillos de dientes los cuales fueron llevados al laboratorio de microbiología para la realización de su cultivo a estos cepillos no se les aplico ninguna solución solamente fueron usados como un grupo control para T1 y T2.

**T6:** Constituidos por 5 personas, se les entrego un cepillo dental sin capuchón y una pasta dental del cual hicieron uso por el lapso de un mes. transcurrido este mes se procedió a la recolección de los 5 cepillos de dientes los cuales fueron llevados al laboratorio de microbiología para la realización de su cultivo a estos cepillos no se les aplico ninguna solución solamente fueron usados como un grupo control para T3 y T4.

## Operacionalización de variables

<b>Variable</b>	<b>Concepto</b>	<b>Valores</b>	<b>Tipo de variable</b>
<b>Grupo bacteriano</b>	Microorganismos provenientes de los cepillos dentales utilizados por persona durante un tiempo determinado, cultivados mediante procesos realizados en un laboratorio.	<b>0-Gram positivas</b> <b>1-Gram negativas</b>	<b>Cualitativa nominal politómicas</b>
<b>Almacenamiento</b>	Lugar donde guardar el cepillo dental, utilizando el dispositivo capuchón o sin uso de dicho dispositivo.	<b>0-Con capuchón</b> <b>1-Sin capuchón</b>	<b>Cualitativa nominal dicotómica</b>
<b>Agente antimicrobiano</b>	Solución antiséptica que será utilizada para la desinfección de los cepillos de dientes.	<b>0-Clorhexidina</b> <b>1-Peróxido de hidrogeno</b>	<b>Cualitativa nominal dicotómica</b>
<b>Crecimiento Bacteriano</b>	Aumento del número de microorganismos a lo largo del tiempo, el cual se representará con una unidad de medición estándar.	<b>0-Unidad formadora de colonia UFC/ML.</b>	<b>Cuantitativa continuas</b>
<b>Cultivo microbiológicos</b>	Medios que proporcionan un medio adecuado para el crecimiento de los Microorganismos	<b>1-Agar sangre</b> <b>2-McConkey</b>	<b>Cualitativa nominal dicotómica</b>

## **Técnicas, métodos e instrumentos de recolección de la información**

### **Materiales**

- Cepillos dentales Colgate SlimSoft "Limpieza profunda y a la vez delicada", cabeza compacta, cerdas con puntas 17x más delgadas.
- Pasta dental Colgate Doble Frescura (Máxima protección anti caries)
- Capuchones (Protectores de cepillos dentales)
- Bolsas de esterilizar
- Guantes
- Campos de mesa
- Mascarilla
- Recipiente para la aplicación de la Solución

### **Soluciones**

- Clorhexidina al 0.12%
- Peróxido de hidrogeno al 0.3%
- Solución Salina
- Agar plate count

### **Instrumentos**

- Sondas Periodontales de William
- Cajas Petri
- Asa Bacteriológica
- Refrigerantes
- Hisopos estériles
- Estufa
- Mechero
- Contador de Colonias

## **Técnica y método**

### **Primera etapa**

Previo a iniciar el estudio se realizó una encuesta a cada estudiante para saber si cumplían con los criterios de inclusión, la manera de cómo almacenan su cepillo dental y si estarían dispuestos a colaborar con dicho estudio. Luego de obtener este dato se les solicitó firmar un consentimiento informado aceptando ser parte del estudio y con el derecho de poder retirarse de este en cualquier momento.

Después de haber obtenido los datos se procedió a realizar el Sondaje periodontal a cada paciente para darle valor a uno de los criterios de inclusión y exclusión, dichos pacientes debían ser periodotalmente sanos para formar parte del estudio. Posterior a esto, fueron divididos en dos grupos de acuerdo al tipo de almacenamiento usado.

Luego se entregaron a los 30 estudiantes de 5to año de la carrera de odontología, los kits de higiene bucal que contiene: un "Cepillo dental Colgate SlimSoft", con o sin capuchón dependiendo del grupo al que cada estudiante iba a pertenecer. Se entregó una Pasta dental Colgate Doble Frescura de tal forma que se estandarizó el tipo de pasta usada en todos los tratamientos del estudio.

El cepillo dental se utilizó por un periodo de 30 días, con una frecuencia de cepillado de 3 veces al día, empleando la técnica de cepillado de Stillman modificada para ello se realizó una explicación previa de la técnica al momento de entregar el cepillo dental.

### **Segunda etapa**

Transcurridos 30 días de uso de los cepillos dentales por parte de los estudiantes, se procedió a la recolección de la muestra, se separaron los cepillos dentales de acuerdo a su lugar de almacenamiento y fueron trasladados al laboratorio en bolsas de esterilización para su posterior procesamiento (cultivo microbiológico).

El cultivo de las siembras bacteriológicas se realizó en el laboratorio de microbiología de la Facultad de Medicina de la UNAN-Managua, para la siembra de los microorganismos Guillem (2007) y Donoso et al. (2013) sugieren utilizar Agar Plate Count (Agar peptona de

caseína-glucosa-extracto de levadura), medio de cultivo libre de sustancias inhibidoras, apropiado para evaluar el número total de crecimiento bacteriano.

Se seleccionaron 50 platos Petri, cada plato Petri contiene los dos medios de cultivo Agar Sangre y Agar McConkey.

Se efectuó un cultivo previo a la aplicación de las soluciones, para iniciar se dividieron en dos grupos de 20 platos Petri, en el primer grupo de 10 Platos Petri se inoculó los Microorganismos obtenidas de los cepillos dentales con capuchón, en el segundo grupo de 10 Platos Petri se inoculó los Microorganismos obtenidos de los cepillos dentales sin capuchón, en total se obtuvieron 20 cultivos previos los cuales fueron rotulados según el lugar de almacenamiento.

Seguido de la realización del cultivo previo, se procedió a la aplicación de las soluciones clorhexidina al 0.12% y Peróxido de Hidrogeno al 3%.

Se tomaron los siguientes 20 platos Petri divididos en 4 grupos:

Grupo 1: Una vez aplicada la clorhexidina al 0.12% en los cepillos dentales con capuchón, se procedió a seleccionar 5 platos Petri que contienen ambos medios de cultivo para la inoculación del agente antiséptico.

Grupo 2: Aplicado el peróxido de hidrogeno al 3% en los cepillos dentales con capuchón se seleccionaron 5 platos Petri que contienen ambos medios de cultivo para la inoculación del agente antiséptico.

Grupo 3: Aplicada la clorhexidina al 0.12% en los cepillos dentales sin capuchón se seleccionaron 5 platos Petri que contienen ambos medios de cultivo para la inoculación del agente antiséptico.

Grupo 4: Aplicado el peróxido de hidrogeno al 3% en los cepillos dentales sin capuchón se seleccionaron 5 platos Petri que contienen ambos medios de cultivo para la inoculación del agente antiséptico.

De esta manera conocer la efectividad de las soluciones antisépticas sobre las unidades formadoras de colonias. Cada plato Petri fue rotulado según el grupo perteneciente y la solución utilizada.

Los otros 10 platos Petri fueron utilizados para la inoculación de los Microorganismo pertenecientes a los 10 cepillos dentales (5 con capuchón 5 sin capuchón) usados como grupo control a estos no se les aplico ninguna solución solamente se realizo el cultivo previo.

## **Recolección de la información**

Primeramente se solicitó el permiso correspondiente al departamento de Microbiología de La Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua para ejercer dicho estudio. Una vez aprobada la solicitud, se les explico a los participantes sobre el estudio y se les pidió llenar una encuesta con preguntas guiadas sobre el uso, cuidado y mantenimiento que le dan a los cepillos dentales, se les brindo un consentimiento informando en el cual ellos acordaban ser parte del estudio y que en cualquier momento podrían abandonarlo.

Constituida la cantidad real de los participantes se procedió a la entrega de los cepillos dentales con capuchón y sin capuchón esto fue en dependencia de las encuestas recolectadas. Se solicitó un permiso al Director de aéreas clínicas de la carrera de Odontología para el uso de una de las sillas Odontológicas perteneciente a las clínicas de odontología y de esta manera realizar el sondaje periodontal a los 30 participantes y de esta manera conocer el estado periodontal, y evitar cualquier sesgo en dicho estudio.

una vez entregados los cepillos dentales y realizado el sondaje periodontal se espero a que los participantes realizaran uso del cepillo dental por el transcurso de un mes, transcurrido este lapso de tiempo se procedió a la recolección de los 30 cepillos dentales para luego trasladarlos al laboratorio de microbióloga en bolsas estériles y realizar los cultivos correspondientes a cada cepillo dental.

Los cepillos dentales se dividieron en dos grupo de 15, el primer grupo pertenecía a los que tenían capuchón y el otro grupo a los que no tenían capuchón. para realizar el cultivo previo se les aplico solución salina a cada cepillo dental para poder utilizar el asa bacteriológica e introducirla en la solución salina y así poder rayar el plato Petri que contiene ambos medios de cultivos Agar sangre y Agar McConkey. De estos 30 cultivos solamente a 20 se les aplicara las soluciones debido a que 10 de estos cepillos dentales fueron usados como grupo control.

Teniendo los cultivos previos se procedió a la aplicación de las soluciones a los cepillos dentales, 10 con capuchón y 10 sin capuchón, a cinco de ellos se les aplico clorhexidina al 0.12%. Los otros 5 con capuchón se les aplico el peróxido de hidrogeno al 3%, de los otros diez cepillos dentales sin capuchón se les realizo el mismo procedimiento, a 5 de ellos se

les aplicó la clorhexidina al 0.12% y los otros 5 se les aplicó el peróxido de hidrogeno al 3%.

Luego de haber transcurrido las 24 hrs cada medio de cultivo presentaba crecimiento bacteriano y se hizo el recuento de Unidades formadoras de colonia y se realizo la prueba de oxidasa y lactosa.

Una vez adquirido todos los resultados por parte del Laboratorio de Microbiología, procedimos a plantear los datos obtenidos en la ficha de recolección (Anexo 6)

Primeramente se planteo a que tratamiento pertenecía cada uno de los resultados y si estos realizaron uso del dispositivo(Capuchón), se planteó la solución aplicada según el tipo de tratamiento y se plasmo la cantidad de Unidades formadoras de colonias previa a la aplicación de la solución, luego se planteó la reducción de Unidades formadoras de colonias que se obtuvo después de la aplicación de la solución según el tipo de tratamiento perteneciente, esta ficha solamente fue utilizada para los tratamientos 1,2,3,4,5,6 con la única versatilidad que en T5 y T6 no se les aplico ninguna solución.

