



UNIVERSIDAD MICHOACANA

DE

SAN NICOLÁS DE HIDALGO

FACULTAD DE ODONTOLOGÍA

DIVISIÓN DE ESTUDIOS DE POSGRADO CUEPI

ESPECIALIDAD EN ORTODONCIA

TESIS

**“Valoración de la Agregación Bacteriana en la Superficie
del Esmalte comparando Hipoclorito de Sodio vs Barniz de
Flúor”**

PARA OBTENER EL GRADO DE ESPECIALISTA EN ORTODONCIA

PRESENTA: C.D. CINTHYA LETICIA TÉLLEZ RAMÍREZ

ASESOR:

**Cirujano Dentista Especialista en
Ortodoncia.
VIDAL ALMANZA ÁVILA**

ASESOR METODOLÓGICO:

**Doctorado en Ciencias Odontológicas.
DEYANIRA SERRATO OCHOA**

Morelia, Michoacán

Noviembre del 2013

I.GLOSARIO.....	4
II.AGRADECIMIENTOS.....	5
III.RELACIÓN DE TABLAS Y FIGURAS.....	7
IV.RESUMEN.....	12
V.INTRODUCCIÓN.....	14
VI.ANTECEDENTES GENERALES.....	17
VI.1.-Esmalte dental.....	18
VI.1.1.Sustancia orgánica del esmalte.....	18
VI.1.2.Grietas del esmalte.....	19
VI.1.3.Estructuras secundarias.....	19
VI.2.-Biofilm.....	20
VI.2.1.-Definición.....	21
VI.2.2.-Formación y desarrollo de la biopelícula de placa dental.....	21
VI.2.3.-Cutícula acelular adquirida	23
VI.2.3.1.-Composición.....	23
VI.2.4.-Mecanismo de formación.....	24
VI.2.5.-Capa formada por microorganismos y polímeros extracelulares.....	25
VI.2.5.1.-Colonización primaria.....	26
VI.2.6.-Colonización secundaria: agregación interbacteriana.....	27
VI.2.6.1. -Coadhesión intraespecífica.....	27
VI.2.6.2.-Coadhesión intergenérica.....	27
VI.3.-Condicionamiento de la superficie.....	28
VI.4.-Descalcificación dental.....	31
VI.5.-Grabado del esmalte.....	31

VI.6.-Adhesión.....	32
VI.6.1.-Criterios de adhesión.....	33
VI.7.-Hipoclorito de sodio.....	34
VI.7.1.-Propiedades del hipoclorito de sodio.....	35
VI.7.2.-Grado de pureza.....	35
VI.8.-Barnices de flúor y soluciones antimicrobianas.....	37
VI.9.-Remineralización.....	41
VI.9.1.-Descripción de las zonas histológicas de la desmineralización.....	43
VII.ANTECEDENTES ESPECIFICOS.....	46
VIII.JUSTIFICACIÓN.....	53
IX.OBJETIVOS.....	55
X.HIPÓTESIS.....	57
XI.MATERIALES Y MÉTODOS.....	60
XII.RESULTADOS.....	85
XIII.DISCUSIÓN.....	90
XIV.CONCLUSIONES.....	93
XV.RECOMENDACIONES.....	96
XVI.BIBLIOGRAFÍA.....	98
XVII.ANEXOS.....	101
XVII.1.-Formato de consentimiento informado.....	102
XVII.1.1.-Carta de consentimiento informado para los pacientes.....	104
XVII.1.2.-Autorización paciente 1.....	105
XVII.1.3.-Autorización paciente 2.....	106
XVII.1.4.-Autorización paciente 3.....	107

I. GLOSARIO

- **Esmalte Dental:** Está formado por una célula llamada ameloblasto que significa formadora de esmalte. Este tejido no tiene la capacidad de regenerarse. es una cubierta compuesta por hidroxiapatita de gran pureza, que recubre la corona de los órganos dentarios.
- **Biofilm:** Comunidad compleja de microorganismo y polímeros extracelulares, fijas en una superficie.
- **Descalcificación dental:** Las bacterias forman una compleja comunidad que consiste en muchos diferentes tipos de bacterias, la actividad metabólica de esta bacteria es la responsable de la desmineralización del esmalte. El esmalte es soluble cuando es expuesto a condiciones ácidas.
Adhesión: Cualquier mecanismo que permite que 2 partes se mantengan en contacto.
- **Grabado del esmalte:** Adhesión micromecánica creando retenciones micromecánicas en el esmalte.
- **Hipoclorito de sodio (NaOCl):** Líquido claro, pálido, verde amarillento, extremadamente alcalino y con fuerte olor clorino, que presenta una acción disolvente sobre el tejido necrótico y restos orgánicos, potente agente bacteriano.
- **Barnices de Flúor (NaF):** Flúor tópico concentrado que contiene fluoruro de sodio (NaF) al 5% en una resina o base sintética.
- **MEB:** Microscopio Electrónico de Barrido.

II. AGRADECIMIENTOS

No te rindas, aún estás a tiempo de alcanzar y comenzar de nuevo, aceptar tus sombras, enterrar tus miedos, liberar el lastre, retomar el vuelo.

No te rindas que la vida es eso, continuar el viaje, perseguir tus sueños, destrabar el tiempo, correr los escombros, y destapar el cielo.

Porque la vida es tuya y tuyo también el deseo, porque lo has querido y porque te quiero, porque existe el vino y el amor, es cierto.

Porque no hay heridas que no cure el tiempo.

Abrir las puertas, quitar los cerrojos, abandonar las murallas que te protegieron, vivir la vida y aceptar el reto, recuperar la risa, ensayar un canto, bajar la guardia y extender las manos, desplegar las alas e intentar de nuevo, celebrar la vida y retomar los cielos.

Fragmento de *No te rindas*, Mario Benedetti.

Dios tiene un plan para cada uno de nosotros y le agradezco que entre ellos haya estado el haberme permitido cursar un posgrado y espero que sus planes sigan sorprendiéndome

El cariño y apoyo incondicional de mi familia que sin ellos nada valdría la pena y no tendría el mismo significado, son mis ángeles cuidando mis pasos permitiéndome ser yo misma sin limitarme en mis ideas, anhelos y proyectos; Héctor Téllez, Leticia Ramírez, Karla y Héctor Daniel , ¡¡ Son lo mejor Los amo!!.

La segunda familia es con aquellos con los que convives diario más horas que las que pasas en tu casa, tan curiosa es la vida que incluso teniendo diferentes personalidades se hace un grupo inolvidable: Tona, Jany, Mit, Lau, Chris, Susi, Lili, Is y Yess, por estos tres años que estuvimos juntos que al final no fueron tantos y los volvería a vivir con ustedes

Una amistad no crece por la presencia de las personas sino por la magia de saber que aunque no las puedas ver se llevan en el corazón: Araceli Franco, Cinthia Torres, Aracely Ayala, Edgar Ramírez, Miyuki Santiago, Teresita Pérez, Xoxo Tavera, Adriana Pérez, Gauri Calderón, Vero Ornelas, Alexandra Dillon, Marielos Miranda, Belén Torres, Natalia Farias, Rafael Durón, Mario Ortíz, Edgar Loeza, Alejandro García Vega, Alberto Rangel, Day Muñoz, Oscar Téllez, Manuel Téllez Héctor Téllez, Alám Téllez, Miguel Jamaica, Martha Jamaica, Claudia Ramírez, Victor Ramírez, Claudia Córdova y Sofía, Victor Córdova, Valeria y Victoria , Michel Gil, Katherine Ramírez; son parte de mi historia.

Agradezco a mi escuela de la cual orgullosamente puedo decir que soy parte del CUEPI y con la frente en alto la representaré lo mejor que pueda, a mis queridos maestros Dra. Liz, Dra. Chelé, Dra. Vargas, Dr. Ramón, Dr. Adrián, Dra. Sara, Dra. Zuly, Dra. Maricela que siempre estuvieron dispuestos a enseñarnos con su paciencia y dedicación y mis asesores; Dr. Vidal Almanza , Dra. Deyanira Serrato y Dr. Renato Nieto. Por su tiempo,dedicación y por ser mi guía en este proyecto de investigación.

A todos ustedes, GRACIAS.

III. Relación de tablas y figuras

- Fig.1: Diagrama representativo de formación de biofilm en una superficie biológica.
- Fig.2.- Película adquirida formada por diferentes tipos de bacterias que se encuentran en la saliva, colonizando la superficie del diente.
- Fig.3.- Etapas de crecimiento del biofilm.
- Fig.4.- Estructura química del Hipoclorito de Sodio. Cloruro de Sodio y Oxígeno.
- Fig.5.- Aplicación tópica de Barniz de Fluor en cara vestibular de un incisivo central superior derecho.
- Fig.6.- Lesión presentada por desmineralización durante tratamiento de ortodoncia en caras vestibulares del segmento anterior derecho superior e inferior.
- Fig.7.- Material utilizado para este proyecto; Hipoclorito de sodio al 5.25% (clorox®) Barniz de flúor al 5%(Duraphat ®), Transbond™ Plus Self Etching Primer, Adhesivo fotopolimerizable Transbond™ Plus, 3M Unitek (USA), godete, microbrushes, lámpara fotopolimerizable, consentimiento informado.
- Fig.8.- Hipoclorito de Sodio al 5.25% colocado en un godete de vidrio
- Fig.9.- Aplicación tópica de Hipoclorito de sodio al 5.25% en la cara vestibular del Primer Premolar superior izquierdo, frotándolo en la superficie del esmalte.
- Fig. 10- Aplicación tópica durante 60 segundos, después se lavó la zona y secó
- Fig.11.- Aplicación de Transbond™ Plus Self Etching Primer durante 4 segundos frotándolo en la superficie del esmalte donde es colocado el bracket.
- Fig. 12.- Fotocurado de la cara vestibular donde se aplicó el Transbond™ Plus Self Etching Primer durante 40 segundos.
- Fig.13.- Colocación de Adhesivo fotopolimerizable Transbond™ Plus, 3M Unitek (USA).
- Fig.14.- Fotopolimerización durante 20 segundos por mesial y 20 segundos por distal al bracket
- Fig.15.- Colocación del bracket en la pieza para el estudio, con prescripción ortodóncica para extracción en las piezas Primer premolar superior derecho e izquierdo
- Fig.16.- Barniz de Flúor al 5%, Duraphat®Colgate.
- Fig. 17.- Aplicación del barniz de flúor con microbrush

- Fig18.- Aplicación tópica durante 60 segundos
- Fig.19.- Aplicación Transbond™ Plus Self Etching Primer durante 4 segundos frotándolo en la superficie del esmalte donde es colocado el bracket.
- Fig.20.- Fotopolimerización durante 20 segundos por mesial y 20 segundos por distal al bracket.
- Fig.21.- Colocación del bracket en la pieza para el estudio, con prescripción ortodóncica para extracción en las piezas Primer premolar inferior derecho e izquierdo.
- Fig.22.- Incisivo lateral superior derecho dónde se colocó de manera tópica Hipoclorito de Sodio previo a la adhesión del bracket.
- Fig.23.- Incisivo lateral superior izquierdo dónde se colocó de manera tópica Barniz de flúor previo a la adhesión del bracket.
- Fig.24.- Paciente 3, Aplicación tópica de Hipoclorito de sodio en el primer premolar inferior derecho previo a la adhesión del bracket.
- Fig 25.- Paciente 3, Aplicación tópica de Barniz de flúor en Incisivo lateral inferior izquierdo previó a la adhesión del bracket
- Fig.26.- Tabla de relación de la colocación de los brackets en los pacientes
- Fig. 27.- Tabla de relación de brackets despegados al mes de visita de control
- Fig.28.- Fotografía tomada con microscopio global aumento 1.5x .Incisivo lateral inferior derecho, aplicado Barniz de Flúor como pre acondicionamiento.
- Fig.29.- Fotografía tomada con microscopio global aumento 2x .Incisivo lateral inferior derecho, aplicado Barniz de Flúor como pre acondicionamiento
- Fig.30.- Fotografía tomada con microscopio global aumento 3x .Incisivo lateral inferior derecho, aplicado Barniz de Flúor como pre acondicionamiento.
- Fig.31.- Momento de la metalización de las piezas para su estudio
- Fig.32.- Capa de cobre colocada durante la metalización para hacerlas electro conductoras
- Fig. 33.-Piezas con Hipoclorito de Sodio para el estudio
- Fig.34.- Piezas con Barniz de Flúor para el estudio
- Fig.35.- A) a C) Superficie del esmalte del Diente control a 100x, 500x y 1000x magnificación, D) a F) Superficie del esmalte del diente al que se le aplicó Barniz de Flúor como sustancia pre-acondionadora a 100x, 500x donde se encuentran resto de resina y 1000x magnificación donde se encuentra una bacteria entre los cristales de silicio, G)a I) Superficie del esmalte del diente se le aplicó Hipoclorito de Sodio como

sustancia pre-acondicionadora al 100x se observa restos de resina para ortodoncia, a 500x se puede observar la acumulación de biofilm y a 1000x magnificación donde se observa la acumulación de biofilm en la superficie del esmalte.

•Fig.36.-A) a C) Superficie del esmalte del diente que se le aplicó Barniz de flúor como sustancia pre-acondicionadora al 3000x se observa un *bacilo* y restos de cristales de silicio propios de la resina de ortodoncia, al 3500x se observa un *Coco* rodeada de cristales de silicio propios de la resina de ortodoncia y a 5000x magnificación se observa un *bacilo*. D) a G) Superficie del esmalte del diente con Hipoclorito de Sodio como sustancia pre-acondicionadora a 2000x magnificaciones donde se aprecia la presencia de Diplococos en los que encontramos el *Streptococcus pneumoniae Gram+*, a 2500x se aprecia placa subgingival, a 15000x se observa la bacteria *Escherichia Coli Gram+*.

•Fig.37.- A) a E) Imagen diagonal de la Pieza dental 1 con Barniz de Flúor como solución preacondicionadora a 25x de magnificación se observa un espacio entre el diente y el bracekt sin resina y en la parte superior se ve un exceso de resina, a 100x magnificaciones se puede distinguir 1) El esmalte dental 2) Resina para ortodoncia 3) El bracket, a 500x magnificaciones se puede distinguir 1) Esmalte dental, 2) Resina para ortodoncia, a 1000x se puede observar una grieta en el esmalte, a 5000x donde se observa una estructura granular formada por un grupo bacteriano bajo condiciones anaeróbicas rico en nutrientes en la superficie del esmalte. F) a J) Pieza 2 con Barniz de flúor a una magnificación de 25x donde se puede observar un exceso de resina, a 100x donde se puede identificar 1) El bracket, 2) Resina de ortodoncia 3) Superficie del esmalte, a 500x donde se puede identificar 1) Cristales de silicio propios de la resina 2) un grupo bacteriano de aspecto granular, 3) Superficie del esmalte, a 1000x donde se puede observar 1) Resina de ortodoncia 2) Estructura granular formada por un grupo bacteriano bajo condiciones anaeróbicas rico en nutrientes 2) Esmalte Dental, a 3500x donde se puede observar 1) Esmalte tratado y 2) Esmalte no tratado con Barniz de Flúor.