## **IX. Plan de Análisis**

A partir de los datos que se recolectaron se diseñó una base de datos correspondientes, utilizando el software estadístico SPSS, V. 20, e *Infostat* para Windows. de acuerdo a la naturaleza de cada una de las variables (cuantitativas o cualitativas) y guiados por el compromiso definido de cada uno de los objetivos específicos

Se realizaron los análisis descriptivos correspondientes a las variables nominales y/o numéricas, entre ellos: (a) El análisis de frecuencia, (b) las estadísticas descriptivas según cada caso. Además, se realizaron gráficos del tipo: (a) gráficos en barra tipo pasteles para variables dicotómicas y politómicas, que permitieron describir la respuesta de múltiples factores en un mismo plano.

Se realizaron los Análisis de Contingencia pertinentes (crosstab análisis), para todas aquellas variables no paramétricas, a las que se les podrá aplicar la prueba de correlación de Person que permitió observar la correlación de variables numéricas, mediante la comparación de la probabilidad aleatoria del suceso, y el nivel de significancia preestablecido para la prueba entre ambos factores, de manera que cuando  $p \leq 0.05$  se rechazó la hipótesis planteada de  $\rho = 0.59$ .

De los análisis inferenciales antes descritos, se utilizó el software estadístico *Infostat v 2014* para Windows y *paquete estadístico SPSS versión 20* para Windows, de acuerdo a los procedimientos estadísticos descritos en (Pedroza & Dicovskyi, 2006).

## X. Resultados

Luego de realizado los cultivos correspondientes a cada tratamiento de este estudio y ejecutado el análisis pertinente, se obtuvieron los siguientes resultados:

Se encontró que en todos los tratamientos (T) prevaleció el SAU (*Staphylococcus aureus*) en un 96.7 % de los casos, a excepción del T4 donde se obtuvo una variación, representado por un 3.3% donde no hubo crecimiento bacteriano (NHCB) ver tabla 1.

**Tabla 1.**

Tabla que muestra la distribución del tipo de microorganismo según el tratamiento experimental

		<b>Tabla de contingencia tratamiento * Microorganismos</b>			
		Microorganisms		Total	
		SAU	NHCB		
Tratamiento	T1	Recuento	5	0	5
		%	100,0%	0,0%	100,0%
	T2	Recuento	5	0	5
		%	100,0%	0,0%	100,0%
	T3	Recuento	5	0	5
		%	100,0%	0,0%	100,0%
	T4	Recuento	4	1	5
		%	80,0%	20,0%	100,0%
	T5	Recuento	5	0	5
		%	100,0%	0,0%	100,0%
	T6	Recuento	5	0	5
		%	100,0%	0,0%	100,0%
Total		Recuento	29	1	30
		%	96,7%	3,3%	100,0%

Se realizó la prueba de la oxidasa a todos los cultivos para determinar la presencia o no de enzimas oxidasas, dicha prueba se realiza para distinguir algunos géneros de bacilos y cocos Gram negativos; la mayor parte de bacterias Gram positivas son oxidasas negativas. De acuerdo a los resultados de esta prueba se encontró que en el 80% de los tratamientos la Oxidasa resultó negativa y solamente en un 20% de los casos resultó positiva, dichos casos positivos eran pertenecientes a los tratamientos 1,2 y 4, Ver tabla 2

**Tabla 2**

Tabla que muestra los Microorganismos que resultaron positivos a la prueba de Oxidasa

<b>Tabla de contingencia tratamiento * Oxidasa Positivo</b>					
		Oxidasa Positivo		Total	
		no	si		
Tratamiento	T1	Recuento	3	2	5
		%	60,0%	40,0%	100,0%
	T2	Recuento	4	1	5
		%	80,0%	20,0%	100,0%
	T3	Recuento	5	0	5
		%	100,0%	0,0%	100,0%
	T4	Recuento	5	0	5
		%	100,0%	0,0%	100,0%
	T5	Recuento	2	3	5
		%	40,0%	60,0%	100,0%
	T6	Recuento	5	0	5
		%	100,0%	0,0%	100,0%
Total	Recuento	24	6	30	
	%	80,0%	20,0%	100,0%	

La *Pseudomonas Aeruginosa* pertenece a la familia *Pseudomonadaceae* y es un bacilo Gram negativo aerobio, oxidasa positiva. En el 86.7% de los cultivos realizados en los diferentes tratamientos, la *P. Aeruginosa* no estaba presente, solamente en un 13.3% de los cultivos logro identificarse la presencia de dicha bacteria, ver tabla 3.

**Tabla 3**

Tabla que muestra la cantidad de PAE

		<b>Tabla de contingencia tratamiento * <i>Pseudomonas Aeruginosa</i></b>			
		<b>Pseudomonas Aeruginosa</b>		<b>Total</b>	
		<b>no</b>	<b>si</b>		
Tratamiento	T1	Recuento	3	2	5
		%	60,0%	40,0%	100,0%
	T2	Recuento	5	0	5
		%	100,0%	0,0%	100,0%
	T3	Recuento	5	0	5
		%	100,0%	0,0%	100,0%
	T4	Recuento	5	0	5
		%	100,0%	0,0%	100,0%
	T5	Recuento	3	2	5
		%	60,0%	40,0%	100,0%
	T6	Recuento	5	0	5
		%	100,0%	0,0%	100,0%
Total	Recuento	26	4	30	
	%	86,7%	13,3%	100,0%	

La prueba de la lactosa se usa para diferenciar entre las enterobacterias en general y el grupo de las coliformes (bacilos gram negativos, aerobios y anaerobios facultativos no formadores de esporas y que fermentan la lactosa) Se trata por tanto de una prueba de gran importancia debido a que los coliformes se utilizan como organismos indicadores de contaminación fecal. En este estudio el 90% de las muestras estudiadas resultaron lactosa negativa, mientras el otro 10% presento una lactosa positiva los cuales pertenecían a los tratamientos uno, dos y cinco respectivamente, Ver tabla 4.

**Tabla 4**

Tabla de Microorganismos Gram - que presentaron la propiedad de lactosa

		<b>Tabla de contingencia tratamiento * Lactosa Positivo</b>			
		Lactosa Positivo		Total	
		no	si		
Tratamiento	T1	Recuento	4	1	5
		%	80,0%	20,0%	100,0%
	T2	Recuento	4	1	5
		%	80,0%	20,0%	100,0%
	T3	Recuento	5	0	5
		%	100,0%	0,0%	100,0%
	T4	Recuento	5	0	5
		%	100,0%	0,0%	100,0%
	T5	Recuento	4	1	5
		%	80,0%	20,0%	100,0%
	T6	Recuento	5	0	5
		%	100,0%	0,0%	100,0%
Total	Recuento	27	3	30	
	%	90,0%	10,0%	100,0%	

Escherichia coli es una bacteria Gram - perteneciente a la familia de las enterobacterias que la encontramos en el tracto gastrointestinal dicha bacteria fue la que se logró identificar al realizar la prueba de lactosa demostrando que el 90% de las muestras estudiadas no presentaron crecimiento de dicha bacteria y solo el 10% de los cultivos realizados presento crecimiento de esta pertenecientes a los tratamientos uno, dos y cinco, Ver tabla 5.

**Tabla 5**

Tabla que muestra la cantidad de Escherichia coli

		Tabla de contingencia tratamiento * Escherichia Coli			
		Escherichia Coli		Total	
		no	si		
Tratamiento	T1	Recuento	4	1	5
		%	80,0%	20,0%	100,0%
	T2	Recuento	4	1	5
		%	80,0%	20,0%	100,0%
	T3	Recuento	5	0	5
		%	100,0%	0,0%	100,0%
	T4	Recuento	5	0	5
		%	100,0%	0,0%	100,0%
	T5	Recuento	4	1	5
		%	80,0%	20,0%	100,0%
	T6	Recuento	5	0	5
		%	100,0%	0,0%	100,0%
Total	Recuento	27	3	30	
	%	90,0%	10,0%	100,0%	

Las levaduras son hongos que forman sobre los medios de cultivos colonias pastosas, constituida en su mayor parte por células aisladas, en los cultivos realizados encontramos que el 93.3% de estos no presentaron crecimiento de levadura de hongos mientras que el 6.7% de las muestras estudiadas, se logró identificar este cepas de levaduras y que correspondían a los tratamientos uno y cuatro, ver tabla 6.

**Tabla 6**

Tabla que muestra el crecimiento de Levaduras en los Cultivos Microbiológicos

		<b>Tabla de contingencia tratamiento * Levadura de Hongo</b>			
		Levadura de Hongo		Total	
		no	si		
Tratamiento	T1	Recuento	4	1	5
		%	80,0%	20,0%	100,0%
	T2	Recuento	5	0	5
		%	100,0%	0,0%	100,0%
	T3	Recuento	5	0	5
		%	100,0%	0,0%	100,0%
	T4	Recuento	4	1	5
		%	80,0%	20,0%	100,0%
	T5	Recuento	5	0	5
		%	100,0%	0,0%	100,0%
	T6	Recuento	5	0	5
		%	100,0%	0,0%	100,0%
Total	Recuento	28	2	30	
	%	93,3%	6,7%	100,0%	

Las bacterias se dividen en dos grandes grupos Gram + y Gram - en esta tabla vemos los tipos de bacterias encontrados en los tratamientos pertenecientes al grupo de Gram + y tenemos que el 96.7% de los casos pertenecieron al grupo de gram positivos, ver tabla 7.

**Tabla 7**

Tabla que muestra la cantidad de bacterias pertenecientes al grupo de Gram +

		Gram +		Total	
		no	si		
Tratamiento	T1	Recuento	0	5	5
		%	0,0%	100,0%	100,0%
	T2	Recuento	0	5	5
		%	0,0%	100,0%	100,0%
	T3	Recuento	0	5	5
		%	0,0%	100,0%	100,0%
	T4	Recuento	1	4	5
		%	20,0%	80,0%	100,0%
	T5	Recuento	0	5	5
		%	0,0%	100,0%	100,0%
	T6	Recuento	0	5	5
		%	0,0%	100,0%	100,0%
Total	Recuento	1	29	30	
	%	3,3%	96,7%	100,0%	

Las bacterias se dividen en dos grandes grupos Gram + y Gram - en esta tabla vemos los tipos de bacterias encontrados en los tratamientos pertenecientes al grupo de Gram - y tenemos que el 20 % de los casos pertenecieron al grupo de gram negativos, de los cuales el 60 % pertenecía a T1, 40% a T2 y el 20% a T5, ver tabla 8.