•Fig.38.- A) a E) Pieza1 con Hipoclorito de sodio magnificación a 25x se puede observar que no hay una completa adhesión entre el diente y el bracket, a 100x donde se observa 1) Superficie del esmalte 2) El bracket, a 500x dónde se observa la presencia de Biofilm, a 1000x se observa la adhesión de Biofilm en la superficie, a 2000x se observa una estructura granular formada por un grupo bacteriano. F) a I) Pieza2 con hipoclorito de sodio magnificación a 25x donde se observa el exceso de cantidad de resina en la parte inferior y en la parte superior no están en completa

relación entre el diente y el bracket, a 100x donde se observa 1) Superficie del esmalte 2) Resina para ortodoncia 3) El bracket, a 500x donde se ve una grieta entre 1) Superficie del esmalte y 2) Resina para Ortodoncia, a 1000x se observa Forma bacteriana no específica, J) a Q) Pieza3 con Hipoclorito de Sodio magnificación a 25x donde se observa la deficiencia de la adherencia entre el bracket y el diente siendo que en la parte posterior hay un exceso de resina para ortodoncia, a 100x donde se aprecia que 1) La superficie del esmalte, 2) Resina para ortodoncia y 3) El bracket, a 500x donde se observa 1) La superficie del esmalte con biofilm, 2) espacio donde debería estar la resina para ortodoncia, 3) El bracket, M)N)O) magnificación a 1000X donde se pueden observar dos diferentes bacterias; La bacteria Gram positiva *Streptococcus pneumoniae* y *E. faecalis*, P) a 3000x donde se aprecia la bacteria de *E. faecalis*, Q) a 5000x donde se puede observar una bacteria *E. coli*.

•Fig.39.- Pieza 1 con Hipoclorito de sodio magnificación a 15x donde A) Indica el área donde se tomaron los registros de mapeo y Espectro, B) superficie del esmalte donde se realizó el estudio magnificación a 1000x.

•Fig.40.- Espectro de un microanálisis de la muestra Pieza1 con Hipoclorito de Sodio donde presenta las sustancias registradas en la superficie.

•Fig.41.-Microanálisis Cuantitativo Pieza 1 con Hipoclorito de Sodio donde en la columna No.4 se registra el porcentaje normal.

•Fig.42.- Pieza 2 con Hipoclorito de Sodio donde A) Indica el área donde se tomaron los registros de mapeo y espectro magnificación a 15x, B) superficie del esmalte donde se realizó el estudio magnificación a 1000x.

•Fig.43.- Espectro de un microanálisis de la muestra Pieza2 con Hipoclorito de Sodio donde presenta las sustancias registradas en la superficie.

•Fig.44.- Microanálisis cuantitativo de la pieza2 Hipoclorito de Sodio donde en la columna No.4 se registra el porcentaje normal.

•Fig.45.- Pieza 3 con Hipoclorito de Sodio donde A) Indica el área donde se tomaron los registros de mapeo y espectro, magnificación a 15x, B) superficie del esmalte donde se realizó el estudio magnificación a 1000x.

•Fig.46.-Espectro de un microanálisis de la muestra Pieza3 con Hipoclorito de Sodio donde presenta las sustancias registradas en la superficie.

•Fig.47.- Microanálisis cuantitativo de la pieza2 Hipoclorito de Sodio donde en la columna No.4 se registra el porcentaje normal.

- Fig.48.- Pieza 1 con Barniz de Flúor donde A) Indica el área donde se tomaron los registros de mapeo y espectro, magnificación a 15x, B) superficie del esmalte donde se realizó el estudio magnificación a 1000x.
- Fig.49.-Espectro de un microanálisis de la muestra Pieza1 con Barniz de flúor donde presenta las sustancias registradas en la superficie.
- Fig.50.- Microanálisis cuantitativo de la pieza1 Barniz de flúor donde en la columna No.4 se registra el porcentaje normal.
- Fig.52.-Espectro de un microanálisis de la muestra Pieza2 con Barniz de flúor donde presenta las sustancias registradas en la superficie.
- Fig.53.- Microanálisis cuantitativo de la pieza1 Barniz de flúor donde en la columna No.4 se registra el porcentaje normal.

IV. RESUMEN

Resumen

El biofilm está formado por comunidades complejas de microorganismos complejos de microorganismos y polímeros extracelulares que se fijan en una superficie, que pueden restringir la penetración de agentes, ya que la incidencia de las manchas blancas es uno de los principales inconvenientes en el tratamiento de ortodoncia ocurrido por la agregación de bacterias encargadas de la desmineralización en la superficie del esmalte generalmente ocasionado por el incompleto enlace entre bracket y estructura dental, es así que se han realizado estudios donde la utilización de NaOCl al 5.25% previo a la colocación del bracket se obtiene una superficie con mayor limpieza permitiendo una mejor adhesión para evitar la aparición de manchas blancas debido a la desmineralización del esmalte las primeras 72 hrs, utilizando un Barniz de flúor al 5% que impedirá la colonización de las bacterias debido a sus propiedades bactericida y bacterio estático además de proporcionar flúor para evitar la desmineralización. **Objetivo:** Valorar la agregación bacteriana en la superficie del esmalte dental tratado con dos agentes pre acondicionadores. **Materiales y métodos:** Se utilizaron 8 dientes naturales que tuvieron la orden de extracción por tratamiento ortodóncico de pacientes de la clínica del CUEPI; Una pieza control, un grupo de 4 piezas dentales al que se le aplicó Hipoclorito de Sodio al 5.25% previo a la colocación del bracket. Otro grupo de 3 piezas dentales al que se le aplicó Barniz de flúor al 5% previo a la colocación del bracket, las piezas dentales de ambos grupos permanecieron un mes en boca y después se realizó la extracción. La realización de este estudio fue en el laboratorio del Instituto de Investigaciones Metalúrgicas de la UMSNH por medio del microscopio electrónico de barrido donde se obtuvieron los resultados de la comparativa de las sustancias aplicadas. **Resultados:** Los resultados del presente trabajo de investigación nos muestran que existe una diferencia en los resultados obtenidos con el uso de una y otra sustancias pre acondicionadoras del esmalte previa a la adhesión de la aparatología ortodóncica ya que se observó que en el grupo donde se utilizó Hipoclorito de sodio como agente pre-acondicionador se presentó mayor adherencia de biofilm en la superficie del esmalte y otras bacterias como *Diplococos*, *Streptococcus pneumoniae*, *E. faecalis* y *E. coli*; A diferencia del grupo de Barniz de flúor en el cual la adherencia de biofilm y de bacterias en general fue menor que en el grupo anterior. **Conclusiones:** Una vez que se han podido observar los cambios que se presentaron con los materiales de preacondicionamiento utilizados en la presente investigación los resultados obtenidos nos indican que el Barniz de flúor a una concentración del 5% (Duraphat® Colgate) fue el que presentó mayor eficacia para evitar la agregación bacteriana entre ambos sistemas de preacondicionamiento.

Palabras clave: *Biofilm, Hipoclorito de sodio, Barniz de flúor, Desmineralización.*

V. INTRODUCCIÓN

Introducción

La estructura de la placa de biofilm está formado por comunidades complejas de microorganismos y polímeros extracelulares que se fijan en una superficie que puede restringir la penetración de los agentes, los carbohidratos que al metabolizarse en la placa dental, forman ácidos que reaccionan en la superficie del esmalte; La cual cede iones de calcio y fosfato que alteran la estructura cristalina de la hidroxiapatita, pero tornándola más susceptible a ser remineralizada. Si no continúa la producción de ácidos después de 30 a 45 minutos, el pH sube y los minerales en forma iónica, tienden a incorporarse a la estructura dentaria.

La irreversibilidad se da cuando la cantidad de cristales removidos, ocasiona el colapso de la matriz de proteína estructural. Clínicamente la lesión se identifica como una zona blanquecina, yesosa, con pérdida de translucidez que puede afectar uno o varios dientes.

La incidencia de las manchas blancas en los dientes alrededor de los brackets es uno de los principales inconvenientes en el tratamiento de ortodoncia ya que no se completa el enlace entre el bracket y la estructura dental permitiendo el alojamiento de bacterias y sustancia orgánica que permite la desmineralización del esmalte, se han buscado diferentes alternativas para mejorar las propiedades adhesivas de las resinas ortodónticas al esmalte dental y evitar la aparición de lesiones blancas o caries durante el tratamiento.

La realización de este proyecto fue para hacer una comparación en el acondicionamiento del esmalte con Hipoclorito de sodio al 5.25% y Barniz de flúor al 5% y poder observar en cuál de los grupos se obtiene una mayor eliminación de microorganismo en la superficie del esmalte obteniendo una mayor adhesión y menos lesiones blancas.

VI. ANTECEDENTES GENERALES

Antecedentes generales

VI.1.-Esmalte Dental

El esmalte difunde la luz blanca monocromática de un modo diferente según el grado de mineralización. Esta propiedad permite estudiar áreas descalcificadas y su posterior recalcificación *in vivo*, la estructura compleja del esmalte, que está formado por cristales de apatita depositados sobre una matriz proteica que luego de la clasificación queda incluida dentro de los cristales o entre ellos y actúa como un medio cementante, le permite resistir con éxito las fuerzas que tiende a fracturarlo.

Es posible que tenga mayor contenido orgánico en el esmalte maduro, aún de esa forma poseen un alto grado de calcificación. No son totalmente continuas y regulares, sino que están interrumpidas de modo que permiten la “soldadura” de cristales entre si para ofrecer una estructura más resistente a la fractura. Otras características que aumentan la resistencia del tejido adamantino son las “viscosidades” o, cambios de dirección de los prismas de 4 a 6 μm , la forma circular irregular o en “ojo de cerradura” y el entrecruzamiento de los haces de prismas en su recorrido hacia la superficie (Barrancos, 2006).

VI.1.1.-Sustancia orgánica del esmalte

La sustancia orgánica solo presenta el 1.8% del peso del esmalte. Está constituida primordialmente por proteínas y lípidos. La matriz del esmalte en desarrollo contiene

tres proteínas principales: amelogeninas, enamelinas y proteína de los penachos. El esmalte superficial en un espesor de 0.1 a 0.2mm, es más duro y posee más materia orgánica que el resto del esmalte. El porcentaje de glucoproteínas es 10 veces más grande, su mayor dureza se debe a la constante exposición a la saliva y a la precipitación de sales de calcio y fósforo, con oligoelementos como flúor, hierro, estaño, zinc, etc. El esmalte joven es más permeable que el esmalte adulto.

VI.1.2.-Grietas del esmalte

Las grietas que se presentan como líneas que hienden el esmalte son comunes: no obstante, a menudo se pasan por alto durante el examen clínico, el origen de las grietas son multicausales: diferentes formas de agresión mecánica y térmica pueden fracturar el casquete de esmalte después de la erupción (Barrancos, 2006).

VI.1.3.-Estructuras secundarias:

Se originan a partir de las unidades estructurales primarias, como resultado de diferente grado de mineralización de éstas, del cambio recorrido de los prismas y de la interrelación del esmalte con la dentina o la periferia medioambiental.

- **Estrías transversales:** Estrías que forman un ángulo recto con los ejes longitudinales de los prismas a intervalos de 5µm y se asocia a incrementos diarios en la formación del esmalte (Saralegui y González, 1997).
- **Estrías de Retzius:** Son líneas de crecimiento, ampliamente separadas con intervalos de 20-80µm, se relacionan con la actividad secretora intermitente de los ameloblastos pasando por periodos de secreción y otros de descanso,

aunque se sugiere que su origen podría deberse a la producción de la matriz o de un trastorno en el sitio de la mineralización (Gómez y Campos, 2003).

- **Periquimatías y Líneas de imbricación de Pickerill:** Son estrías de Retzius observadas desde la superficie del esmalte, dan lugar a elevaciones conocidas como periquimatías y valles conocidos como imbricaciones. Con la edad dejan de encontrarse debido a su desgaste.
- **Penachos de Linderer:** Son estructuras de tejido poco mineralizado semejantes a microfisuras en el tercio interno del esmalte.
- **Fisuras del esmalte:** Son áreas Hipocalcificadas que se observan en la superficie del esmalte de premolares y molares, se producen por la fusión de dos óvulos cuspídeos (Gómez y Campos, 2003).

VI.2.-Biofilm

En el momento en que se acaba la limpieza de un depósito o una conducción de fluido, empieza a desarrollarse el biofilm, éste empieza a formarse cuando alguna célula individual se une inicialmente a una superficie, la capacidad de la célula para realizar este ataque depende de factores ambientales como la temperatura, pH y factores genéticos que codifican las funciones motrices, la sensibilidad ambiental, las adhesinas y otras proteínas (Costeron, 1995; o'toole *et al.*, 2000, Kraigsley *et al.*, 2002)

Los biofilms son comunidades complejas de microorganismo y polímeros extracelulares fijadas en una superficie, podemos encontrarlos en medios donde existen bacterias: en el medio natural, clínico o industrial. Para esto es necesario tener una mínima presencia de nutrientes y un entorno hidratado.

La presencia de biofilms se puede atribuir como el factor causante de muchas condiciones patológicas orales, incluyendo caries, enfermedad periodontal y la candidiasis (Marsh *et al.*, 1999).

VI.2.1.-Definición

La placa dental es la comunidad de microorganismos que se encuentran en una superficie del diente como un biofilm, incrustada en una matriz de polímeros como huésped y de origen bacteriano. De relevancia clínica es el hecho de que los biofilms son menos susceptibles a los agentes antimicrobianos, mientras que las comunidades microbianas pueden mostrar una mayor patogenicidad (sinergismo patógeno). La estructura de la placa de biofilm puede restringir la penetración de los agentes antimicrobianos, mientras que las bacterias que crecen en una superficie lo hacen lentamente y muestran un nuevo fenotipo, una de cuyas consecuencias es la reducción de la sensibilidad a los inhibidores. La placa es natural y contribuye (como la microflora residente en todos los demás sitios en el cuerpo) para el normal desarrollo de la fisiología y las defensas del huésped (Slayton *et al.*, 2006).

VI.2.2.-Formación y desarrollo de la biopelícula de placa dental

S.mitis, *S.oralis* y *S.sanguinis* presentan adhesinas de alta afinidad con los componentes de la película salival adquirida. Al mismo tiempo la capacidad que poseen para la producción de IgAL- proteasas no producidas por *S.mutans*, le confiere una ventaja ecológica adicional para comportarse como *Streptococcus* pioneros en el establecimiento de la comunidad biótica que constituye la biopelícula.

Los grupos de bacterias se comportan como comunidades estructuradas en tres dimensiones, con canales por los que fluyen el transporte de sustratos, productos de desecho y moléculas claves para su organización.

La matriz que sostiene la biopelícula es una mezcla de polisacáridos, proteínas y DNA secretado por las células; estas sustancias permiten que el biofilm funcione como sistema.

El metabolismo y las propiedades de difusión de la biopelícula son influenciadas por distintos factores, entre los que se describen : la calidad y la cantidad de saliva del medio bucal, los hábitos dietéticos, la higiene y el contenido de fluoruros, los distintos gradientes de sustancias químicas, y las condiciones de oxigenación, entre otros.

La adaptación a los cambios en el interior de la biopelícula incluye la regulación de una amplia cantidad de genes; entonces los microorganismos son capaces de optimizar sus propiedades fenotípicas a un medio ambiente particular.

La formación de la biopelícula se produce en respuesta a las condiciones ambientales. Existen sistemas de fosfotransferencia(*two-component systems*) que transmiten la señal ambiental al interior de la bacteria para adecuar la expresión de genes a la nueva situación ambiental.

El equilibrio fisiológico entre las piezas dentales y la biopelícula puede alterarse dependiendo de las características del medio bucal. El pH bajo, causado por la fermentación de los carbohidratos, selecciona la población de cepas acidógenas y acidúricas tales como los estreptococos del grupo *mutans* (*S.mutans*, *S. sobrinus* y lactobacilos). Las bacterias en el interior de la biopelícula son metabólicamente activas

y causan fluctuaciones del pH. Estas fluctuaciones pueden llevar a una pérdida de minerales de las piezas dentarias, cuando el pH desciende (<5,5) o ganancia de ellos, cuando el pH aumenta. Los resultados de estos procesos de desmineralización-rem mineralización pueden conducir a la disolución de los tejidos duros y a la formación de la lesión de caries (*Microbiología estomatológica. Fundamentos y guía práctica. 2009*).

El concepto actual de la biopelícula sitúa al *S.mutans* en un papel que no corresponde con el agente etiológico principal, sino que su aumento estaría relacionado con el cambio en el microambiente, producto de la enfermedad.

La progresión de la lesión de caries posee la capacidad de alterar el microambiente, modificando a su vez la biota local y la composición de la biopelícula; de este modo, se privilegia el desarrollo de taxones bacterianos acidogénicos y acidúricos.

Diversos autores consideran que la aparición del *S.mutans* es precedida generalmente por la proliferación de bacterias acidogénicas de diversos taxones.

Se ha descrito a la biopelícula como una estructura formada por dos matrices principales, a saber:

1. La capa salival o cutícula acelular adquirida.
2. La capa formada por microorganismos y polímeros extracelulares.

VI.2.3.- Cutícula acelular adquirida

La cutícula acelular adquirida se define como una biopelícula delgada, amorfa y electrodensa inmediatamente adyacente a la superficie de esmalte. El grosor varía de sitio en sitio, pero se ha estimado en un grosor de entre 1 a 2 μm .

VI.2.3.1.-Composición

Numerosos estudios muestran que la película adquirida del esmalte se forma en no más de dos horas en una superficie dental limpia. Ésta se denomina “cutícula temprana” o película temprana, carece de bacterias y sus productos están formados por proteínas y glucoproteínas. Esta película temprana muestra un alto contenido de treonina, serina y alanina, pero menos prolina que la saliva, lo que indica que se lleva a cabo una adsorción selectiva de los componentes salivales en la superficie dentaria.

En las cutículas las fosfoproteínas de la saliva participan en el proceso de remineralización-desmineralización, y así controlan la solubilidad de las superficies mineralizadas y previenen la formación del cálculo.

VI.2.4.-Mecanismo de formación

En la formación de la película interviene una combinación de fuerzas físico-iónicas, hidrófobas, de Vanderwaals y, además, se detecta fijación de hidrógeno entre la superficie dentaria y los componentes orgánicos e inorgánicos de la saliva.

El esmalte limpio tiene más grupos accesibles de fosfatos que iones de calcio. La adsorción de moléculas en esta superficie engloba la interacción de los grupos fosfato con los iones de calcio de la saliva para formar puentes de carga negativa (carboxilfosfato-sulfato y ácido siálico).

Algunos microorganismos, producen una enzima neuraminidasa que separa los residuos de ácido siálico terminal en la cutícula temprana y la saliva para exponer productos que actúan como receptores para la adhesión de proteínas fijadoras(adhesinas) de otros microorganismos a la superficie dental.

Con el tiempo la película temprana sufre modificaciones y se transforma en una película tardía en la que se asocian componentes de la saliva, productos bacterianos y exudado gingival (*Microbiología Estomatológica. Fundamentos y guía práctica 2da edición 2009*).

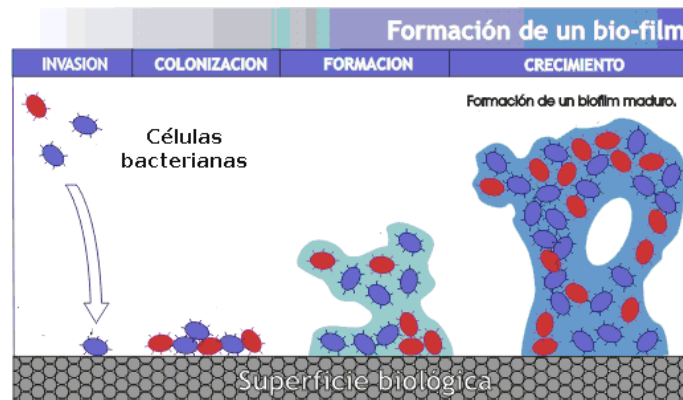


Figura 1: Diagrama representativo de formación de biofilm en una superficie biológica. Comienzan con la invasión de células bacterianas en la superficie biológica, posteriormente realizan la colonización en una superficie biológica formando el biofilm inicial que posteriormente crece y se madura (Sitio web:<http://ipnperio1.wordpress.com/sistema-ecologico-bucal/etapas-de-formacion-de-la-placa-dental/>).

VI.2.5.- Capa Formada Por Microorganismos Y Polímeros Extracelulares.

Son varias las fases que se tienen en cuenta para la formación de la biopelícula de placa dental cariogénica, a saber:

VI.2.5.1.- Colonización primaria:

Una vez establecida la película adquirida comienzan a depositarse las primeras poblaciones bacterianas. Este biofilm suele estar compuesto por unas 20-30 especies bacterianas distintas. Mientras el resto de los factores se mantienen constantes, las bacterias de la biopelícula se encuentran en equilibrio; Caso contrario se produce un desequilibrio (consumo de azúcares, bajo pH, mala higiene bucal) en la población bacteriana y se favorece el desarrollo de especies que estaban en bajo número (*S.mutans* y lactobacilos).

Colonizadores iniciales presentes en mayores proporciones: *Streptococcus* y *actinomyce*.

Streptococcus: *S.sanguinis*, *S.oralis* y *S.mitis*.

En menores proporciones: S.mutans y *S. gordonii*.

Actinomyces: *A. naeslundii* y *A. viscosus*.

Los mecanismos que interviene en la adhesión a la película adquirida son interacciones fisicoquímicas que comprenden:

- Un mecanismo reversible: mediante fuerzas de Vanderwaals e interacciones hidrofóbicas(*S.sanguinis*, *Actinomyces viscosus*, *A. naeslundii*, *S.mutans*)
- Un mecanismo irreversible: es el mecanismo de adhesión a la película adquirida donde participan las adhesinas microbianas y los receptores del huésped.

Se han propuesto varios mecanismos para explicar la adhesión selectiva de las bacterias sobre la película nueva o sobre la biopelícula formada con anterioridad, la existencia de cargas y el hecho de actuar como puentes entre la película y las bacterias.

Los componentes salivales absorbidos sirven como receptores para las proteínas de unión de *S.mutans*, mientras que las glucosiltransferasas (Gtf) y los glucanos adsorbidos refuerzan esa adherencia.

Un factor interesante son las defensas específicas del hospedador. Al estar presentes en la película anticuerpos naturales contra especies específicas realizarían uniones iniciales, selectivas, especialmente para receptores del *S.mutans*.

También se han descrito proteasas específicas producidas por *S.sanguinis* que inhibirían las acciones antiadherentes de las IgA.

VI.2.6.- Colonización secundaria: agregación interbacteriana

La biopelícula sufre modificaciones estructurales y aumenta en grosor y complejidad. En esta etapa se producen fenómenos de coadhesión interbacteriana intraespecífica e intergenérica.

VI.2.6.1.-Coadhesión intraespecífica:

- A través de los constituyentes de la saliva: *S.sanguinis*, *S.oralis*, *A. naeslundii*.
- A través de los PEC (mutanos): *S.mutans* y *A. naeslundii*.

VI.2.6.2.- Coadhesión intergenérica:

- A través de los constituyentes de la superficie de las bacterias de diferentes géneros y especies asociados a fimbrias o fibrillas. Tal el caso de la agregación

entre *A.naeslundii* y *estreptococos* orales, como *S.gorgonii*, *S.mitis* y *S.mutans*(Microbiología Estomatológica. Fundamentos y guía práctica 2da edición 2009).

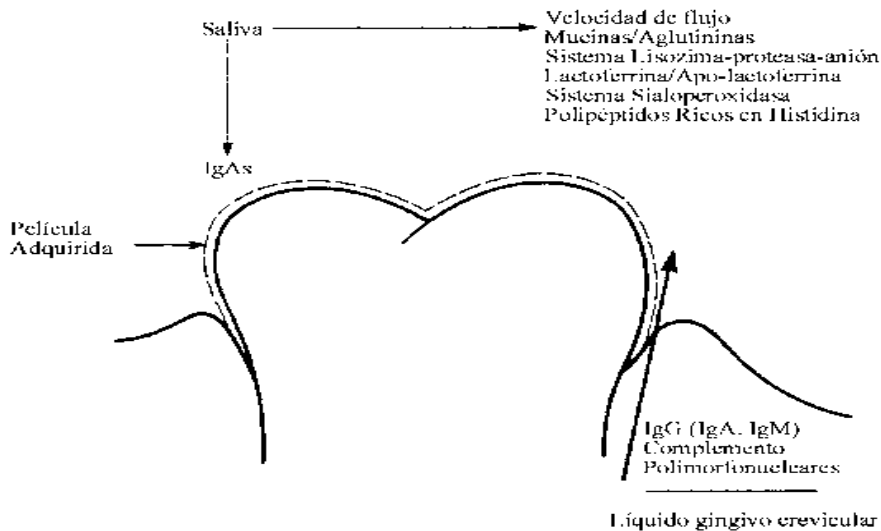


Fig.2.- Película adquirida formada por diferentes tipos de bacterias que se encuentran en la saliva, colonizando la superficie del diente, sitio web:<http://www.breathdoc.com/articles/biofilm.html>

VI.3.-Acondicionamiento de la superficie

La placa dental se forma a través de una secuencia ordenada de eventos siendo el resultado de comunidades ricas en especies microbianas, estas bacterias metabolizan los hidratos de carbono y producen ácido que a su vez conducen a la desmineralización del esmalte dental; el conocimiento de los mecanismos de fijación de bacterias y la Coadhesión podría lugar a estrategias para controlar el patrón de formación del biofilm. La prevención requiere minimizar la frecuencia de la ingestión de

alimentos y bebidas de carbohidratos simples, medida de higiene regular, el uso de hilo dental y la aplicación tópica de flúor para la eliminación de la placa, sin embargo hay personas que son más susceptibles(Slayton *et al.*, 2006).

Sukontapatiparky cols., en el 2001 publicaron un artículo en el *European Journal of Orthodontics* donde se realizó un estudio acerca de la colonización bacteriana asociada con aparatos ortodónticos fijos con microscopía electrónica de barrido, el exceso de compuestos y el examen bucal revelaron que la placa madura estaba presente en exceso de resina a las 2 a 3 semanas después de la unión, mientras que la placa en la superficie del esmalte gingival estaba todavía en una etapa temprana de desarrollo.

Los resultados demostraron que el exceso de resina alrededor de la base del soporte es el sitio crítico para la acumulación de placa debido a su superficie áspera y la presencia de un hueco distinto en la interfase compuesto-esmalte. El método de la ligadura no parece influir en los morfotipos bacterianos en las superficies de ambos compuestos y esmalte; La placa dental se define como una comunidad microbiana compleja encontrada en las superficies dentales, embebidas en una matriz de polímero de origen bacteriano y de acogida, que alberga la microflora residente más diversa asociado con los seres humanos(Sukontapatipark *et al.*, 2001).

La formación de estas comunidades sésiles y su resistencia inherente a los agentes antimicrobianos están en la raíz de muchas infecciones bacterianas persistentes y crónicas. Los estudios acerca del biofilm han revelado grupos diferenciados y estructurados de células con propiedades de la comunidad. Los recientes avances en nuestra actualidad sobre las bases genéticas y moleculares del comportamiento de la

comunidad bacteriana nos pueden proporcionar un medio terapéutico para el control de infecciones (Costerton *et al.*, 1999).

Los biofilms son únicos para el entorno en que viven, con los cambios en las condiciones de cultivo, tales como la morfología de la superficie colonizadora, rugosidad de la superficie, y la disponibilidad de oxígeno o sustrato en última instancia, dictando la flora de composición, sus interacciones, así como la matriz de invertir la biopelícula (Stodley *et al.*, 1999).

La formación de biofilm en los materiales y superficies ha sido claramente documentada en un esfuerzo para entender aún más el impacto y las implicaciones de la introducción de aparatos en la boca. Estos incluyen diversos materiales que se encuentran en los sistemas de ortodoncia, tales como cerámica y soportes de acero inoxidable el titanio mini-implantes de anclaje o arcos de alambre de níquel-titanio (Chinet *et al.*, 2007).

Etapas del crecimiento

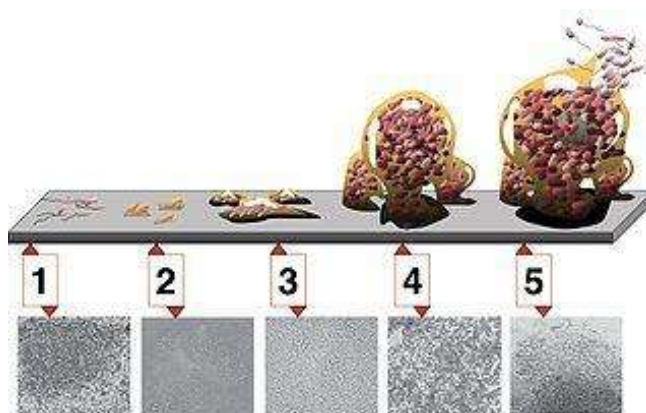


Fig3.- Etapas de crecimiento del biofilm; Se han propuesto 5 etapas para la formación de biopelículas. En la primera y segunda etapa, las células planctónicas presentan una

asociación leve y débil al sustrato seguida por una fuerte adhesión. La tercera y cuarta etapa se caracteriza por la agregación celular en microcolonias seguido por la maduración de la biopelícula. En la quinta y última etapa, las células que conforman la biopelícula se desprenden de la colonia y retornan a la vida planctónica transitoriamente y se dispersan. (Este archivo fue publicado en una biblioteca pública de la revista Science, sitio web: <http://es.wikipedia.org/wiki/Archivo:Biofilm.jpg>)

VI.4.- Descalcificación dental

Varios ácidos se forman durante el ataque microbiano y la aparatología ortodóncica en el ambiente oral. El biofilm de la superficie dental conjuntamente con el resto de la comida y los productos metabólicos producidos en el ambiente oral provocan un proceso de glicólisis en donde se desprenden dióxido de carbono (CO₂). Generalmente este proceso químico-orgánico conjuntamente con la fermentación de los azúcares producen ácidos orgánicos, alcoholes y CO₂. El efecto quimiorgánico en condiciones anaeróbicas con presencia de sulfatos y placa bacteriana producen un intercambio molecular con los iones ferrosos y los ácidos sulfúricos que hacen que se reduzca el pH desarrollándose así la corrosión de los metales y consecuentemente la descalcificación dental (Christopher *et al.*, 2004).

VI.5.-Grabado del esmalte

La técnica de grabado del esmalte con ácido fué introducida por Buonocore en 1955 al campo odontológico y ha tenido una diversidad de aplicaciones tanto en odontología

preventiva como operatoria dental, Newman en 1965 la utilizó con la finalidad de adherir aparatos ortodóncicos al esmalte(Wolfgang, 1995).

A partir del estudio del Dr.Silverstone en 1974 se categorizaron los tipos de grabado ácido reconocibles luego de la aplicación de ácidos en diferentes soluciones y concentraciones sobre la superficie dentaria. Los resultados obtenidos revelaron que una solución al 30% producía el mejor condicionamiento para la adhesión. Se ha comunicado que un grabado de 20 segundos con posterior lavado durante igual lapso parece ser el procedimiento más recomendable (Stephen, 1982) se ha comprobado que aunque el esmalte grabado aumente su solubilidad hasta alcanzar la remineralización que reduce la solubilidad en ácidos a las 24 horas de exposición a la saliva entera se produce la remineralización que reduce la solubilidad hasta alcanzar los niveles del esmalte sano (Barrancos, 2004).

Los estudios realizados in vitro e in vivo han demostrado que la exposición del esmalte grabado a la saliva entera durante un segundo o más forma una cubierta superficial tenaz sobre la superficie grabada que no se remueve con el lavado. Este hecho, trasladado a la situación clínica, determina que en caso de producirse contaminación con la saliva deba repetirse la fase de grabado antes de la aplicación de la resina (Kastendieck y Silverstone, 1979; Barrancos, 2004).

Los estudios realizados sobre grabado de dientes primarios han revelado la necesidad de prolongar el tiempo del grabado a 60 segundos debido a la existencia de áreas superciliares de esmalte aprismático o con diferente orientación de los prismas, distribuidas al azar que no responden a los modelos de grabado que permiten la

microadhesión. Las áreas subyacentes resultan eficazmente grabadas si el tiempo se prolonga al doble (Ripa,1986).