**Tabla 8**

Tabla que muestra la cantidad de bacterias pertenecientes al grupo de Gram -

		Gram -		Total	
		no	si		
Tratamiento	T1	Recuento	2	3	5
		%	40,0%	60,0%	100,0%
	T2	Recuento	3	2	5
		%	60,0%	40,0%	100,0%
	T3	Recuento	5	0	5
		%	100,0%	0,0%	100,0%
	T4	Recuento	5	0	5
		%	100,0%	0,0%	100,0%
	T5	Recuento	4	1	5
		%	80,0%	20,0%	100,0%
	T6	Recuento	5	0	5
		%	100,0%	0,0%	100,0%
Total	Recuento	24	6	30	
	%	80,0%	20,0%	100,0%	

Con respecto al efecto de los diferentes agentes antisépticos sobre el crecimiento de las bacterias, llama la atención que los tratamientos experimentales conformados por cepillos dentales que eran almacenados con “capuchón”, tuvieron mayor crecimiento de Unidades Formadoras de Colonias que aquellos que no lo utilizaban, obteniéndose medias para T1 de 98,000, para T2 87,000 para T3 63,000 para T4 64,000, T5 obtuvo una media de 98,000 y T6 de 71,000 demostrando que los cepillos dentales con capuchón acumulan mayor cantidad de microorganismo que los cepillos dentales que no utilizaron dicho dispositivo, ver tabla 9.

**Tabla 9**

Tabla que muestra las unidades formadoras de colonias antes de aplicar las sustancias antisépticas.

Tratamiento	Variable	n	Media	D.E.	Mínimo	Máximo
T1	Crecimiento previo de UFC	5	98000.00	4472.14	90000.00	100000.00
T2	Crecimiento previo de UFC	5	87000.00	29068.88	35000.00	100000.00
T3	Crecimiento previo de UFC	5	63000.00	35284.56	30000.00	100000.00
T4	Crecimiento previo de UFC	5	64000.00	41593.27	0.00	100000.00
T5	Crecimiento previo de UFC	5	98000.00	4472.14	90000.00	100000.00
T6	Crecimiento previo de UFC	5	71000.00	30083.22	30000.00	100000.00

Con respecto a la reducción de UFC que se obtuvo con la aplicación de las soluciones en los tratamientos uno, dos, tres y cuatro (Clorhexidina al 0.12% y H2O2 al 3%) aplicados a los cepillos dentales luego de realizarle el cultivo previo, se logró identificar que en T1 se obtuvo una media de 43,200 UFC, en T2 de 50,600 UFC, en T3 al aplicar el tratamiento se obtuvo una media de 10,800 UFC y en T4 de 25,600 UFC y en el T5 y T6 los valores son iguales ya que fueron conformado como grupo control y no se les aplico ninguna solución a los cepillos dentales. Estos resultados no fueron estadísticamente significativos (P= 0.59) Ver tabla 10 y tabla 11

**Tabla 10**

Tabla que muestra la reducción significativa de UFC posterior a la aplicación de las sustancias antisépticas.

Tratamiento	Variable	n	Media	D.E.	Mínimo	Máximo
T1	Crecimiento Posterior a Tx	5	43200.00	51934.57	2000.00	100000.00
T2	Crecimiento Posterior a Tx	5	50600.00	35310.06	8000.00	100000.00
T3	Crecimiento Posterior a Tx	5	10800.00	5167.20	8000.00	20000.00
T4	Crecimiento Posterior a Tx	5	25600.00	42394.58	0.00	100000.00
T5	Crecimiento Posterior a Tx	5	98000.00	4472.14	90000.00	100000.00
T6	Crecimiento Posterior a Tx	5	71000.00	30083.22	30000.00	100000.00

**Tabla 11**

Tabla de correlación del tratamiento experimental y la cantidad de unidades formadoras de colonia posterior a la aplicación de las sustancias antisépticas.

<b>Correlaciones</b>			
		Tratamiento	Crecimiento de UFC posterior a la Aplicación de tx
Tratamiento	Correlación de Pearson	1	,349
	Sig. (bilateral)		,059
	N	30	30
Crecimiento de UFC posterior a la aplicación de tx	Correlación de Pearson	,349	1
	Sig. (bilateral)	,059	
	N	30	30

## **XI. Discusión y Análisis de los resultados**

La contaminación de los cepillos dentales ha sido un tema de mediana importancia para la profesión odontológica. En un estudio realizado por (Contreras, 2001) se concluye que los cepillos dentales pueden ser un reservorio y además transmitir importantes patógenos orales entre familiares e individuos. Estos resultados guardan relación a lo encontrado en nuestro estudio puesto que al realizar el cultivo previo de los diferentes tratamientos (Tratamiento 1, 2, 3, 4, 5, 6) se encontró numerosas colonias para contar y en algunos casos estas eran incontables. Otros estudios que guardan relación con nuestros resultados son: (Donoso-Faviola, 2013), (Aguirre Fernandez, 2013), (Campos Micarla, 2009), (Lascano, 2014), (Salazar, 2016), (Villagran Guijarro, 2015), (Chicaiza Salazar, 2016). Todos los estudios convergen en que los cepillos se contaminan con microorganismos indígenas orales y con microorganismos ambientales, después de su uso, pero la dimensión real de esta contaminación sobre la etiología, patología y epidemiología de las enfermedades orales es desconocida. Todos ellos afirman que es necesario desinfectar el cepillo dental porque en un lapso de 24 hrs de ser usado tiempo razonable existen microorganismos muy numerosos para contar.

En nuestro estudio encontramos un alto crecimiento de bacterias Gram positivas en todos los cultivos (96,7%), no así de bacterias Gram negativas que solo estuvieron presentes en un 3.7% de todos los cultivos, este crecimiento de bacterias Gram negativas guarda relación respecto a la forma que los cepillos fueron almacenados, ya que el grupo que presento estas bacterias fueron los cepillos que hicieron uso del capuchón, un estudio realizado por (León-Enríquez) guarda relación con lo encontrado en nuestro estudio respecto al almacenamiento de los cepillos, en este estudio se observó que había una mayor prevalencia de enterobacterias en los cepillos dentales almacenados dentro del sanitario sin protector, seguidos por los cepillos almacenados dentro del sanitario con protector, los cepillos almacenados fuera del sanitario con protector y finalmente los que fueron almacenados fuera del sanitario sin protector.

Un estudio realizado por (Vasconez Rojas, 2014) revela la presencia de *Staphylococcus aureus*, *Echerichia coli*, *Enterobacter cloacae*, *Klebsiella pneumoniae*, *Staphylococcus epidermidis*, *Klebsiella oxytoca*, *Proteus vulgaris*, *Klebsiella ozaenae*, *Proteus mirabilis*,

Streptococcus  $\beta$ - hemolítico grupo A, Citrobacter freundii, Enterobacter aerogenes y Citrobacter diversus y la probabilidad de la transmisión cruzada de enfermedades por causa de la contaminación del cepillo dental. Se concluyó que los cepillos dentales después de 3 meses de uso tienen presencia de microorganismos patógenos, los cuales se relacionan con la presencia de caries, gingivitis, necrosis pulpar, abscesos, amigdalitis, faringitis, neumonía, principalmente con la contaminación del baño, influyendo el manejo y falta de cambio oportuno del cepillo. Mientras que en nuestro estudio la bacteria Gram positiva que predominó en todos los cultivos fue el Staphylococcus aureus con un 96.7 de presencia en todos los cultivos. Dentro de las bacterias Gram negativas que encontramos en nuestro estudio están la Pseudomona Aerueginosa en un 13.3% y la Escherechia Coli en un 10%. Otro estudio realizado por (Aguirre Fernandez, 2013) guarda una relación más estrecha con nuestros resultados ya que en ese estudio se demostró que los microorganismos más comunes son Streptococos viridans, Stafilococo aureus, Moraxella, catarralis. Eschericha coli, Cladosporium spp, y Aspergillus fumigatus.

Con respecto a la cantidad de colonias encontradas en nuestro estudio de acuerdo al lugar de almacenamiento, llama la atención que los tratamientos experimentales conformados por cepillos dentales que eran almacenados con “capuchón”, tuvieron mayor crecimiento de Unidades Formadoras de Colonias que aquellos que no lo utilizaban, obteniéndose medias para T1 de 9,800, para T2 87,000, para T3 63,000, para T4 64,000, T5 y T6 solamente fueron utilizados como grupo control T5 obtuvo una media de 98,000 y T6 de 71,000 demostrando que los cepillos dentales con capuchón acumulan mayor cantidad de microorganismo que los cepillos dentales que no utilizaron dicho dispositivo. Esto no es del todo extraño ya que un el estudio realizado por (León-Enríquez) encontraron resultado similares y dieron como conclusión que la condición ideal para almacenar los cepillos debe ser fuera del baño, con tapa de protección, sin embargo, observaron que la humedad de la tapa influye en la multiplicación e incremento de la flora microbiana, además, que la tapa pudiera aportar flora microbiana al cepillo, lo cual explicaría las cuentas más altas de Enterobacterias en los cepillos fuera del baño con tapa de protección.

Respecto a los métodos empleados para la desinfección, en un estudio realizado por (Chicaiza Salazar, 2016) se llegó a la conclusión que el peróxido de hidrogeno al 6% es efectivo y elimina todo microorganismo del cepillo dental en personas sanas; sin enfermedades bucales, ortodoncia o cualquier tipo de prótesis, mientras que en personas con problemas bucales controla y disminuye la carga bacteriana, sin importar el género o la edad del individuo, mientras que el peróxido de hidrogeno al 3% solo los eliminaba los microorganismo en un 50%. Dicho porcentaje de peróxido al 3% es el que utilizamos en nuestro estudio. En otro estudio realizado por (Villagran Guijarro, 2015) mostraron que el Hipoclorito de Sodio al 2.5%, presentó mejores resultados que el Agua Oxigenada al 3%, al alcanzar un 99.9% de desinfección. El peróxido de hidrogeno tiene un amplio espectro de acción. Es bactericida, bacteriostático o esporicida según la concentración y las condiciones de utilización (al 3% es bacteriostático y al 6% bactericida a temperatura ambiente). A las concentraciones utilizadas como antiséptico posee una débil acción antibacteriana frente a bacterias Gram positivas y Gram negativas. Tiene una corta duración de acción porque se descompone por las catalasas tisulares, hecho que hace aconsejable su uso conjuntamente con otros antisépticos. Es efectivo frente a las bacterias, hongos, algunos virus (entre ellos el HIV) y esporas. Los microorganismos anaerobios son incluso más sensibles por no disponer de actividad peroxidasa. En general presenta mayor poder bactericida frente a Gram negativos que Gram positivos. Frente a hongos, esporas y algunos virus su acción es un poco más lenta (Algerich, y otros, 2005). De esta forma se refleja los datos encontrados en nuestro estudio, en el cual el 96.7% eran bacterias Gram + y en estas bacterias el peróxido de hidrogeno fue menos efectivo en comparación con la clorhexidina.