VI.6.- Adhesión

De acuerdo con La Real Academia de la Lengua Española este término lo definen como fuerza de atracción que mantiene unidas moléculas de distinta especie química.

La adhesión de bracket al esmalte dental es un procedimiento común desde hace cuatro décadas, sin embargo a pesar de los grandes adelantos los sistemas de adhesión han presentado un problema ortodóncico común que es la falla del enlace entre el bracket y la estructura dental, varios factores pueden contribuir a la posibilidad de una fractura del enlace entre el bracket y el diente incluyendo la habilidad del profesional durante el proceso de adhesión, el comportamiento, la colaboración del paciente, la calidad del esmalte, las características químicas de la resina y el material de fabricación del bracket (Bayona et al., 2010).

VI.6.1.- Criterios de adhesión

Tensión superficial y energía superficial: Todos los átomos que se encuentran en el seno de un cuerpo están en equilibrio, estos se encuentran atraídos por fuerzas iguales en todas las direcciones, sin embargo los átomos que quedan en la superficie experimentan fuerzas no equilibradas que mantienen una energía no contrarrestada, que en los líquidos se llama Tensión Superficial y en los sólidos energía superficial (García y Kessler, 1997).

Humectancia: Es la capacidad para mojar y depende de las energías superficiales, la tensión superficial tiende a mantener el líquido como gota y la energía superficial a

extenderla. Para un mismo sólido, los líquidos de distinta tensión superficial producen distintos ángulos de contacto siendo 0 el ángulo que daría la humectabilidad perfecta, más conocido como energía superficial crítica del sólido (Plasencia, 1977).

Capilaridad: Cuando un líquido se pone en contacto con un tubo, tiende a introducirse en él, este factor también depende de la tensión superficial, cuanto menor sea más tendencia a introducirse (García y Kessler , 1997).

VI.7.- Hipoclorito de sodio

NaOCl, es una sal formada de la unión de dos compuestos químicos, el ácido hipocloros y el hidróxido de sodio que presentan como características principales sus propiedades oxidantes.

La Asociación Americana de Endodoncistas lo ha definido como líquido claro, pálido , verde amarillento, extremadamente alcalino y con fuerte olor clorino, que presenta una acción disolvente sobre el tejido necrótico y restos orgánicos , además de que es un potente agente antimicrobiano.

En 1936 Walker recomendó el uso de NaOCl como irrigante durante la terapia endodóntica; Desde hace más de una década distintos autores recomiendan el uso de solución de clorhexidina al 2%- ácido cítrico 10%.

Grossman, sugirió la utilización alterna de solución de NaOCl al 5.25% y peróxido de hidrógeno al 3% durante la preparación radicular.

Spangberg y colaboradores encontraron que concentraciones superiores al 0.5% de NaOCl podrían ser citotóxicas y propusieron diluirlo al 1%.

El uso de NaOCl en el área de Endodoncia pretende eliminar la capa residual compuesta de restos orgánicos e inorgánicos, incluyendo microorganismos que podrían permanecer en el interior y ser causa de reagudización, ya que la eliminación de estos restos mejoran la obturación y permite la penetración del material en los túbulos dentarios abiertos. Su pH es alcalino 11.8(Lahound y Galvéz, 2006).

VI.7.1.- Propiedades del Hipoclorito de Sodio (NaOCl).

- Debridamiento, la irrigación con Hipoclorito de Sodio expulsa los detritos generados por la preparación biomecánica de los conductos.
- Lubricación, humedece las paredes del conducto radicular favoreciendo la acción de los instrumentos.
- Por ser un agente antimicrobiano eficaz, destruye y elimina todos los microorganismos de los conductos radiculares, incluyendo virus y bacterias que se forman por esporas.
- Disolución de tejidos, es el disolvente más eficaz del tejido pulpar. Una pulpa puede ser disuelta entre 20 minutos a 2 horas. La eficacia de la disolución del Hipoclorito de Sodio depende de la integridad estructural de los componentes del tejido conjuntivo de la pulpa. Si la pulpa está descompuesta, los restos de tejido se disuelven rápidamente, si está vital hay poca degradación estructural, el Hipoclorito de Sodio necesita más tiempo para disolver los restos.

El Hipoclorito de Sodio reacciona con los residuos orgánicos en el conducto radicular y de esta forma facilita la limpieza, esta reacción inactiva químicamente y aumenta su capacidad antibacteriana a una concentración de 5.25% (Harrison,1981).

VI.7.2.- Grado de pureza

El Hipoclorito de acuerdo a su pureza química se clasifica de acuerdo a su porcentaje diferencial en menos puros (1-96%) y más puros (96-100%) que tienen apenas trazas de contaminantes por lo tanto no es recomendable usar cloros caseros o domésticos para irrigación durante el tratamiento de conductos .La capacidad de penetración del Hipoclorito de Sodio está relacionado con su concentración, cuando se encuentren al 1% puede penetrar 100 micras a los canalículos dentinarios al 0.5% penetra 220 micras y al 5.255 penetra 350 micras (Mérida , 1999).

El Clorox® tiene 60% de pureza y se incluye entre los Hipocloritos de uso industrial y es recomendable para la terapia endodóntica (Mérida, 1999).

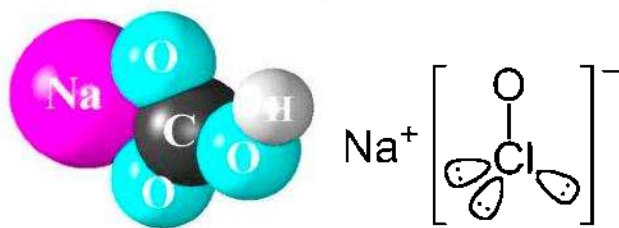


Fig4.- Estructura química del Hipoclorito de Sodio. Cloruro de Sodio y Oxígeno, sitio web: <http://es.wikipedia.org/wiki/hiposodio.jpg> .

Enfatizando en las investigaciones de adhesión al esmalte se encontraron autores como Keiser y cols., que estudiaron la unión entre el esmalte, resina y bracket, tratando

de determinar cuál interface era la más débil y por lo tanto la responsable de la falla de la unión del bracket a la estructura dental; estos autores encontraron que la interface esmalte-resina era más fuerte que la interface resina-bracket, siendo esta última la responsable en la mayoría de los casos, la causa del fracaso en la adhesión entre el diente y el bracket(Keiser *et al*, 2002).

Cuando se compara la técnica clásica de adhesión en procedimientos odontológicos, se han realizado estudios en los que se valoran dientes con amelogenesis imperfecta los cuales al ser pre-tratados con la aplicación de solución de hipoclorito de sodio al 5% presenta un incremento en la fuerza de adhesión (Mooney, 2006).

VI.8.- Barnices de flúor y soluciones antimicrobianas

Estudios recientes donde se evalúa la filtración, la microfiltración que se define como el paso indetectable clínicamente de bacterias, fluidos o iones entre la cavidad y el material aplicado, causada durante la polimerización se produce en espacios entre la resina y la superficie del esmalte que facilitan la formación de manchas blancas; Por nanofiltración, se produce cuando no se aprecian los espacios y permite el paso de agua y pequeñas moléculas que podrían ser los ácidos producidos por las bacterias causantes de la descalcificación (De Munck *et al.*, 2005).

Cuando una superficie del esmalte se mantiene porosa existe mucha posibilidad de que esta lesión sea reversible; esta recalcificación muchas veces ocurre espontáneamente por la combinación de la acción de los minerales de la saliva y el flúor o por procedimientos terapéuticos.

La aparición de lesiones blancas y opacas en la superficie del esmalte es compatible a la desmineralización que trae como resultado una porosidad y cambios en las

propiedades del esmalte. La porosidad del esmalte usualmente tiene la apariencia de un blanco tiza y se asocia a una erosión de la superficie misma. Las lesiones aparecen después de la pérdida de minerales que en combinación con la presencia de la placa dental y el pH salival ácido imposibilitan que el medio ambiente bucal pueda reparar las lesiones y los cambios fluctuantes, ya que el pH están directamente relacionados en la difusión del calcio y los iones de fosfato fuera del esmalte (Ashokjena y RituDuggal, 2006)

Los primeros signos de desmineralización se presentan en el primer mes de haber iniciado con el tratamiento de ortodoncia, pero en algunos casos se podrían observar cuando se secan las superficies dentales próximas a los brackets y la cantidad de desmineralización total se incrementa durante el curso del tratamiento, a lo largo del cual se encuentra el mayor número de lesiones en el esmalte en pacientes cuyo tratamiento se prolonga más de 24 meses (Lina M y Barrero D, 2005).

Los barnices de Flúor son un sistema seguro de liberación flúor en el diente, útil en el control de la progresión de caries favoreciendo la remineralización de la superficie del diente, los barnices son más efectivos cuando se utilizan en lesiones blancas incipientes en las cuales la superficie del esmalte está intacta aparentemente.

Aparentemente permite un buen control de caries, sobretodo en niños con problemas de desarrollo dental en pacientes con radiación de cabeza y cuello y en niños con medicación oral aplicada de manera crónica, pacientes con tratamiento de ortodoncia, pacientes con mal control de placa todos los mencionados anteriormente pueden beneficiarse también con la aplicación periódica de flúor.

Técnica de aplicación:

- Aislamiento del cuadrante donde se aplicará el barniz
- Colocación del barniz de acuerdo a las instrucciones del fabricante, normalmente es de 0.5-1 ml, para toda una dentición
- Aplicación del barniz en las superficies dentales mediante un pincel o torunda de algodón, evitando tocar tejidos blandos.
- Todo el proceso dura entre los 3 y 4 minutos por todo el cuadrante, y el paciente no debe de ingerir alimentos o bebidas en las primeras 2 horas después de haberse aplicado la sustancia.



Fig 5.- Aplicación tópica de Barniz de Flúor en cara vestibular de un incisivo central superior derecho. Sitioweb:<http://odontorural.wordpress.com/2010/03/08/%C2%BFque-es-el-barniz-fluorado/> .

Quando la dentina se ha grabado, enjuagado y secado demasiado, la resistencia de la unión y el potencial del sellado de los sistemas de adhesivos funcionan mejor con **Aqua –Prep F** ya que contiene flúor sin correr el riesgo de no obtener un resultado

adecuado, ya que contiene Flúor de sodio y no permite que colapse las fibras de colágeno; por lo tanto hay una mejor penetración de la imprimación de la resina, además que contiene HEMA (hidroxietilmetacrilato) que es un agente humectante.

Duraphat®: contiene fluoruro de sodio al 5% en base viscosa de colofonia (resina derivada de resina de pino), permite su uso como agente desensibilizante en dientes hipersensibles, la base de resina es una suspensión alcohólica que cuando se aplica en la superficie del diente y se evapora el componente volátil, proporcionando una capa de barniz rica en fluoruro adherida a la superficie.

Indicaciones:

1. En el tratamiento de hipersensibilidad: partículas globulares ricas en fluoruro de calcio, se acumulan en la superficie de los dientes formando una capa densa, obturando los túbulos dentarios
2. En el tratamiento de caries :
 - Después de la aplicación de Duraphat se forma inmediatamente un reservorio de fluoruro de calcio en la superficie del esmalte en forma de unos pequeños glóbulos
 - Durante un desafío cariogénico los iones de flúor son liberados del reservorio de fluoruro de calcio, favoreciendo la remineralización.
 - Después del desafío cariogénico, la lesión es cubierta con fluorapatita. El Fluoruro de calcio restante hace como un depósito controlado de pH, listo para un ataque ácido subsecuente, proporcionando meses de protección activa.

Aplicaciones:

- **Post- intervención:** Protección después del tratamiento, pulido y condicionamiento ácido, aplicación de sellantes de fisuras y protección contra la caries secundaria y alrededor de las restauraciones.
- **Ortodoncia y prótesis: Protección** después de la remoción de puentes, brackets y otros dispositivos; Protección contra caries secundarias alrededor del bracket, coronas y puentes; Tratamiento de márgenes sensibles de coronas protección después de la preparación para nuevas coronas.

Beneficios:

- El barniz con mayor concentración de flúor disponible
- Una única aplicación puede aumentar el flúor total de esmalte hasta un 77%
- Desensibilizante comprobado tanto para el dolor térmico como táctil
- Se fija rápidamente en la presencia de saliva y no es necesario secar o esperar.
- Menos tiempo en el consultorio que otros tratamiento convencionales
- La coloración del producto permite un control visual
- Sabor agradable
- Rinde hasta 50 bocas (250 dientes individuales)

Duraflor®: fluoruro de sodio al 5% y xilitol en suspensión alcohólica de resinas naturales, 22.6mg F/ml. El xilitol hace que tenga un sabor más aceptado por el paciente, con menor viscosidad que el Duraphat.

Cavity Shield®: Fluoruro al 5% en base de resina. 1ml de barniz contiene 50 mg de NaF(Valoria, 2001).

VI.9.- Remineralización

La remineralización es un proceso de precipitar calcio, fosfato y otros iones en la superficie o dentro del esmalte parcialmente desmineralizado. Los iones pueden proceder de la disolución del tejido mineralizado, de una fuente externa o una combinación de ambos.

Es el proceso mediante el cual se depositan minerales en la estructura dentaria, que ocurre bajo un pH neutro, condición por la cual, los minerales presentes en los fluidos bucales se precipitan en los defectos del esmalte desmineralizado.

Se ha considerado a la remineralización como una reposición de minerales después de que ha ocurrido pérdida de ellos, de tal manera que es posible la remineralización de lesiones cariosas superficiales. La mayor parte del material que se deposita en el interior de la lesión es hidroxiapatita con una pequeña proporción de fluoruro de calcio (CaF_2); de lo anterior se puede concluir que las lesiones blancas son reversibles si la superficie externa de la lesión se mantiene intacta, la resistencia a la cavitación en la zona de inicio de la lesión es importante, ya que aumenta la resistencia del esmalte, disminuyendo la probabilidad de la lesión cariosa.

En el mecanismo por el cual se depositan los minerales durante el proceso de remineralización, la deposición inicial de los minerales ocurre, en o cerca de la capa externa de la lesión. El compuesto mineral que se deposita inicialmente es una forma soluble, al transcurrir el tiempo los minerales son transferidos dentro de la lesión y

eventualmente depositados en forma de compuestos insolubles, en la parte más profunda del cuerpo de la lesión (Monterde *et al.*, 2002)

Cuando una lesión cariosa artificial se sumerge en una solución que contenga iones minerales, cationes transportadores y flúor, ocurre una rápida remineralización de la parte afectada.

La presencia de los iones flúor en los fluidos bucales, aún en concentraciones bajas, es necesaria para obtener una protección contra la caries, una continua elevación y disminución en la concentración del fluoruro, puede ser una ventaja en la capacidad anticariogénica del flúor.

La remineralización completa de la superficie, impide la formación de cristales en las microcavidades más profundas; dando como resultado una superficie hipermineralizada de esmalte, que retarda el efecto cariogénico transitorio y mantiene el potencial de remineralización de la unidad estructural (Monterde *et al.*, 2002).



Figura 6.- Lesión presentada por desmineralización durante tratamiento de ortodoncia en caras vestibulares del segmento anterior derecho superior e inferior, sitio web: <https://www.google.com.mx/search?q=desmineralizaci%C3%B3n+del+esmalte> .

VI.9.1.- Descripción de las zonas histológicas de la desmineralización

Zona traslúcida: Es el frente de avance de la lesión, separándola del esmalte normal, situada por debajo de la zona oscura. El esmalte se observa menos estructurado y tiene 1.2% de pérdida mineral por unidad de volumen; indicando la presencia del 1% de espacios en lugar del 0.1% en el esmalte intacto. Las principales diferencias con el esmalte normal son aumento en la concentración de flúor, disminución promedio de 12% en magnesio y una pérdida más variable de carbonato.

Zona oscura: Aparece como una banda, extendiéndose sobre toda la superficie profunda del cuerpo de la lesión, en forma de una zona opaca y densa en la cual se observa poca estructura, en ocasiones se identifica dentro de la superficie del esmalte normalmente transparente. Se crean del 2 al 4% de espacios o poros, observándose una disolución por los ácidos en los cristales; con una pérdida mineral del 6% por unidad de volumen y una zona positivamente birrefringente a la luz polarizada

Cuerpo de la lesión: Es la zona de mayor desmineralización y destrucción cristalina, hay una pérdida mineral por unidad de volumen del 24%, con aumento de la cantidad de materia orgánica, es negativamente birrefringente. Los prismas del esmalte aparecen estriados y las estrías de Retzius están incrementadas, así como los espacios intercristalinos, espacios interprismáticos donde los cristales aumentan su tamaño, son más electrodensos y porosos en la superficie.

Capa superficial: Aparece cubierta con una multitud de agujeros diminutos como un panal de abejas. Tiene un espesor aproximado de 30 micras sobre un área radiolúcida creciente, los agentes desmineralizadores se difunden a través de una capa externa de

menor solubilidad, en uno o más puntos microscópicos de entrada. Se ha sugerido que son rupturas en la cutícula del esmalte, intersticios entre los tubos del esmalte y estrías no selladas de Retzius.

La pérdida de mineral es de 9.9% por unidad de volumen, pues existe una reprecipitación del material disuelto en una etapa temprana de la misma lesión.

Defecto cavitario: Cuando la capa superficial del esmalte se fractura microscópicamente, se produce una cavitación; con diferente extensión, grosor y profundidad.

Por lo que las bacterias con la saliva se introducen al esmalte y dentina, alterando la estructura cristalina, pero no son detectables clínicamente sino por medio radiográfico.

VII.- ANTECEDENTES ESPECÍFICOS

Antecedentes Específicos

Roberto Justus mencionó que la desproteínización del esmalte con Clorox® (Hipoclorito de Sodio al 5.25%), antes de grabar, aumenta la adhesión disminuyendo la frecuencia del desprendimiento accidental de brackets, tanto con resina compuesta como con RMGI (resinmodified-glassinomer) (Justus, 2010).

Comúnmente se encuentra la presentación en una concentración del 5 al 5.25%; ya que esta concentración es capaz de actuar como agente bactericida y bacteriostático eliminando las proteínas desnaturalizadas por medio de un proceso de desproteínización logrando así generar la aparición de canales tridimensionales para que un adhesivo sea capaz de quedar retenido y dar lugar a una adhesión óptima (Miller y Castellanos,2001).

En el 2011 Traslaviña y colaboradores mencionaron la utilización de NaOCl al 5.2% durante 60 segundos para las desproteínización y posteriormente la colocación de selladores teniendo como resultado que en un periodo de 6 meses obtuvo mayor retención total que la técnica convencional.

En el 2008 se realizó una investigación por Espinosa y colaboradores acerca del efecto del NaOCl en el esmalte tratados con hipoclorito al 5.25% con sistemas auto grabadores , se tomaron muestras que fueron tratadas con hipoclorito al 5.25% con sistemas auto grabadores y de grabado total aplicándolo sobre la superficie del esmalte durante 60 segundos llegando previo al grabado con ácido fosfórico llegando a la conclusión que las características topográficas de irregularidades y micro retenciones vistas en microscopio electrónico aumentan para ambos lo que sugiere que la superficie retentiva de esmalte es mayor y con mejor sellado marginal , en el proceso de adhesión. Además todas las superficies se ven más homogéneas entre si cuando el esmalte es tratado con NaOCl.

En este artículo que publicaron Espinosa y colaboradores en el 2008, concluyeron que la desproteización del esmalte como procedimiento previo al grabado con ácido es un elemento fundamental para lograr que el ácido fosfórico ejerza su acción sobre la superficie del esmalte a tratar, aumentando así la superficie grabada del esmalte en forma retentiva con la posibilidad de obtener mayor retención y sellado marginal (Bayona, 2010).

Barbieri y colaboradores realizaron un estudio en el 2004 sobre el efecto del gel de hipoclorito de sodio al 10% durante 60 segundos sobre la superficie de dentina después de la aplicación del ácido fosfórico y previo a la aplicación de primers con el objetivo de evaluar la fuerza adhesiva.

Del esmalte a la dentina se encuentra en la estructura dentinaria una gran diferencia ya que la presencia de la zona orgánica rica en colágeno ha sido determinada como

un factor importante para dar lugar a un óptima retención micromecánica al interactuar con la resina adhesiva (Nakabayashi, 1982).

Barberi en el 2004, realizó un estudio donde su conclusión fue que la técnica adhesiva con desproteinización del NaOCl al 10% y desmineralización a pesar de mostrar resultados satisfactorios al aplicar un sistema adhesivo específico, es extremadamente sensible en cuanto a los distintos factores que pueden variar durante el desarrollo de la técnica, como por ejemplo la profundidad dentinaria, ya sea superficial o profunda. Estos factores determinantes, siendo sensibles pueden influenciar en el proceso y fuerzas adhesivas obtenidas (Barberiet *al.*, 2004).

En la Universidad de San Francisco de Quito en el 2011 se realizó un estudio sobre la evaluación al microscopio electrónico de barrido, de la influencia sobre la superficie de esmalte como procedimiento previo a la aplicación de dos diferentes tratamientos adhesivos; en el grupo 1 fueron tratadas con clorhexidina y ácido fosfórico al 37% por 15 segundos, respetando los parámetros de la práctica común mientras que por otra parte las muestras en el Grupo 2 fueron tratadas con ácido fosfórico manteniendo su misma concentración empleando hipoclorito de sodio al 5.25% durante 60 segundos; Dentro de los resultado destacó que la técnica de grabado utilizada dentro del Grupo 2 se observó un 62% total de superficie grabada mientras que en el Grupo 1 se presentó un 49% total de superficie grabada(Donosos , 2011).

En otro estudio se realizó para evaluar las características topográficas de la superficie del esmalte desproteinizado con NaOCl, posteriormente grabado con ácido fosfórico(H₃PO₄), en comparación con el uso del ácido fosfórico solo realizando el Análisis en el Microscopio Electrónico de Barrido(SEM). En el estudio se realizaron 2

grupos; grupo 1: la superficie del esmalte se grabó de manera convencional al 37% de gel de Ácido fosfórico durante 15 segundos. Grupo 2: se trató la superficie del esmalte con NaOCl al 5.25% durante 60 segundos y después el grabado con Ácido Fosfórico a la misma concentración (37%) durante 15 segundos. En los resultados se plasmó que los valores medio de grabado no presentaban diferencia significativa entre los dos grupos llegando a la Conclusión de que el uso del Ácido Fosfórico al 37% durante 15 segundos sigue siendo el mejor método para el tratamiento previo de esmalte (Ahuja *et al.*, 2012).

En un artículo se mencionó que uno de los principales razones por las que hay fallo de adhesión es la contaminación durante el proceso de adhesión, donde menciona que el ambiente oral son varias las contaminaciones que se pueden encontrar como por fluidos orales, donde incluirían plasma, saliva, agua, sangre y fluido crevicular. Se ha planteado la hipótesis de la posible re mineralización del esmalte grabado por parte de la saliva, del depósito de sustancias inorgánicas que se encuentran en la composición de dicha saliva.

Bishara y cols., en el 2005 tuvieron la misma inquietud donde en su investigación aplicaron desinfectante tras el grabado del esmalte y no se encontraron diferencias significativas en la fuerza adhesiva.

En 1997, Tan, Lew y Toh evaluaron la posible disminución de la fuerza de adhesión producida por la contaminación por aceite en la dieta, con y sin profilaxis previo al grabado donde no se encontraron diferencias significativas que pudieran sustentar esta hipótesis.

Se han realizado investigaciones para valorar el efecto acerca de la contaminación por saliva sobre el esmalte grabado, ya que la superficie en esta condición es propensa a la contaminación ya que el esmalte limpio y seco después del grabado es una superficie de alta energía y esta circunstancia facilita la diseminación de los fluidos orgánicos (Newman *et al.*, 1968).

En 1957 Koch y Petersson realizaron un estudio con Duraphat® como modo profiláctico de caries en 121 niños donde de manera significativa hubo menos incidencia de caries en el grupo al que se le colocó el barniz de flúor.

Los regímenes con fluoruro como los colutorios o geles con fluoruro de sodio han demostrado reducir o prevenir las manchas blancas en pacientes con ortodoncia, diferentes estudios muestran que el uso de gel con fluoruro con alta potencia muestra una mejoría mayor en la prevención de la desmineralización (Lina M y Barrero D, 2005).

La aplicación de barniz de flúor se incorpora fácilmente en un sistema existente de instrucción de higiene oral, estos barnices no dependen de la conformidad del paciente para determinar su eficacia en la reducción de descalcificación (S. Boyman, 2000).

El riesgo de la desmineralización del esmalte durante el tratamiento de ortodoncia puede ser prevenida eliminando la presencia de placa dental mediante el mejoramiento de la higiene bucal o haciendo al esmalte más resistente al ataque microbiano mediante la aplicación tópica de flúor. Por lo que la aplicación de agentes con flúor es la principal arma para prevenir la desmineralización durante el tratamiento activo en ortodoncia. Se ha encontrado que el flúor no solo inhibe el desarrollo de las manchas blancas, sino que también reduce el tamaño de las mismas ofreciendo una

remineralización del esmalte durante el tratamiento de ortodoncia, el efecto cariostático del flúor se debe principalmente por la formación del fluoruro cálcico (Ashokjena y RituDuggal, 2006).

En el 2001, Sogaard aplicaron barnices de flúor y de clorhexidina antes y durante el tratamiento de ortodoncia con la intención de disminuir el número de manchas blancas que pueden encontrar tras un tratamiento de ortodoncia, para ellos crearon dos grupos cada uno correspondiente a las soluciones, donde encontraron que los barnices de antimicrobianos disminuyen de manera significativa el número de Streptococos Mutans, pero no se asoció a una disminución de las lesiones blancas en el esmalte. Al comparar con el grupo de Sólo flúor (Campoy Ferreret *al.*, 2007).

Los barnices de flúor por su efecto remineralizante y las soluciones antimicrobianas tienen una acción directa sobre las bacterias causantes de la desmineralización (Campoy et al., 2007).

El barniz de flúor puede ser aplicado como una medida preventiva antes de la cementación de la aparatología con la ventaja de no afectar la adhesión del bracket del diente, también puede ser aplicado alrededor de los brackets en las siguientes citas de control del efecto de la aparatología sobre todo cuando se observa pobre higiene oral del paciente para inhibir la progresión de cavidades o nueva formación de manchas blancas (Bergtran F y Twetman S. 1996).

VIII.JUSTIFICACIÓN

Justificación

Durante el tratamiento de ortodoncia es común la aparición de lesiones blancas, las cuales representan un inconveniente, como efecto colateral a la corrección de la maloclusión existen algunas consideraciones que se deben hacer al respecto para evitarlas. Si tenemos en consideración algunas de las propiedades principales del barniz de flúor el cual es un bactericida y bacterioestático que forma una película en la superficie del esmalte que permite una menor adhesión de bacterias evitando la formación de manchas blancas; otro método eficaz reportador por la literatura ortodóntica para prevenir la descalcificación es el hipoclorito de sodio al 5.25% el cual al ser un agente antimicrobiano elimina la capa residual compuesta de restos orgánicos e inorgánicos .

La necesidad de comprobar la eficacia de ambos agentes es de donde surge la inquietud por comprobar los efectos que presentan cada uno de los dos en el control bacteriano a nivel de la superficie del esmalte en el área circundante a la base de la aparatología ortodóntica que es en conjunto con la zona del cuello de las piezas dentarias las de mayor frecuencia de aparición de las manchas blancas.

IX.- OBJETIVOS

Objetivo General

Valorar la agregación bacteriana en la superficie del esmalte dental una vez que éste es tratado con dos agentes precondicionadores.

Objetivo Específico

1. Identificar morfológicamente las bacterias que se agregan a la superficie dentaria durante el tratamiento ortodóntico realizando precondicionamiento de la superficie adamantina con hipoclorito de sodio
2. Identificar morfológicamente las bacterias que se agregan a la superficie dentaria durante el tratamiento ortodóntico realizando precondicionamiento de la superficie adamantina con barniz de flúor.
3. Determinar cuál sistema de pre acondicionamiento entre el barniz de flúor y el hipoclorito de sodio tiene una mayor eficacia para evitar la agregación bacteriana que genera los procesos de descalcificación.

X.-HIPÓTESIS

Hipótesis

Hipótesis de trabajo

El uso de hipoclorito de sodio como preacondicionador presenta una menor agregación bacteriana sobre la superficie del esmalte dental que el barniz de flúor.

Hipótesis nula

No existe diferencia en la agregación bacteriana sobre la superficie del esmalte dental al utilizar hipoclorito de sodio como agente pre acondicionador o barniz de flúor utilizados en la técnica adhesiva para la fijación de aparatología fija en ortodoncia.

Hipótesis alternativa

El esmalte preacondicionado con hipoclorito de sodio o barniz de flúor presenta el mismo grado de agregación bacteriana.

Pregunta de investigación

¿Cuál de las dos sustancias pre-acondicionadoras es más eficaz para evitar la adherencia bacteriana en la superficie del esmalte?

XI.- MATERIALES Y MÉTODOS

Materiales y Métodos

Selección de piezas dentales:

En el presente estudio fueron utilizadas 8 piezas dentales de las cuales 7 fueron del estudio y 1 pieza de control.

Las piezas a estudiar se dividieron en 3 grupos:

Grupo 1: Pieza control; no se le colocó ninguna solución pre-acondicionadora ni grabado con ácido fosfórico, esta pieza posteriormente a la extracción fue lavada y colocada en solución fisiológica durante 24 horas, posteriormente se colocó en una gasa para eliminar el exceso de humedad durante 24 horas.

Grupo 2: 4 Piezas donde previo a la adhesión del bracket se colocó hipoclorito de sodio al 5.25% en la cara vestibular de la pieza durante 60 segundos después se lavó y secó la zona con la jeringa triple; Inmediatamente después se colocó el Transbond™ Plus Self Etching Primer, 3M Unitek (USA) frotándolo en la zona de la superficie del esmalte durante 4 segundos fue foto polimerizado durante 40 segundos, posteriormente se colocó el bracket con Adhesivo foto polimerizable Transbond™ Plus, 3M Unitek (USA) y se foto polimerizó durante 20 segundos por mesial y 20 segundos por distal del bracket.

Grupo 3: 3Piezas donde se colocó barniz de flúor al 5% Duraphat ® (Colgate-Palmolive USA) previo a la adhesión del bracket durante 60 segundos , posteriormente se colocó Transbond™ Plus Self Etching Primero se foto polimerizó durante 40 segundos se colocó el bracket con Adhesivo foto polimerizable Transbond™ Plus, 3M Unitek (USA) y se foto polimerizó durante 20 segundos por mesial y 20 segundos por distal del bracket

Procedimiento de selección de las piezas para extracción

Se dejaron las piezas con el bracket en boca durante un mes aproximadamente posteriormente se le indicó realizarse las extracciones utilizando solamente elevador recto para evitar el estrellamiento del esmalte limpiando la raíz con una gasa impregnada de hipoclorito de sodio y limpiando la corona con agua del grifo cayendo de la corona hacia la raíz durante 60segundos, se dejaron sobre una gasa para que perdiera la humedad durante 1 día entero. Ya una vez que las piezas estuvieron secas por completo con un disco de carburo se realizó un corte de la raíz para únicamente poder estudiar la corona

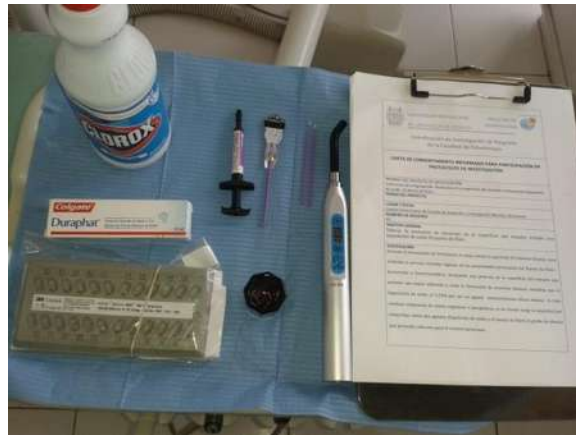
Posteriormente se colocaron en un recipiente por separado para identificar las piezas.