En un estudio realizado por (Lascano, 2014) se concluyó que la clorhexidina al 0.2% redujo considerablemente los microorganismos en los cepillos dentales que fueron sometidos a desinfección. En otro estudio realizado por (Aguirre Fernandez, 2013) también se demostró que el Listerine® es el mejor agente químico para la desinfección de cepillos dentales, a pesar de demostrada capacidad de desinfección de la clorhexidina. En nuestro estudio se utilizó la clorhexidina al 12% y el peróxido de hidrogeno al 3% como agentes desinfectantes y se demostró las unidades formadoras de colonias se redujeron considerablemente después de la aplicación de las dos soluciones desinfectantes, pero esta reducción fue más notable en los cultivos de los cepillos que fueron desinfectados con

clorhexidina. Esto guarda relación con los estudios realizados por (Herrera de Helen, 2005) y (Campos Micala, 2009), estos dos autores consideran y demostraron la efectividad de la clorhexidina al 0.12% para prevenir la acumulación y crecimiento microbial sobre los cepillos dentales.

A partir de los hallazgos y resultados encontrados en nuestro estudio experimental, la hipótesis planteada establece que la clorhexidina al 0.12% es mejor agente antiséptico, que el peróxido de hidrógeno al 3%, según nuestros resultados no se encontraron diferencias estadísticamente significativas entre las soluciones desinfectantes, debido al tamaño de la muestra, pero según la bibliografía y datos obtenidos tenemos que el peróxido de hidrógeno utilizado como antiséptico al 3% posee una débil acción antibacteriana frente a bacterias gram positivas y gram negativas, en general tiene mayor poder bactericida frente a gram negativas que gram positivos, tiene una corta duración de acción porque se descompone por las catalasas tisulares, El espectro antibacteriano de la clorhexidina incluye tanto a bacterias Gram-positivas como Gram negativas, algunos virus como el HIV y algunos hongos. La clorhexidina desestabiliza y penetra las membranas de las células bacterianas, precipita el citoplasma y interfiere con la función de la membrana, inhibiendo la utilización de oxígeno, lo que ocasiona una disminución de los niveles de ATP y la muerte celular. En las bacterias Gram-negativas, la clorhexidina afecta la membrana exterior permitiendo la liberación de las enzimas periplasmáticas. La membrana interna de estos microorganismos no es destruida, pero sí que es impedida la absorción de pequeñas moléculas. A bajas concentraciones, la clorhexidina exhibe un efecto bacteriostático, mientras que a altas concentraciones es bactericida. Los siguientes microorganismos muestran una alta susceptibilidad a la clorhexidina: Estreptococos, estafilococos, *Cándida albicans*, *Escherichia coli*, salmonellas, y bacterias anaeróbicas. Las cepas de *Proteus*, *Pseudomonas*, *Klebsiella* y cocos gram-negativos muestran una baja susceptibilidad a la clorhexidina.

## **XII. Conclusiones**

a) En el 96.7% de los casos prevaleció el *Staphylococcus aureus* pertenecientes al grupo de los gram positivos con el mismo porcentaje, dentro del grupo bacteria gram negativo en mayor porcentaje se encontró a la *Pseudomona Aeruginosa* con un 13.3% la *Escherichia coli* con un 10% y las levaduras de hongo en un 6.7% concluyendo así que el grupo bacteriano mas prevalente fueron los gram positivos.

b) Los tratamientos experimentales conformados por cepillos dentales que eran almacenados con “capuchón”, tuvieron mayor crecimiento de Unidades Formadoras de Colonias que aquellos cepillos dentales que no hacían uso de "Capuchón al aplicar las solución antisépticas se obtuvo una Disminución de Unidades formadoras de colonias con medias para T1 de 9800.00 - 43200.00, T2 87000.00 - 50600.00, T3 63000.00 - 10800.00, T4 64000.00 - 25600.00.

c) Al comparar las soluciones desinfectantes, el peróxido de hidrogeno al 3 % y la clorhexidina al 0.12%, no se encontraron diferencias estadísticamente significativa entre los grupos de estudios (P=0.59).

### **XIII. Recomendaciones**

Se recomienda a la población en general que el cepillo dental debe cambiarse por los menos cada 3 meses o antes de ser posible. Y se recomienda usar una solución desinfectante para el cuidado de este antes de su recambio. Ya sea el uso de la Clorhexidina o el peróxido de hidrogeno.

Se recomienda lavar muy bien el cepillo y dejarlo en un lugar con ventilación y de forma vertical para que este se seque y evitar el desarrollo bacteriano. Ya los resultados de nuestro estudio demuestran que hay mayor crecimiento de bacterias en los cepillos que son almacenados con capuchón.

Se recomienda a futuros investigadores realizar estudios comparativos con otros tipos de sustancias antibacterianas, teniendo un grupo de participantes mayor, e investigar la asociación con el desarrollo de las enfermedades bucales más comunes.

Se sugiere realizar otros estudios comparativos empleando el peróxido de hidrogeno a una concentración de 6% por su mayor capacidad de desinfección, al mismo tiempo y reportar posibles efectos adversos.

A partir de los resultados encontrados en este estudio, se sugiere a los estudiantes de la carrera de Odontología de la UNAN-Managua y odontólogos en general, difundir la información de que una adecuada higiene bucal, debe complementarse con la desinfección regular del cepillo y evitar que este se convierta en un instrumento contaminante.

## XIV. Bibliografía

- Aguirre Fernandez, M. E. (Enero de 2013). *Estudio comparativo de agentes quimicos utilizados para la desinfeccion de cepillos dentales*. Obtenido de Biblioteca Repositorio Digital, Universidad San Francisco de Quito: <http://repositorio.usfq.edu.ec/handle/23000/1912>
- Algerich, M. J., I Berrer, D. B., Canal Mortas, M., Carcelero San Martin, E., Codina I Jane, C., Dominguez Tordera, P., & Sora Ortega, M. (Agosto de 2005). *Sociedad Catalana de Farmacia Clinica*. Obtenido de <http://www.scfarmclin.org/docs/higiene/part2/2392.pdf>
- Ana fernandes olmos, c. g. (2010). *Metodos de identificacion bacteriana en el laboratorio de microbiologia*. España: seimc.
- Bello, A. (1991). *VADEMÉCUM*. Chile: Andres Bello.
- Bertha, H. (2009). *Odontologia Preventiva*. Mexico: McGraw-Hill Interamericana Editores S.A. de C.V.
- Butel, J., Carroll, K., Morse, S., Mietzner, T., & Brooks, G. (2011). *Microbiología Médica JAWETZ, MELNICK Y ADELBERG 25a. Edición*. MCGRAW-HILL INTERAMERICANA.
- Campos Micarla, L. (2009). *Colegio Odontologico del Peru*. Obtenido de <http://www.cop.org.pe/bib/tesis/MICARLAYANIRALOARTECAMPOS.pdf>
- Cervera, S. A. (2011). *Practicas de Microbiologia*. Universidad de la Rioja.
- Chicaiza Salazar, z. s. (2016). Presencia de Microorganismos en cepillos dentales y su desinfeccion con H2o2. *Universidad Central de Ecuador*.
- Contreras, P. a. (2001). Contaminación In vitro de cepillos dentales. *Revista Estomatologica*.
- Donoso, V.-C. S.-N.-D.-D. (2013). Grado de contaminación microbiana en cepillo dentales que se utilizan con y sin proteccion de un estuche en pobleción economicamente

- activa que habita en el municipio de Sucre en el año 2011. Revista Ciencia, Tecnológica e Innovación, 474.
- Donoso-Faviola, V.-C. S.-N.-D.-D. (2013). Grado de contaminación microbiana en cepillos dentales que se utilizan con y sin protección de un estuche en población económicamente activa que habita en el municipio de Sucre en el año 2011. Revista Ciencia, Tecnológica e Innovación, 474.
- García, M. M. (2005-2008). Conocimientos y hábitos en Higiene bucal de usuarios que acuden a la clínica Odontológica del Centro de Salud Juan Manuel Morales, Bluefields - RAAS. Universidad Nacional Autónoma De Nicaragua.
- Guijarro, M. F. (2015). Inhibición del crecimiento bacteriano en cepillos dentales, análisis comparativo entre el hipoclorito de sodio al 2.5% y agua oxigenada al 3% en niños, niñas y adolescentes de la "La casa Hogar San Carlos" de la ciudad de Riobamba, Mediante CM. Universidad Central de Ecuador.
- Henry Pedroza, L. D. (Mayo 2006). Sistema de Análisis Estadístico con SPSS.
- Herrera de Helen, H. H. (2005). Gluconato de Clorhexidina al 0.12% como estrategia preventiva, para evitar la reinoculación de Streptococcus Mutans, presentes en cepillos dentales, peques y biberones. Rea Ciencia.
- Higashida, B. (2009). Odontología Preventiva. México: McGraw-Hill Interamericana Editores S.A. de C.V.
- Isidro de Jesús Nápoles González, M. E. (2015). Evolución histórica del cepillo dental. Revista Cubana de Estomatología.
- Jawetz, M. y. (2002). Microbiología Médica de Jawetz, Melnick y Adelberg. México: Editorial EI manual moderno.
- Lascano, D. A. (2014). Microorganismos presentes en Cepillos dentales después de su uso y la importancia de la desinfección de los mismos, mediante la aplicación de Gluconato al 0.2% en familias del Barrio Terremoto perteneciente a la parroquia picaihua de la ciudad de Ambato. Universidad Regional Autónoma de los Andes.

- León-Enríquez, M. G.-G.-R.-F.-L.-N.-F.-V. (s.f.). Obtenido de [congresos.cio.mx/memorias\\_congreso\\_mujer/archivos/extensos/.../S5-MCS34.doc](http://congresos.cio.mx/memorias_congreso_mujer/archivos/extensos/.../S5-MCS34.doc)
- Nápoles González, M. E. (2015). Evolución histórica del cepillo dental. *Revista Cubana de Estomatología*.
- Negrón, M. (2009). *Microbiología Estomatológica*. Buenos Aires: Editorial Médica Panamericana.
- Patrick R. Murray, K. S. (2014). *Microbiología Médica*. Barcelona, España: Elsevier España, S. L.
- Pavón, P. R. (2010). *Estudio de Diseño de los cepillos dentales*. Costa Rica: Universidad Latinoamericana de Ciencia y Tecnología.
- Salazar, S. A. (2016). Presencia de Microorganismos en Cepillos dentales utilizados por los residentes de 20 a 50 años del seminario Teológico Nazareno Sudamericano y su desinfección con H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>. UNIVERSIDAD CENTRAL DEL ECUADOR, FACULTAD DE ODONTOLOGIA, 59.
- Salazar, S. A. (Enero, 2016). Presencia de Microorganismos en Cepillos dentales utilizados por los residentes de 20 a 50 años del seminario Teológico Nazareno Sudamericano y su desinfección con H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>. UNIVERSIDAD CENTRAL DEL ECUADOR, FACULTAD DE ODONTOLOGIA, 59.
- Trigoso Gonzales, L. M. (2011). Evaluar el efecto antimicrobiano del digluconato de clorhexidina al 0.5%, aplicado por aspersión, en la contaminación bacteriana de los cepillos dentales. *Vision Dental Revista Estomatológica peruana*.
- Vasconez Rojas, M. B. (2014). Repositorio digital UNACH. Obtenido de <http://dspace.unach.edu.ec/bitstream/51000/826/1/UNACH-EC-ODONT-2014-0060.pdf>.
- Vignolo Julio, M. V. (2011). Niveles de atención, de prevención y atención primaria de la salud. *Prensa Americana*, 11.

Vignolo, J. M. (2011). Niveles de atención, de prevención y atención primaria de la salud. Prensa Americana, 11.

Villagran Guijarro, M. F. (2015). Inhibición del crecimiento bacteriano en cepillos dentales, análisis comparativo entre el hipoclorito de sodio al 2.5% y agua oxigenada al 3% en niños, niñas y adolescentes de la "La casa Hogar San carlos" de la ciudad de Riobamba, Mediante CM. Universidad Central de Ecuador.

# **XV. Anexos**

**Anexo1. Ficha de recolección de datos para entrega de Cepillos dentales**

Nombre: \_\_\_\_\_ Sexo: F M

1. ¿Presenta alguna enfermedad sistémica? En caso de ser Si, Especifique cual.
  - Si
  - No

- 
2. ¿Usted utiliza tratamiento Ortodóntico (Brackets)?
    - Si
    - No
  3. ¿Usted utiliza tratamiento Ortodóntico (Brackets)?
    - Si
    - No
  4. ¿Cada cuanto cambia su cepillo de dientes?
    - Cada mes
    - Cada 2 meses
    - Cada 3 meses
    - Cada 4 meses

Otro (Especifique): \_\_\_\_\_

5. ¿Cuántos cepillos de dientes tiene?
  - 1
  - 2
  - 3

Otro (Especifique): \_\_\_\_\_

6. ¿Viaja con el cepillo de dientes a su centro de estudio o trabajo?
  - Si
  - No

Otro (Especifique): \_\_\_\_\_

7. ¿Utiliza capuchón para guardar si cepillo dental?
  - Si
  - No

Otro (Especifique): \_\_\_\_\_

8. ¿Cómo elije el cepillo de dientes?
  - Por precio
  - Por los colores

- Porque viene en promoción
- Por su tamaño
- No me importa elijo el más barato

Otro (Especifique): \_\_\_\_\_

9. ¿Cuál es su marca favorita de cepillos dentales de dientes?

- Colgate
- Oral-B
- G.U.M
- Aquafresh

Otro (Especifique): \_\_\_\_\_

10. ¿Utiliza alguna solución desinfectante para su cepillo dental?

- Si
- No

Si eligió si especifique cual: \_\_\_\_\_

11. ¿Cree usted que es importante aplicarle alguna solución desinfectante a su cepillo dental?

- Si
- No

¿Por qué?

\_\_\_\_\_

12. ¿Qué tipo de Microorganismos cree usted que puede encontrar en su cepillo dental?

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

Recomienda a sus pacientes aplicación desinfectante para sus cepillos dentales

\_\_\_\_\_

**Anexo 2.** Consentimiento informado para participar en un estudio de investigación  
Odontológica

Título del protocolo: Análisis del efecto inhibitorio de clorhexidina 0.12% y peróxido de hidrogeno 3% sobre las bacterias presentes en los cepillos dentales utilizados por estudiantes de V año de la Carrera de Odontología de la UNAN- Managua

Investigadores: Br. Fernando Alonso Sandoval; Br. Eveling Rebeca Miranda

Sede donde se realizara el estudio: Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua.

*A usted se le está invitando a participar en este estudio de investigación odontológica. Antes de decidir si participa o no, debe conocer y comprender el objetivo del estudio. Siéntase con la absoluta libertad para preguntar sobre cualquier aspecto que le ayude a aclarar sus dudas al respecto.*

*Una vez que haya comprendido el estudio y si usted desea participar, entonces se le pedirá que firme este formato de consentimiento.*

**Objetivo del estudio**

Este estudio tiene como objetivo comparar los efectos inhibitorios de la clorhexidina al 0.12% y el peróxido de hidrogeno al 3% en el control de bacterias presentes en cepillos dentales utilizados por estudiantes de V año de la carrera de odontología de la UNAN-Managua.

Para la realización de este estudio serán seleccionados 30 estudiantes de la carrera de odontología de 5to año de la UNAN-Managua, 15 de ellos tendrán un almacenamiento libre de los cepillos dentales y los otros 15 utilizaran el capuchón como medio de almacenamiento. Después de haber transcurrido 30 días se procederá a la recolección de los cepillos de dientes para la posterior siembra de cultivos en los laboratorios de Microbiología de la UNAN-Managua.

*Su información en este estudio es completamente confidencial.*

*He leído la información proporcionada. He tenido la oportunidad de preguntar sobre ella y se me ha contestado satisfactoriamente las preguntas que he realizado. Consiento voluntariamente participar en esta investigación y entiendo que tengo el derecho de retirarme de la investigación en cualquier momento, sin sufrir penalidad alguna.*

Nombre completo: \_\_\_\_\_

Firma del participante: \_\_\_\_\_ Fecha: \_\_\_/\_\_\_/\_\_\_\_\_

**Anexo 3.**Carta de Solicitud para acceso a las Clínicas Odontológica.

Managua 10 de febrero de 2017

Dr. Horacio González.  
Coordinador de áreas clínicas  
Odontología  
UNAN-Managua

Su despacho:

Reciba un cordial saludo.

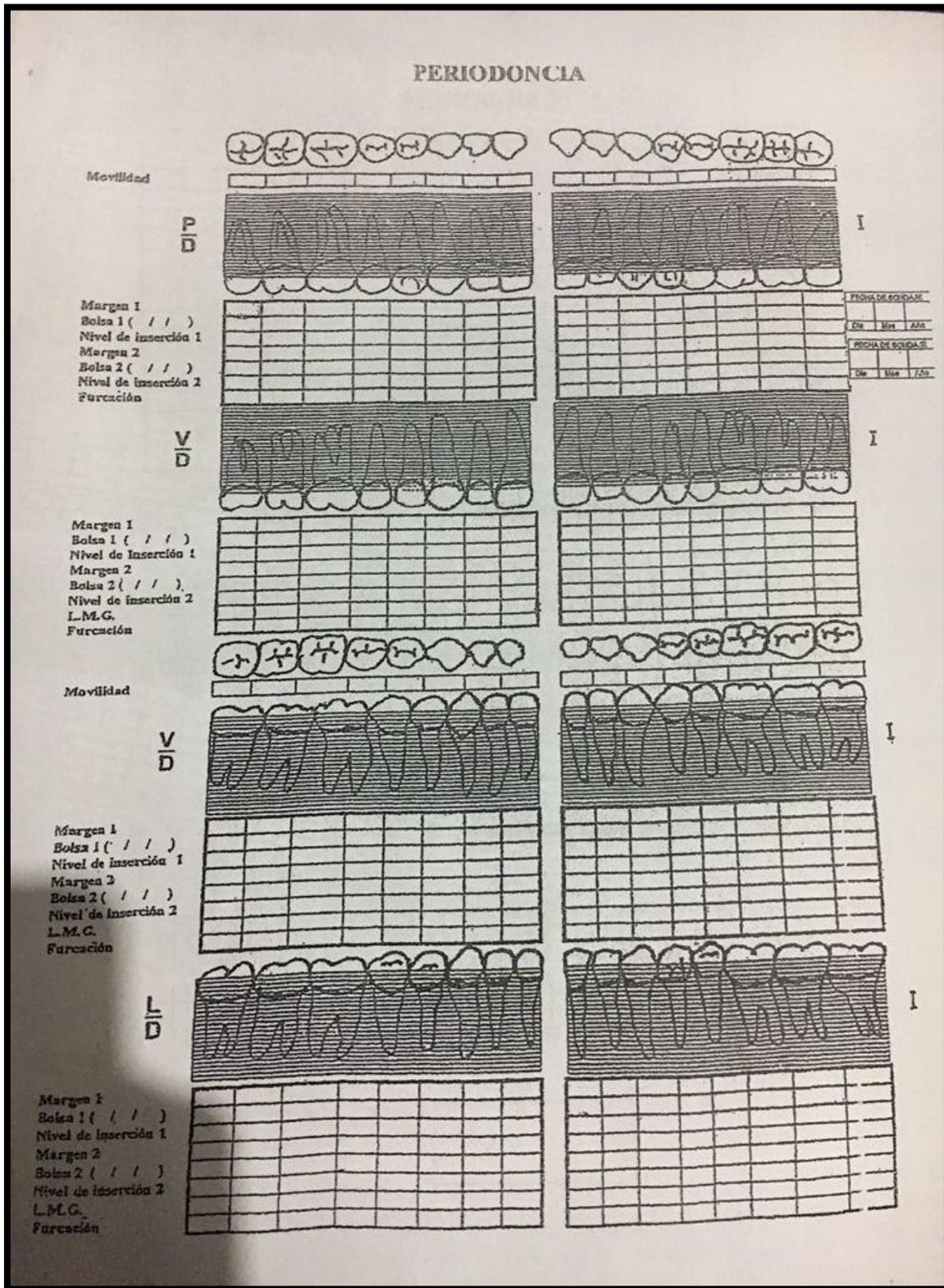
Mediante la presente nos dirigimos a usted con el propósito de solicitar el apoyo del departamento de Odontología para llevar a cabo revisiones de pacientes en las clínicas odontológicas de este departamento, dichas revisiones son un paso más en el estudio experimental de nuestro trabajo monográfico, el cual servirá para optar al título de Cirujano dentista, cuyo título es: **Análisis del efecto inhibitorio de clorhexidina 0.12% y peróxido de hidrogeno 3% sobre las bacterias presentes en los cepillos dentales utilizados por estudiantes de V año de la Carrera de Odontología de la UNAN- Managua en el primer semestre del año 2017.**

Agradeciendo de antemano su valiosa colaboración al proceso de investigación y en espera de una respuesta positiva nos despedimos deseándole éxito en sus labores.