Observación bajo microscopia óptica endodóntica Global

Las piezas se colocaron en una Mufla de Yeso estandarizado y fijado con cera para llevar a microscopio Global aumentos 3 X(USA,1999) dónde se calibró él microscopio y observamos el esmalte del diente e identificando las lesiones de manchas blancas y se tomaron fotografías de cada uno de los aumentos (1.5x, 2.0x y 3x) como prueba piloto.

Observación bajo microscopia electrónico de barrido

Se llevaron las piezas al área de Metalurgia en Ciudad Universitaria de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo donde se sacó cita para poder utilizar el Microscopio Electrónico de Barrido (JEOL. JSM-6400, Japón), donde se dejaron un día antes para colocarles una capa fina de cobre para hacerlas electro conductoras (S150A SPUTTER COATER, ALEXANDER, Inglaterra) y poder tener magnificaciones de 100x, 500x , 1000x, 2000x, 3000x, 15000x.



- Figura 7.- Material utilizado para este proyecto; Hipoclorito de sodio al 5.25% (clorox®) Barniz de flúor al 5%(Duraphat ®, Colgate), Transbond™ Plus SelfEtching Primer, Adhesivo fotopolimerizable Transbond™ Plus, 3M Unitek (USA), godete, microbrushes, lámpara fotopolimerizable, consentimiento informado; Fuente propia.



- Figura 8.- Hipoclorito de Sodio al 5.25%, fuente propia



- Figura 9.- Aplicación tópica de Hipoclorito de sodio al 5.25% en la cara vestibular del Primer Premolar superior izquierdo, frotándolo en la superficie del esmalte; fuente propia.



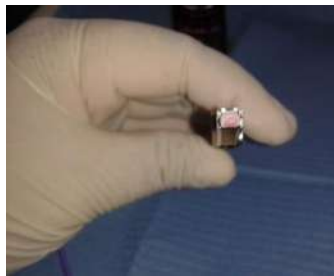
- Figura 10.- Aplicación tópica durante 60 segundos, después se lavó la zona y secó; fuente propia.



- Figura 11.- Aplicación Transbond™ Plus Self Etching Primer durante 4 segundos frotándolo en la superficie del esmalte donde es colocado el bracket; fuente propia.



- Figura. 12.- Fotocurado de la cara vestibular donde se aplicó el Transbond™ Plus Self Etching Primer durante 40 segundos; fuente propia.



- Figura.13.- Colocación del Adhesivo fotopolimerizable Transbond™ Plus, 3M Unitek (USA); fuente propia.



- Figura.14.- Fotocurado durante 20 segundos por mesial y 20 segundos por distal al bracket; fuente propia.



- Figura. 15.- Colocación del bracket en la pieza para el estudio, con prescripción ortodónica para extracción en las piezas Primer premolar superior derecho e izquierdo; fuente propia.



- Figura16.- Barniz de Flúor al 5%, Duraphat®Colgate; fuente propia.



- Figura 17.- Aplicación del barniz de flúor con microbrush; fuente propia.



- Figura 18.- Aplicación tópica durante 60 segundos; fuente propia.



- Figura 19.- Aplicación de Transbond™ Plus Self Etching Primer durante 4 segundos frotándolo en la superficie del esmalte donde es colocado el bracket; fuente propia.



- Figura 20.- Fotocurado durante 20 segundos por mesial y 20 segundos por distal al bracket; fuente propia.



- Figura 21.- Colocación del bracket en la pieza para el estudio, con prescripción ortodóncica para extracción en las piezas Primer premolar inferior derecho e izquierdo; fuente propia.



- Fiura 22.- Incisivo lateral superior derecho dónde se colocó de manera tópica Hipoclorito de Sodio previo a la adhesión del bracket; fuente propia.



- Figura 23.- Incisivo lateral superior izquierdo dónde se colocó de manera tópica Barniz de flúor previo a la adhesión del bracket; fuente propia.



- Figura 24.- Paciente 3, Aplicación tópica de Hipoclorito de sodio en el primer premolar inferior derecho previo a la adhesión del bracket; fuente propia.



- Figura 25.- Paciente 3, Aplicación tópica de Barniz de flúor en Incisivo lateral inferior izquierdo previo a la adhesión del bracket; fuente propia.

Pacientes	Barniz de flúor	Hipoclorito de Sodio
Paciente 1	Primeros premolares inferiores derecho e izquierdo	Primeros premolares superiores derecho e izquierdo
Paciente 2	Incisivo lateral superior izquierdo	Incisivo lateral superior derecho
Paciente 3	Incisivo lateral inferior izquierdo	Primer premolar inferior izquierdo

- Figura.26.- Tabla de relación de la colocación de los brackets; fuente propia.

Pacientes	Barniz de flúor	Hipoclorito de sodio
Paciente 2		Incisivo lateral superior derecho
Paciente 3	Incisivo lateral inferior izquierdo	

- Figura 27.- Tabla de relación de brackets tirados al mes de visita de control; fuente propia.

Fotografías tomadas con el microscopio Global de 3 aumentos como prueba piloto.



- Figura 28.- Imagen tomada con microscopio global aumento 1.5x .Incisivo lateral inferior derecho, aplicado Barniz de Flúor como precondicionamiento; fuente propia.



- Figura 29.- Imagen tomada con microscopio global aumento 2x .Incisivo lateral inferior derecho, aplicado Barniz de Flúor como precondicionamiento; fuente propia.



- Figura 30.- Imagen tomada con microscopio global aumento 3x .Incisivo lateral inferior derecho, aplicado Barniz de Flúor como precondicionamiento; fuente propia.

Colocación de la fina capa de cobre a las piezas por estudiar



Figura 31.- Momento de la metalización de las piezas para su estudio. ; fuente propia.



Figura 32.- Capa de cobre colocada durante la metalización para hacerlas electro conductoras. ; fuente propia.

PIEZAS QUE LLEGARON AL TÉRMINO DEL EXPERIMENTO

Figura 33.-Piezas con Hipoclorito de Sodio para el estudio; fuente propia.

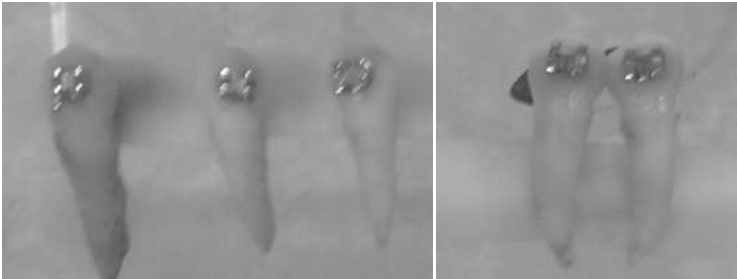
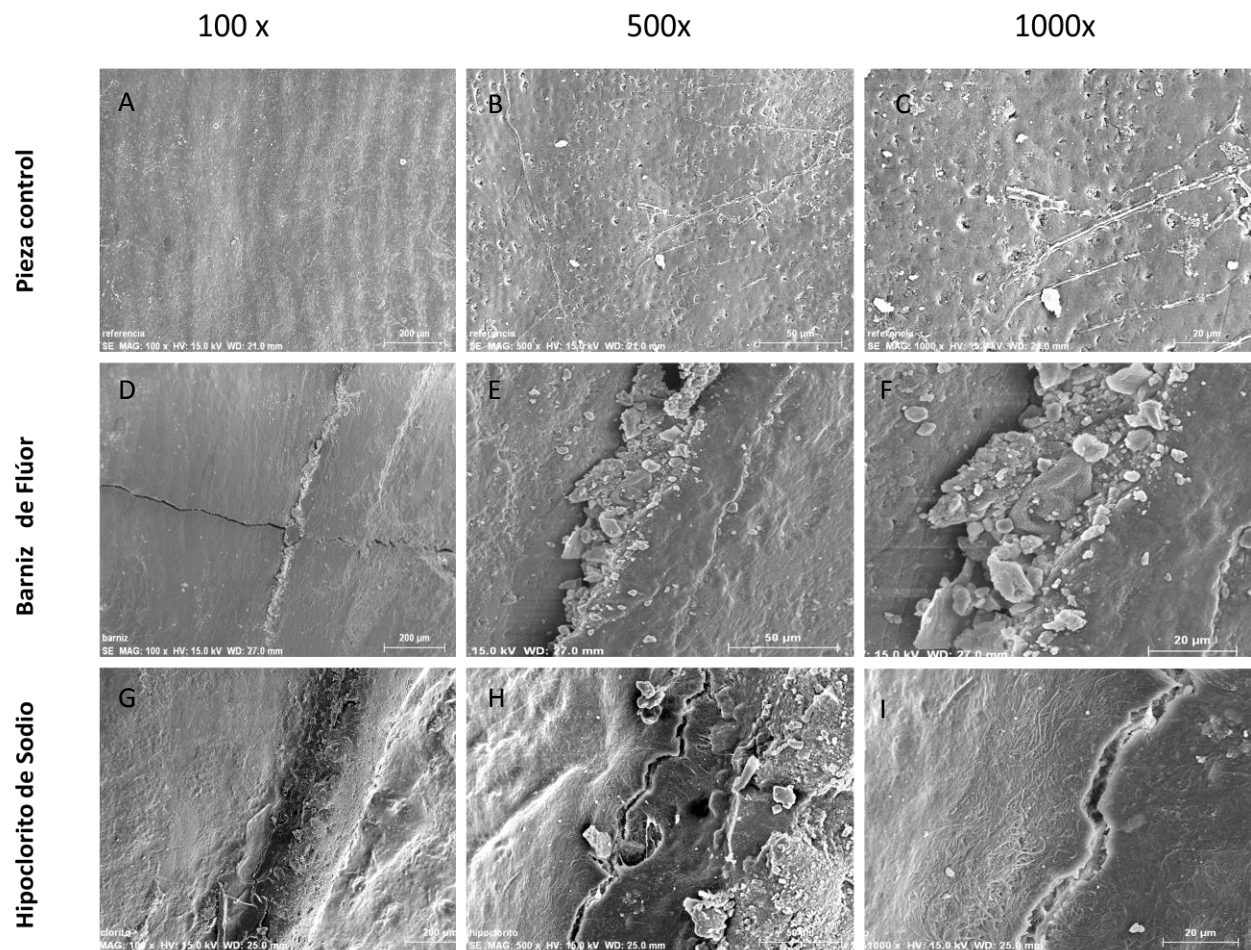
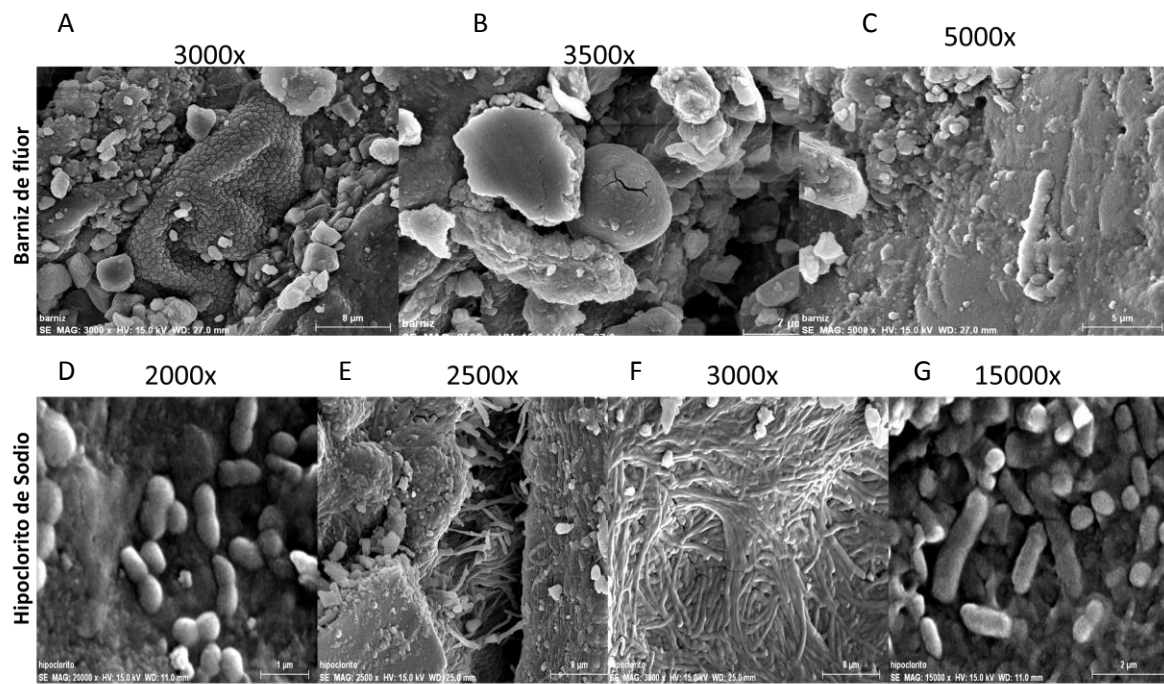


Figura 34.-Piezas con Barniz de Flúor para el estudio; fuente propia.

FOTOGRAFÍAS TOMADAS CON EL MICROSCOPIO ELECTRÓNICO DE BARRIDO

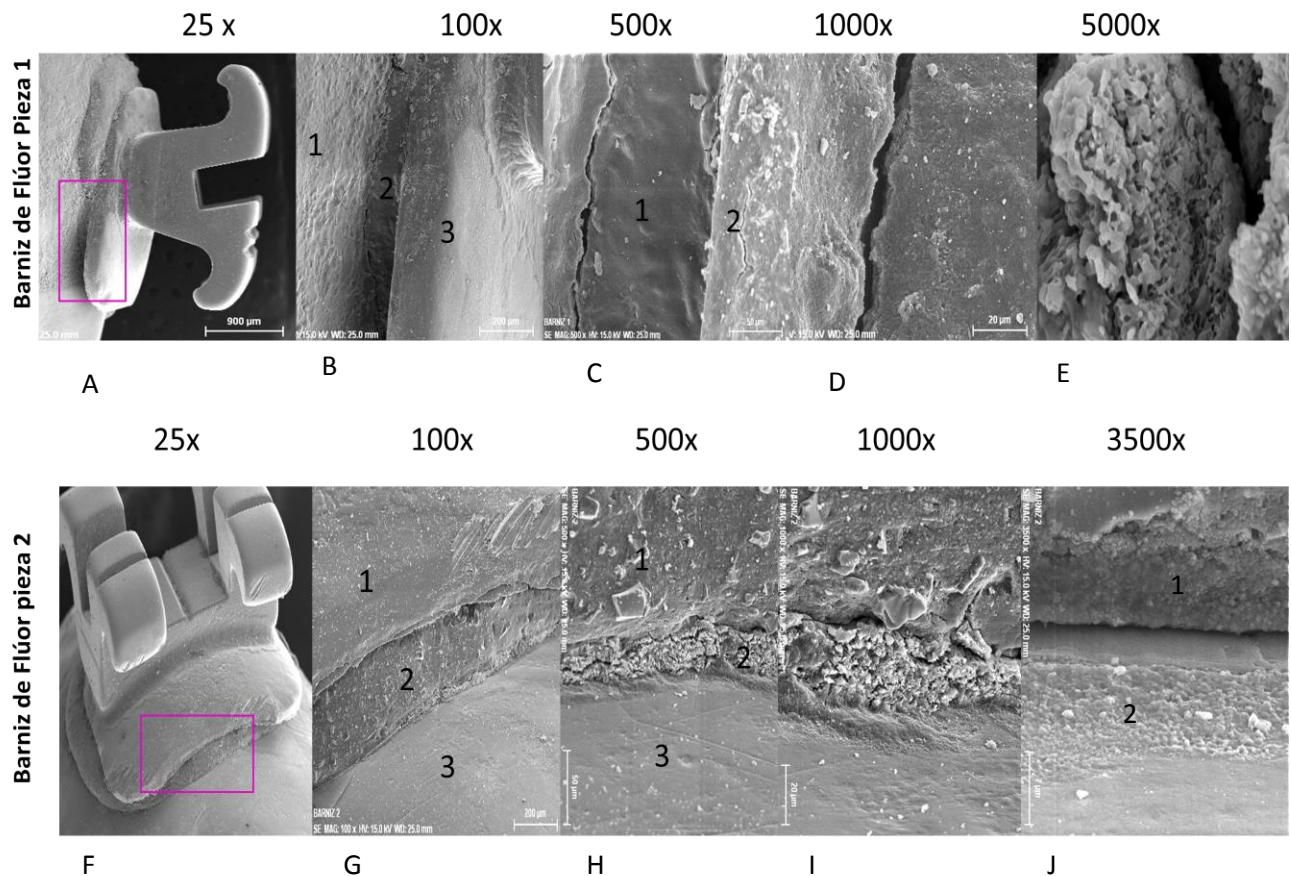


- Figura 35.-A) a C) Superficie del esmalte del Diente control a 100x, 500x y 1000x magnificación, D) a F) Superficie del esmalte del diente al que se le aplicó Barniz de Flúor como sustancia pre-acondicionadora a 100x, 500x donde se encuentran resto de resina y 1000x magnificación donde se encuentra una bacteria entre los cristales de silicio, G) a I) Superficie del esmalte del diente se le aplicó Hipoclorito de Sodio como sustancia pre-acondicionadora al 100x se observa restos de resina para ortodoncia, a 500x se puede observar la acumulación de biofilm y a 1000x magnificación donde se observa la acumulación de biofilm en la superficie del esmalte; fuente propia.