Br. Eveling Rebeca Miranda

Br. Fernando Alonso Sandoval

**Anexo 4.** Periodontograma Utilizado para el Sondaje periodontal realizado a los participantes en este estudio.



**Anexo 5.**Carta de solicitud al Laboratorio de Microbiología

Managua, 27 de enero de 2017

Dr. Manuel Gómez  
Director del Departamento De Microbiología  
Facultad de Ciencias Médicas  
UNAN-Managua

Su despacho:

Reciba un cordial saludo.

Somos alumnos egresados de la carrera de Odontología, Eveling Rebeca Miranda con número de carnet 12032043 y Fernando Alonso Sandoval con número de carnet 12031343, mediante la presente nos dirigimos a usted con el propósito de solicitar el apoyo del departamento de microbiología para llevar a cabo el estudio de nuestro trabajo monográfico, el cual servirá para optar al título de Cirujano dentista, cuyo título es: **Análisis del efecto inhibitorio de clorhexidina 0.12% y peróxido de hidrogeno 3% sobre las bacterias presentes en los cepillos dentales utilizados por estudiantes de V año de la Carrera de Odontología de la UNAN- Managua en el primer semestre del año 2017.** El estudio experimental está compuesto por 40 cultivos microbiológicos en total, 20 previos a la aplicación de la solución desinfectante sobre los cepillos y 20 post la aplicación de la solución desinfectante respectivamente.

Agradeciendo de antemano su valiosa colaboración al proceso de investigación y en espera de una respuesta positiva nos despedimos deseándole éxito en sus labores.

Br. Eveling Rebeca Miranda

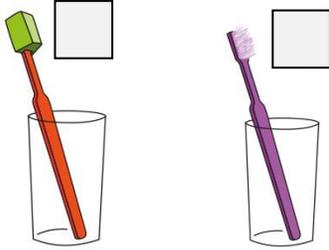
Br. Fernando Alonso Sandoval

## Anexo 6. Instrumento de recolección de la información

### Ficha de Información

Número del cepillo dental: \_\_\_\_\_

- Tipo de almacenamiento:



Tratamiento:

- Agente antimicrobiano

Clorhexidina 0.12%

H2O2

Grupo bacteriano encontrado según el tipo de almacenamiento:

Cocos: Gram +  Bacilos: Gram +

Gram -  Gram -

Cantidad de UFC según el medio de cultivo utilizado antes y después de la desinfección

Antes

1. Mc Conkey: NHBC - >100,000 Otro: \_\_\_\_\_ UFC

2. Agar Sangre: NHBC - >100,000 Otro: \_\_\_\_\_ UFC

Después

1. Mc Conkey: NHBC - >100,000 Otro: \_\_\_\_\_ UFC

2. Agar Sangre: NHBC - >100,000 Otro: \_\_\_\_\_ UFC

Eficacia del agente microbiano

Gram +

Gram -



**Anexo 7.** Imagen que muestra Kit de cepillo dental sin Capuchón y su respectiva pasta dental entregado posterior a la encuesta realizada.



**Anexo 8.** Imagen que muestra Kit de cepillo dental con Capuchón y su respectiva pasta dental entregado posterior a la encuesta realizada.



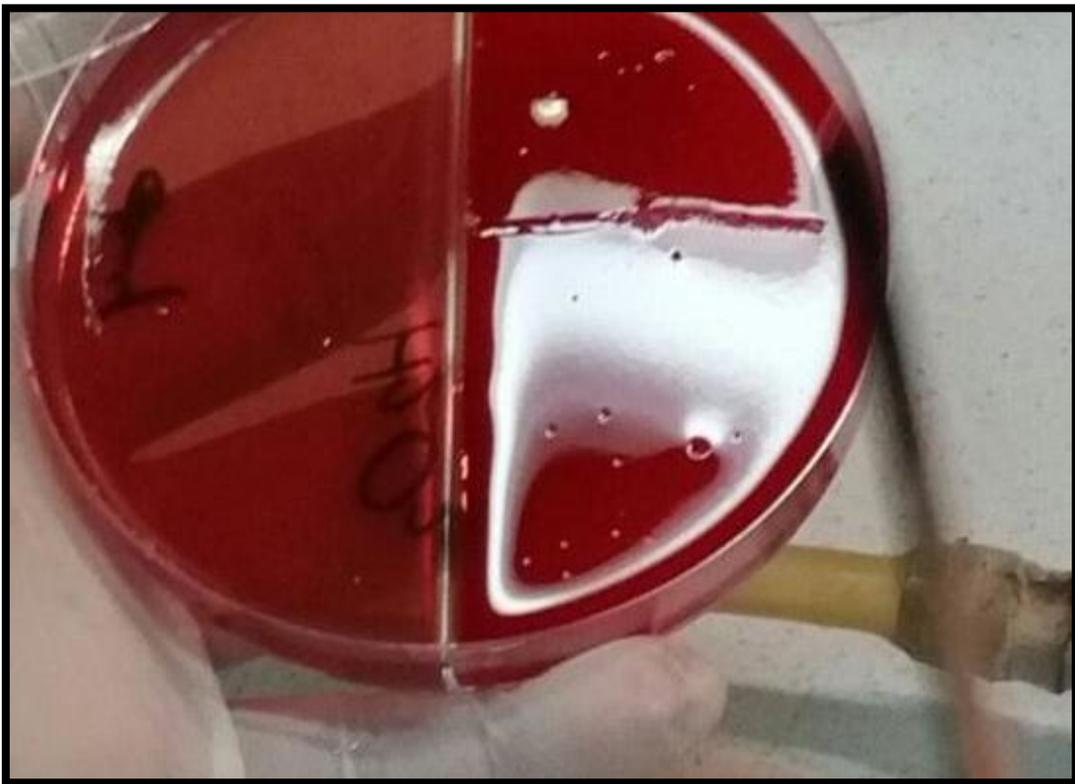
**Anexo 9.** Fotografía de soluciones utilizadas para dicho estudio Clorhexidina al 0.12% y Peróxido de Hidrogeno al 3%.



**Anexo 10.** Bolsas estériles para transportar cepillos de dentales al laboratorio de Microbiología



**Anexo 11.** Plato Petri utilizado para el cultivo de Microorganismo (Agar Sangre)



**Anexo 12.** plato Petri (Agar sangre y agar Mc Conkey) cultivo previo



**Anexo 13.** Aplicación de las soluciones a los cepillos dentales para su posterior cultivo, platos Petri rotulados según la solución aplicada.



**Anexo 14.** Cultivo previo y cultivo posterior al aplicar las soluciones (transcurrido el lapso de 24 horas)



**Anexo 15.** crecimiento bacteriano previo a la aplicación de soluciones.



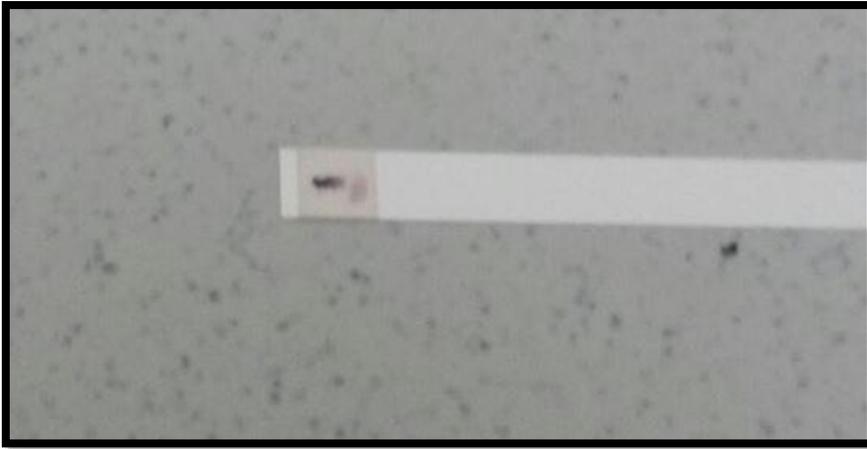
**Anexo 16.** Disminución significativa luego de la aplicación del peróxido de hidrogeno



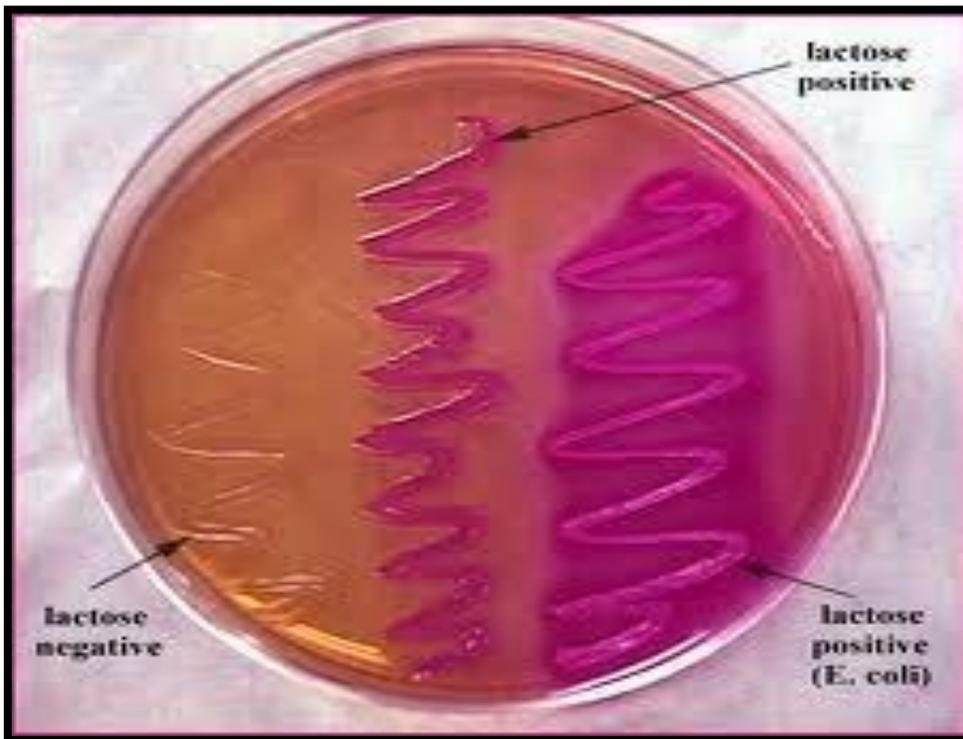
**Anexo 17.** Disminución significativa del crecimiento microbiano luego de la aplicación de la clorhexidina.