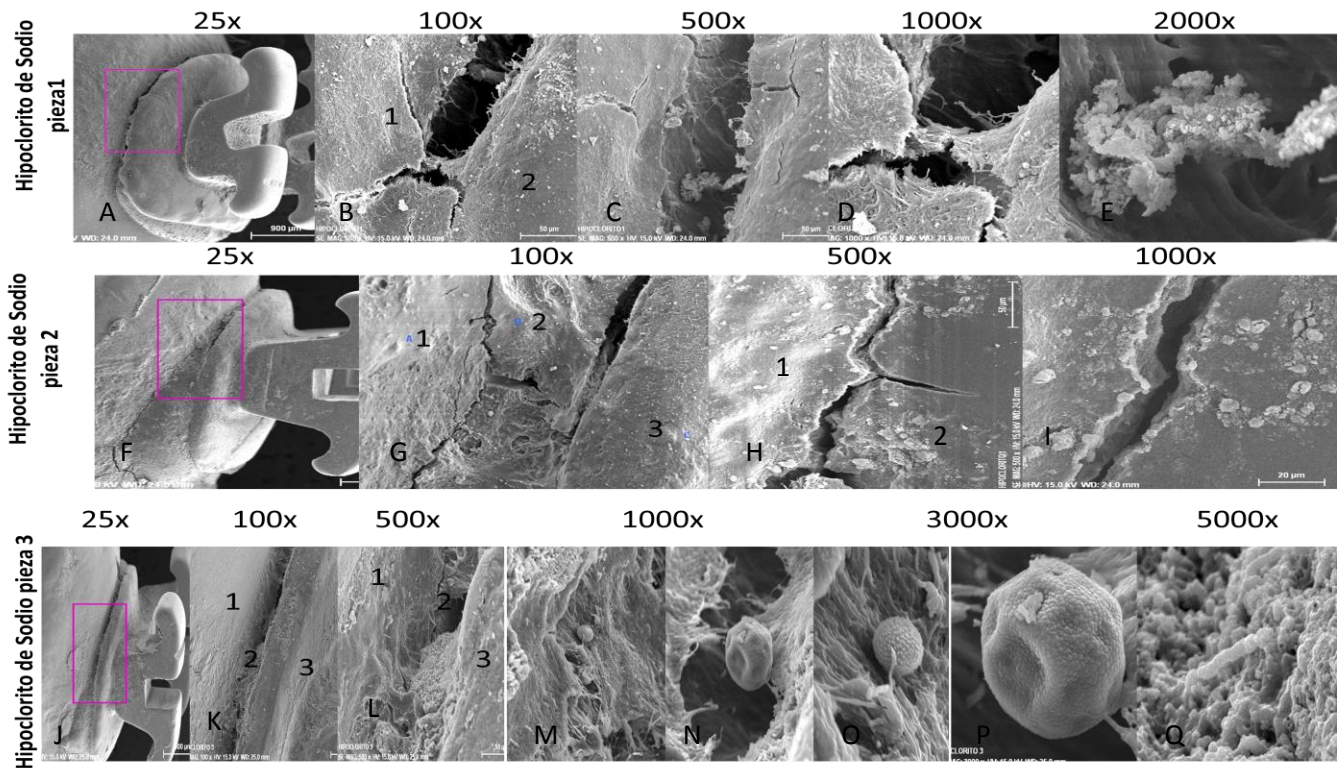


- Figura 36.-A) a C) Superficie del esmalte del diente que se le aplicó Barniz de flúor como sustancia pre-acondicionadora al 3000x se observa un *diplococo* y restos de cristales de silicio propios de la resina de ortodoncia, al 3500x se observa un *Cocorodeada* de cristales de silicio propios de la resina de ortodoncia y a 5000x magnificación se observa un *Bacilo*. D) a G) Superficie del esmalte del diente con Hipoclorito de Sodio como sustancia pre-acondicionadora a 2000x magnificaciones donde se aprecia la presencia de *Diplococos* en los que encontramos el *Streptococcus pneumoniae* Gram+, a 2500x se aprecia placa subgingival, a 15000x se observa la bacteria *Escherichia Coli* Gram+; fuente propia.

IMÁGENES FINALES DE LA MICROSCOPIA ELECTRÓNICA DE BARRIDO



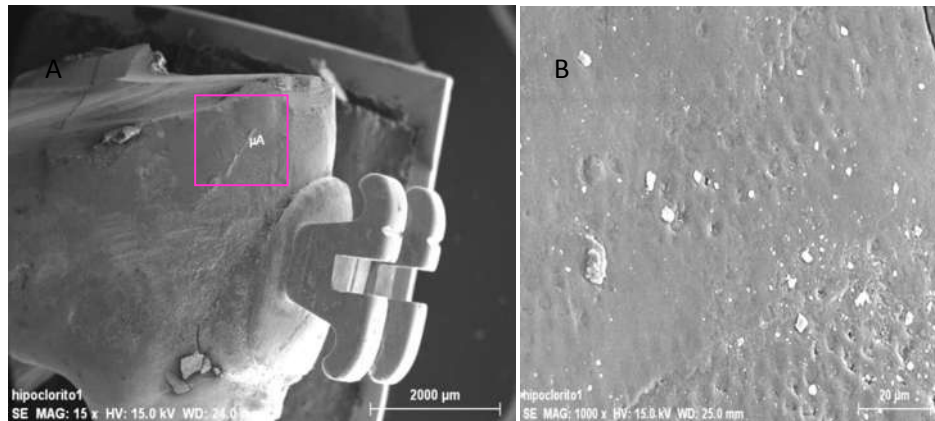
- Figura 37.- A) a E) Imagen diagonal de la Pieza dental 1 con Barniz de Flúor como solución precondicionadora a 25x de magnificación se observa un espacio entre el diente y el bracekt sin resina y en la parte superior se ve un exceso de resina, a 100xmagnificaciones se puede distinguir 1) El esmalte dental 2) Resina para ortodoncia 3)El bracket, a 500x magnificaciones se puede distinguir 1) Esmalte dental, 2) Resina para ortodoncia, a 1000x se puede observar una grieta en el esmalte, a 5000x donde se observa una estructura granular formada por un grupo bacteriano bajo condiciones anaeróbicas rico en nutrientes en la superficie del esmalte. F) a J) Pieza 2 con Barniz de flúor a una magnificación de 25x donde se puede observar un exceso de resina , a 100x donde se puede identificar 1) El bracket, 2) Resina de ortodoncia 3) Superficie del esmalte, a 500x donde se puede identificar 1)Cristales de silicio propios de la resina 2) un grupo bacteriano de aspecto granular, 3) Superficie del esmalte, a 1000x donde se puede observar 1) Resina de ortodoncia 2) Estructura granular formada por un grupo bacteriano bajo condiciones anaeróbicas rico en nutrientes 2) Esmalte Dental, a 3500x donde se puede observar 1) Esmalte tratado y 2) Esmalte no tratado con Barniz de Flúor; fuente propia.



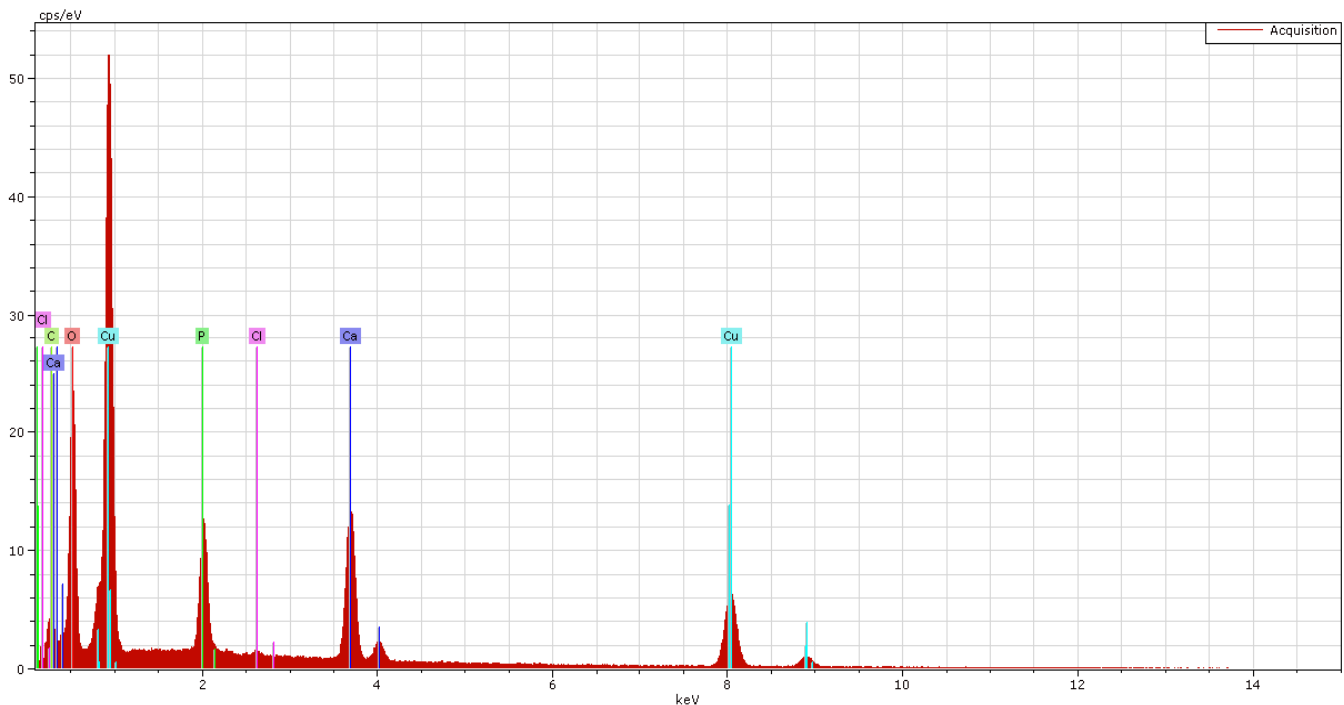
- Figura38.- A) a E) Pieza1 con Hipoclorito de sodio magnificación a 25x se puede observar que no hay una completa adhesión entre el diente y el bracket, a 100x donde se observa 1) Superficie del esmalte 2) El bracket, a 500x dónde se observa la presencia de Biofilm, a 1000x se observa la adhesión de Biofilm en la superficie, a 2000x se observa una estructura granular formada por un grupo bacteriano. F) a I) Pieza2 con hipoclorito de sodio magnificación a 25x donde se observa el exceso de cantidad de resina en la parte inferior y en la parte superior no están en completa relación entre el diente y el bracket, a 100x donde se observa 1) Superficie del esmalte 2) Resina para ortodoncia 3) El bracket, a 500x donde se ve una grieta entre 1) Superficie del esmalte y 2) Resina para Ortodoncia, a 1000x se observa Forma bacteriana no específica, J) a Q) Pieza3 con Hipoclorito de Sodio magnificación a 25x donde se observa la deficiencia de la adherencia entre el bracket y el diente siendo que en la parte posterior hay un exceso de resina para ortodoncia, a 100x donde se aprecia que 1) La superficie del esmalte, 2) Resina para ortodoncia y 3) El bracket, a 500x donde se observa 1) La superficie del esmalte con biofilm, 2) espacio donde debería estar la resina para ortodoncia, 3) El bracket, M)N)O) magnificación a 1000X donde se pueden observar dos diferentes bacterias; La bacteria Gram positiva *Streptococcus pneumoniae* y *E. faecalis*, P) a 3000x donde se aprecia la bacteria de *E. faecalis*, Q) a 5000x donde se puede observar una bacteria *E. coli*; fuente propia.

MAPEOS Y SPECTRUM DE LAS PIEZAS PARA EL ESTUDIO

Pieza 1 Hipoclorito de Sodio



- Figura 39.- Pieza 1 con Hipoclorito de sodio magnificación a 15x donde A) Indica el área donde se tomaron los registros de mapeo y Espectro, B) superficie del esmalte donde se realizó el estudio magnificación a 1000x.; fuente propia.

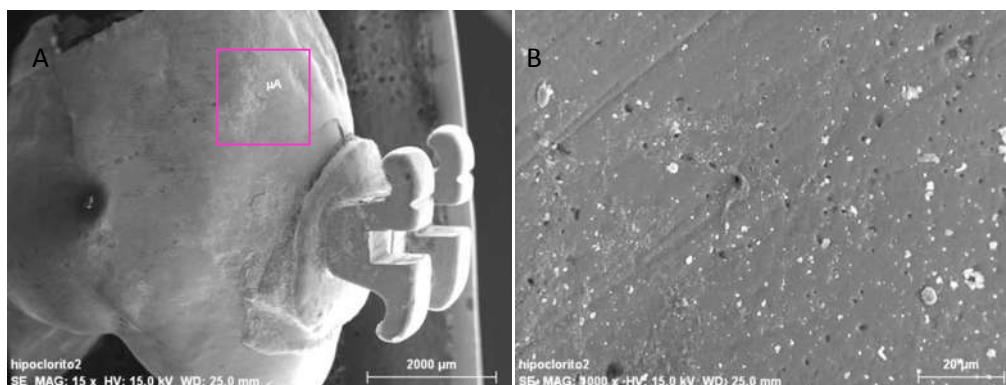


- Figura 40.- Espectro de un microanálisis de la muestra Pieza1 con Hipoclorito de Sodio donde presenta las sustancias registradas en la superficie; fuente propia.