**Anexo 18.** Prueba de catalasa

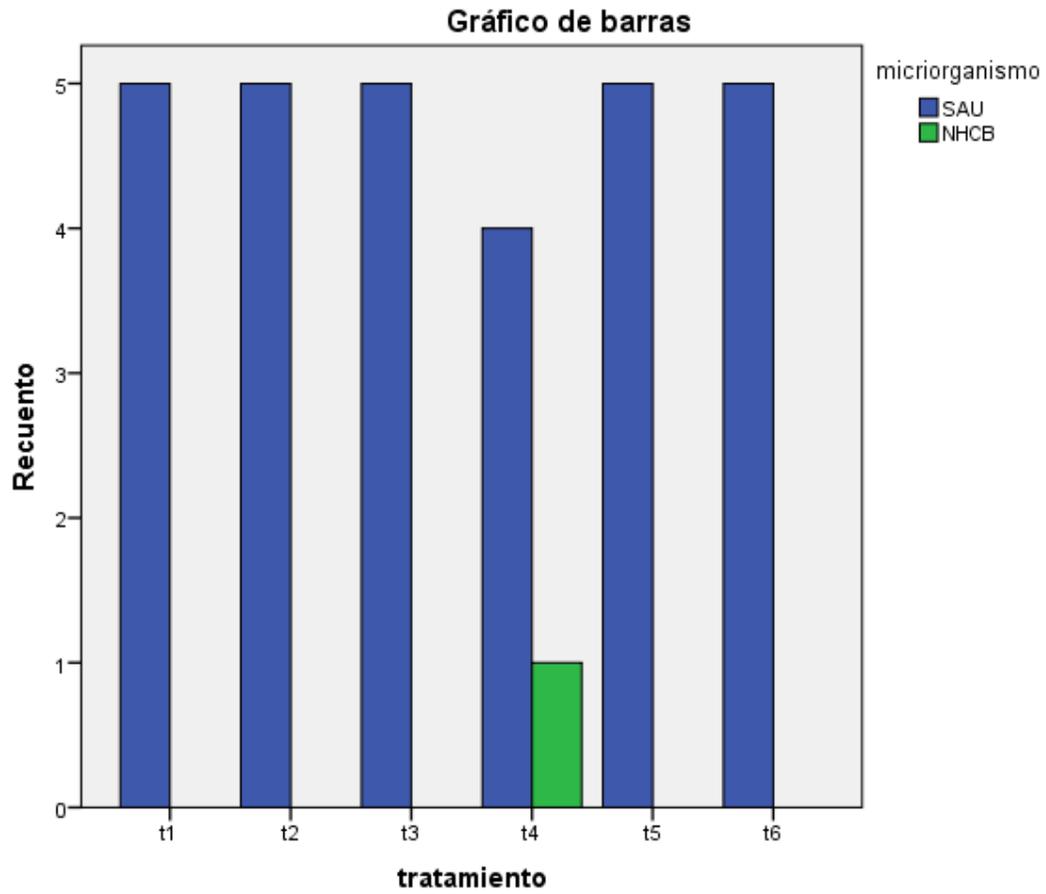


**Anexo 19.** Prueba de Oxidasa

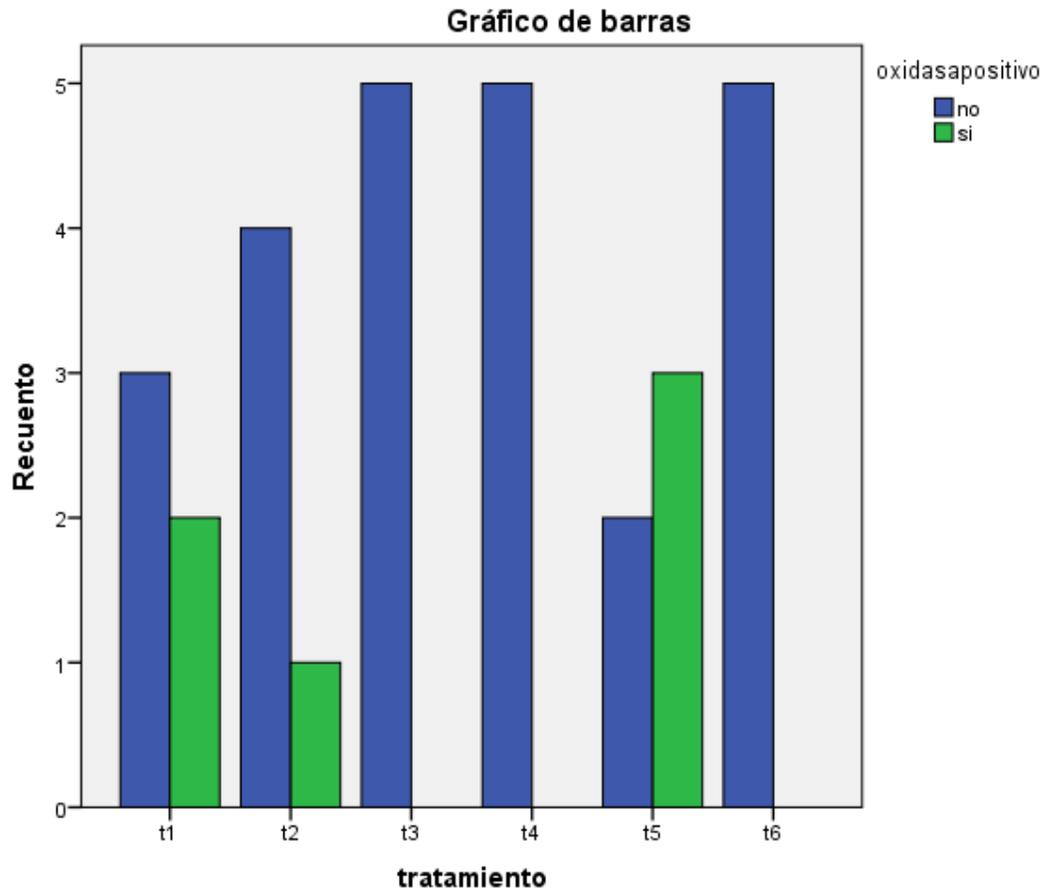


**Anexo 20.** Prueba de Lactosa

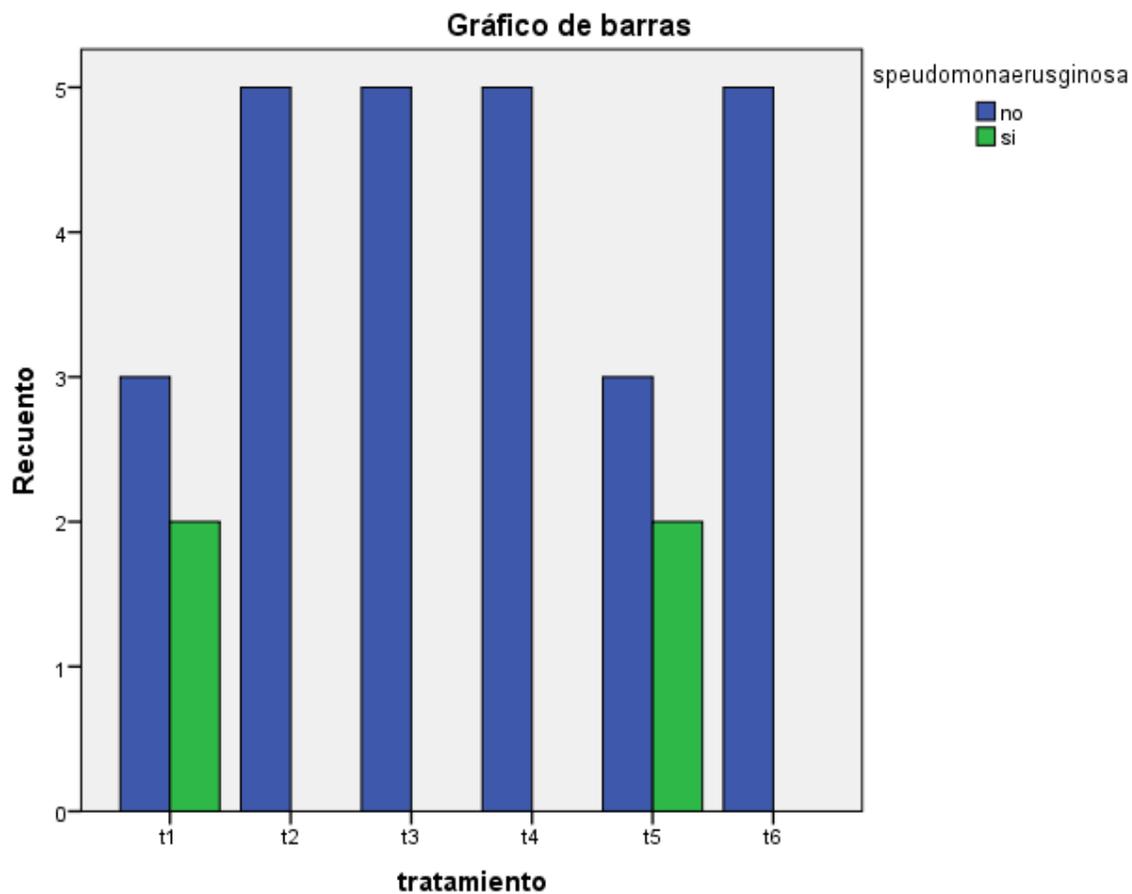
**Anexo 21.** Grafico que ilustra la distribución de Microorganismos según tratamientos experimentales.



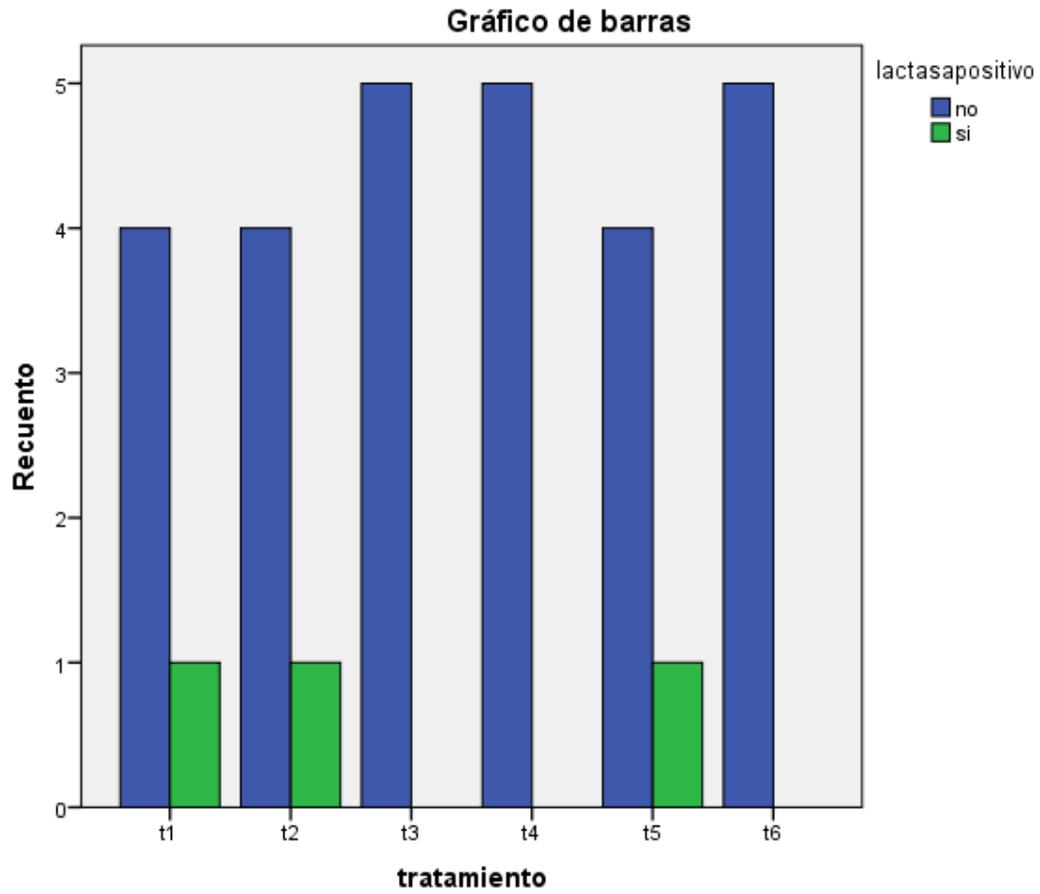
**Anexo 22.** Grafico que muestra los Microorganismos que resultaron positivos a la prueba de Oxidasa.



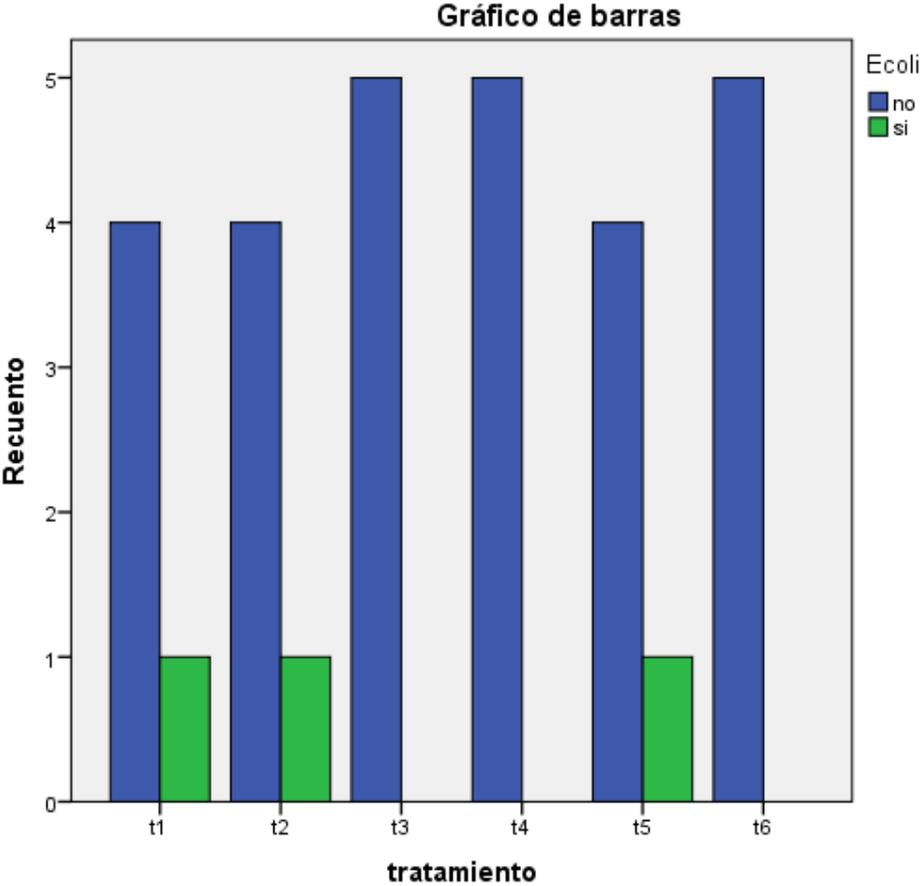
**Anexo 23.** Grafico que muestra la cantidad de PAE encontrada en los Cultivos Microbiológicos.



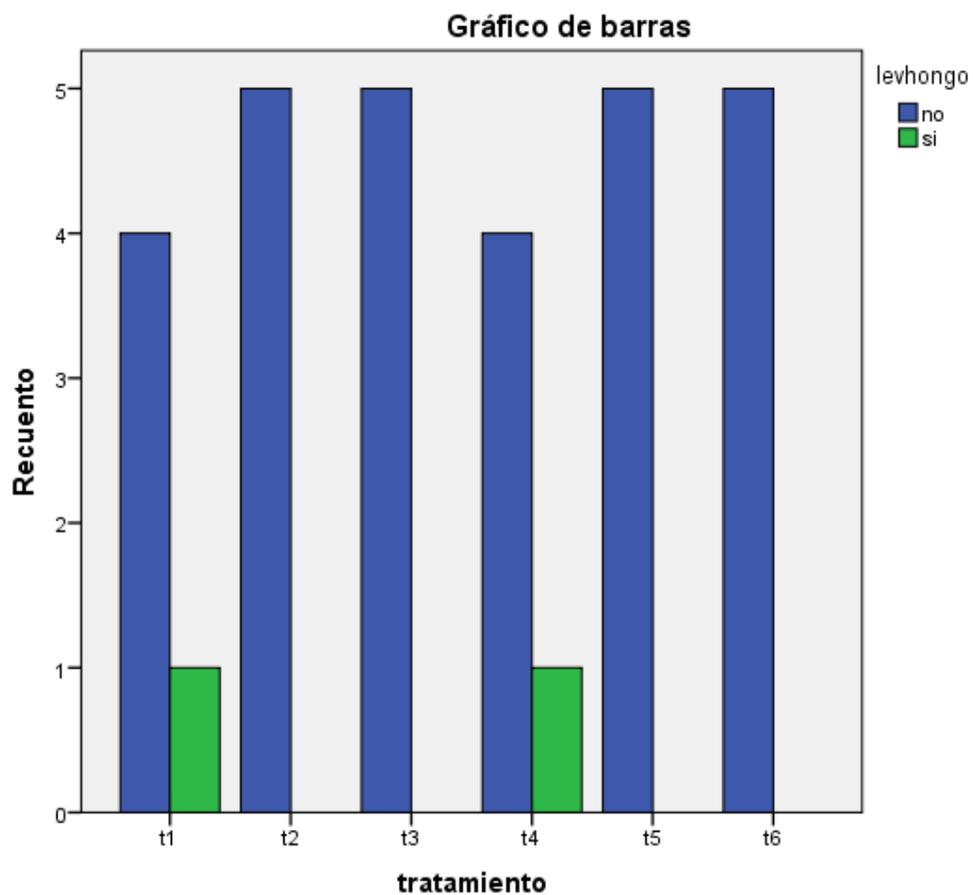
**Anexo 24.** Gráfico que muestra la cantidad de Microorganismo Gram Negativos con la propiedad de Lactosa.



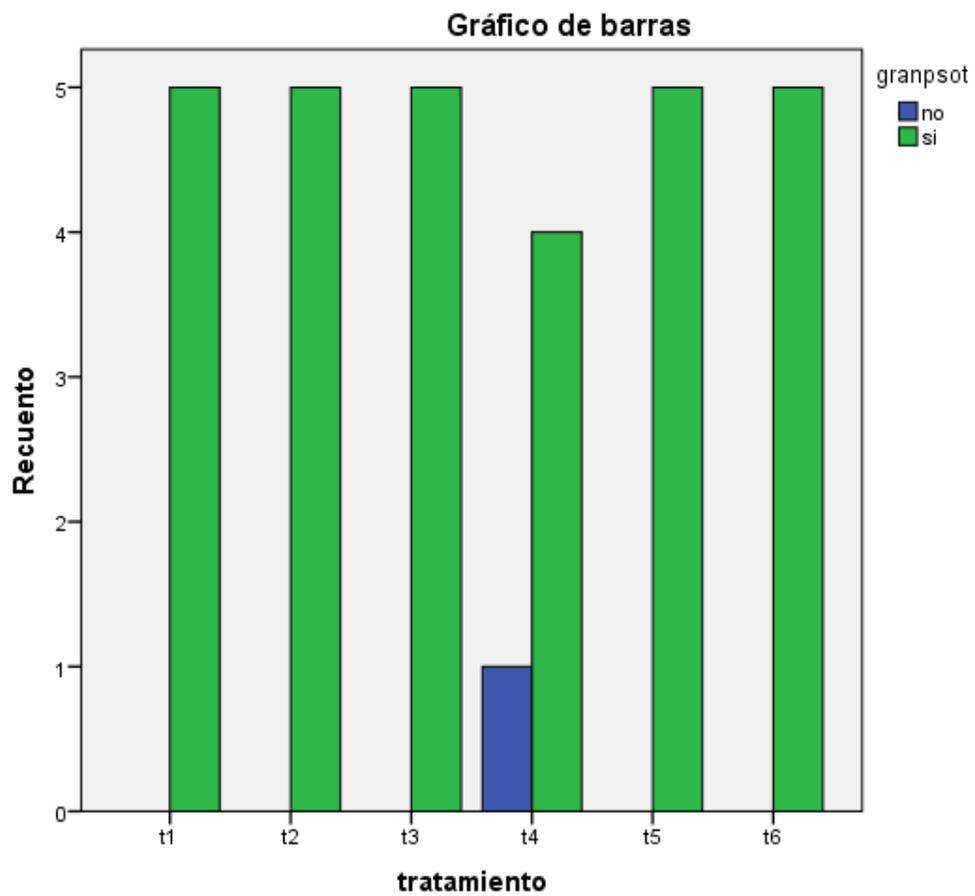
**Anexo 25.** Grafico que muestra la cantidad de Escherichia Coli



**Anexo 26.** Grafico que muestra el crecimiento de Levaduras de Hongo en los cultivos Microbiológicos.



**Anexo27.** Grafico que muestra la cantidad de bacterias pertenecientes al grupo de Gram Positivo.



**Anexo 28.** Grafico que muestra la cantidad de bacterias pertenecientes al grupo de Gram negativo.