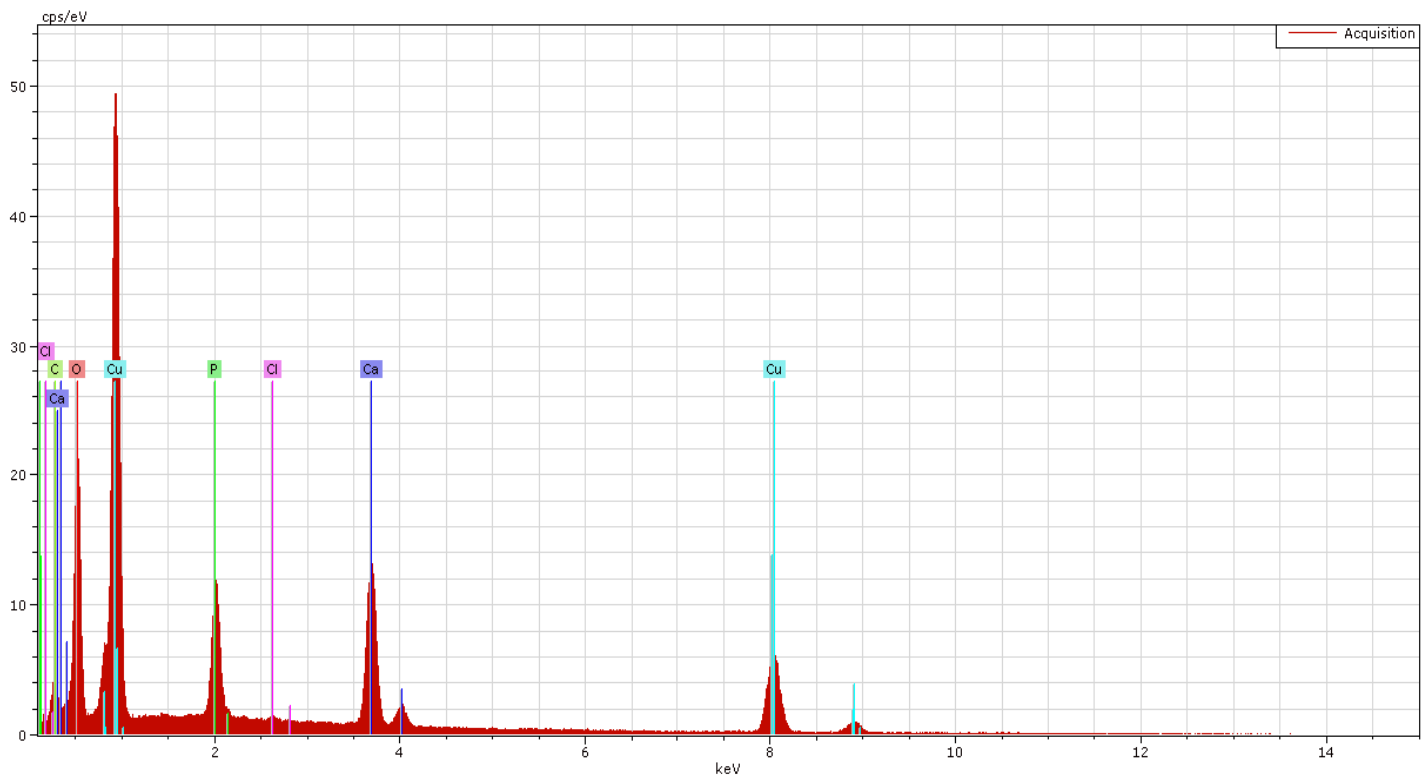
Bruker AXS Microanalysis GmbH, Germany			10/4/2013		
	Quantax				
Results	Acquisition				
Date:	10/4/2013				
Element	series	[wt.%]	[norm. wt.%]	[norm. at.%]	Error in %
Carbon	K-series	7.301817	<u>7.301963</u>	10.11207	3.827849
Oxygen	K-series	81.72715	<u>81.72879</u>	84.96717	25.58439
Phosphorus	K-series	2.991231	<u>2.99129</u>	1.606366	0.140411
Calcium	K-series	7.916118	<u>7.916277</u>	3.285449	0.26345
Chlorine	K-series	0.061683	<u>0.061684</u>	0.02894	0.028554
	Sum:	99.998	<u>100</u>	100	

- Figura 41.-Microanálisis Cuantitativo Pieza 1 con Hipoclorito de Sodio donde en la columna No.4 se registra el porcentaje normal; fuente propia.

Pieza2 Hipoclorito de Sodio



- Figura 42.- Pieza 2 con Hipoclorito de Sodio donde A) Indica el área donde se tomaron los registros de mapeo y espectro magnificación a 15x, B) superficie del esmalte donde se realizó el estudio magnificación a 1000x; fuente propia.



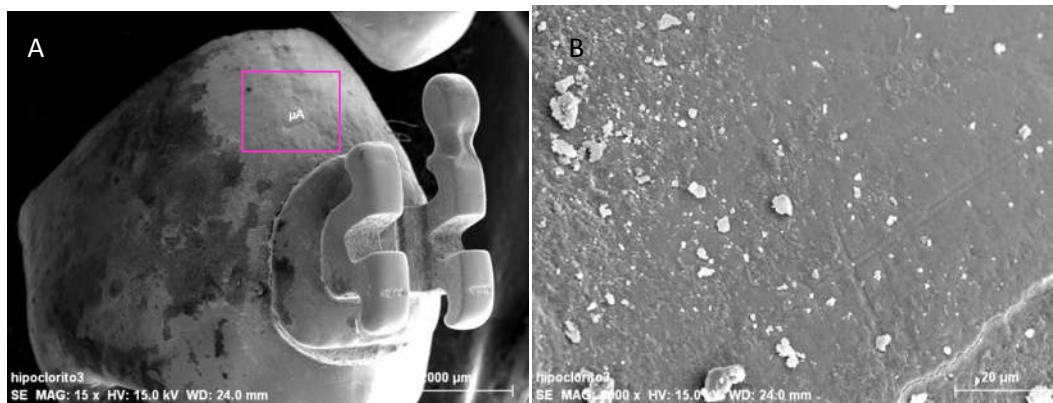
- Figura 43.- Espectro de un microanálisis de la muestra Pieza2 con Hipoclorito de Sodio donde presenta las sustancias registradas en la superficie; fuente propia.

Bruker AXS Microanalysis GmbH, Germany				10/4/2013	
	Quantax				
Results	Acquisition				
Date:	10/4/2013				
Element	series	[wt.%]	[norm. wt.%]	[norm. at.%]	Error in %
Carbon	K-series	6.777604	<u>6.77774</u>	9.410968	3.768764
Oxygen	K-series	82.13096	<u>82.13261</u>	85.61315	25.74401
Phosphorus	K-series	2.930934	<u>2.930993</u>	1.578154	0.138232
Calcium	K-series	8.108581	<u>8.108743</u>	3.374241	0.269339

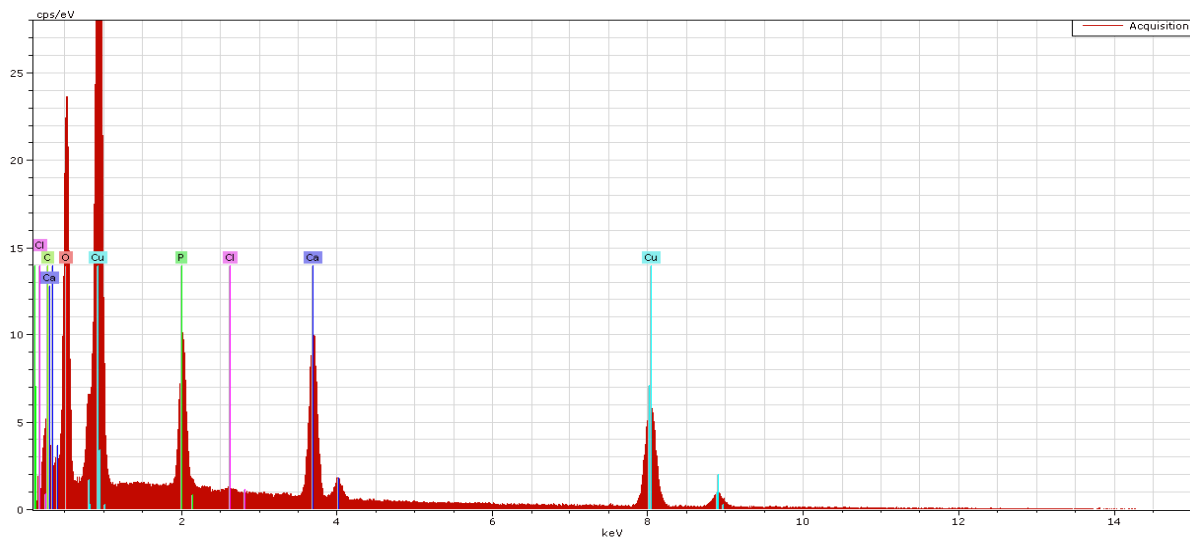
Chlorine	K-series	0.049917	<u>0.049918</u>	0.023482	0.003124
	Sum:	99.998	<u>100</u>	100	

Figura 44.- Microanálisis cuantitativo de la pieza2 Hipoclorito de Sodio donde en la columna No.4 se registra el porcentaje normal; fuente propia.

Hipoclorito de Sodio Pieza 3



- Figura 45.- Pieza 3 con Hipoclorito de Sodio donde A) Indica el área donde se tomaron los registros de mapeo y espectro, magnificación a 15x, B) superficie del esmalte donde se realizó el estudio magnificación a 1000x; fuente propia.

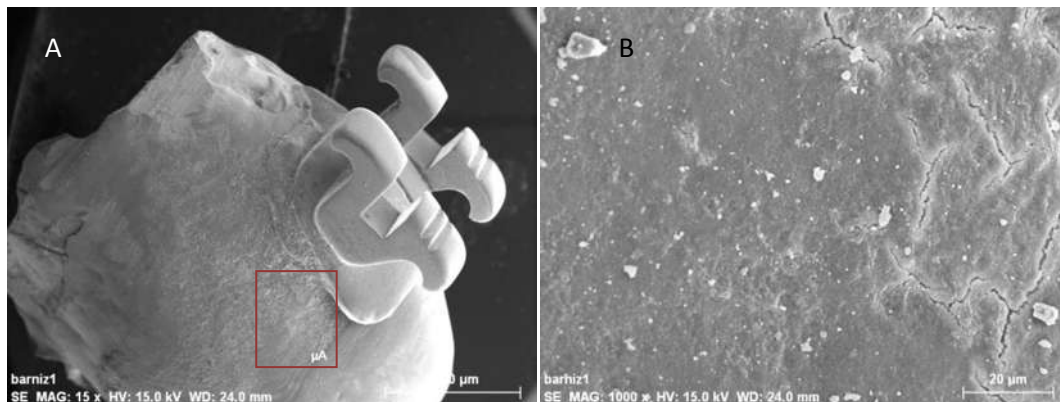


- Figura 46.-Espectro de un microanálisis de la Pieza3 con Hipoclorito de Sodio donde presenta las sustancias registradas en la superficie; fuente propia.

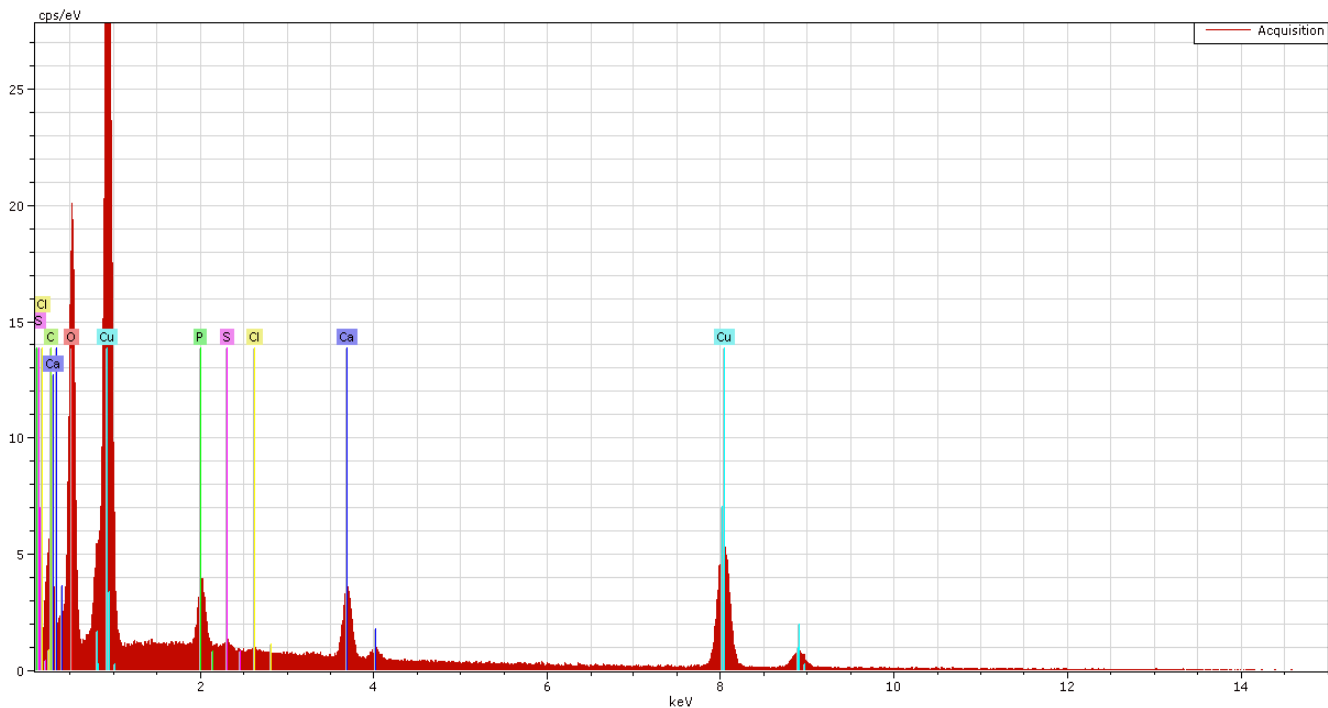
Bruker AXS Microanalysis GmbH, Germany				10/4/2013	
	Quantax				
Results	Acquisition				
Date:	10/4/2013				
Element	series	[wt.%]	[norm. wt.%]	[norm. at.%]	Error in %
Carbon	K-series	9.587203	<u>9.587395</u>	12.97644	4.540729
Oxygen	K-series	82.00283	<u>82.00447</u>	83.32356	25.5874
Phosphorus	K-series	2.41536	<u>2.415409</u>	1.267741	0.118735
Calcium	K-series	5.965434	<u>5.965554</u>	2.419796	0.205825
Chlorine	K-series	0.027175	<u>0.027176</u>	0.012461	0.002123
	Sum:	99.998	<u>100</u>	100	

- Figura 47.- Microanálisis cuantitativo de la pieza 3 Hipoclorito de Sodio donde en la columna No.4 se registra el porcentaje normal; fuente propia.

Pieza 1 Barniz de Flúor



- Figura 48.- Pieza 1 con Barniz de Flúor donde A) Indica el área donde se tomaron los registros de mapeo y espectro, magnificación a 15x, B) superficie del esmalte donde se realizó el estudio magnificación a 1000x; fuente propia.

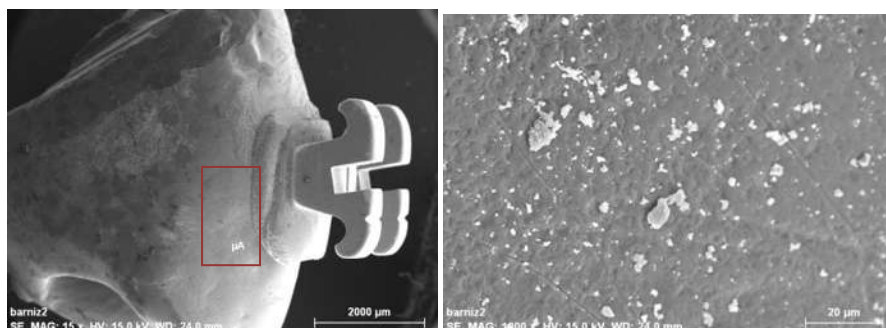


- Figura 49.-Espectro de un microanálisis de la muestra Pieza1 con Barniz de flúor donde presenta las sustancias registradas en la superficie; fuente propia.

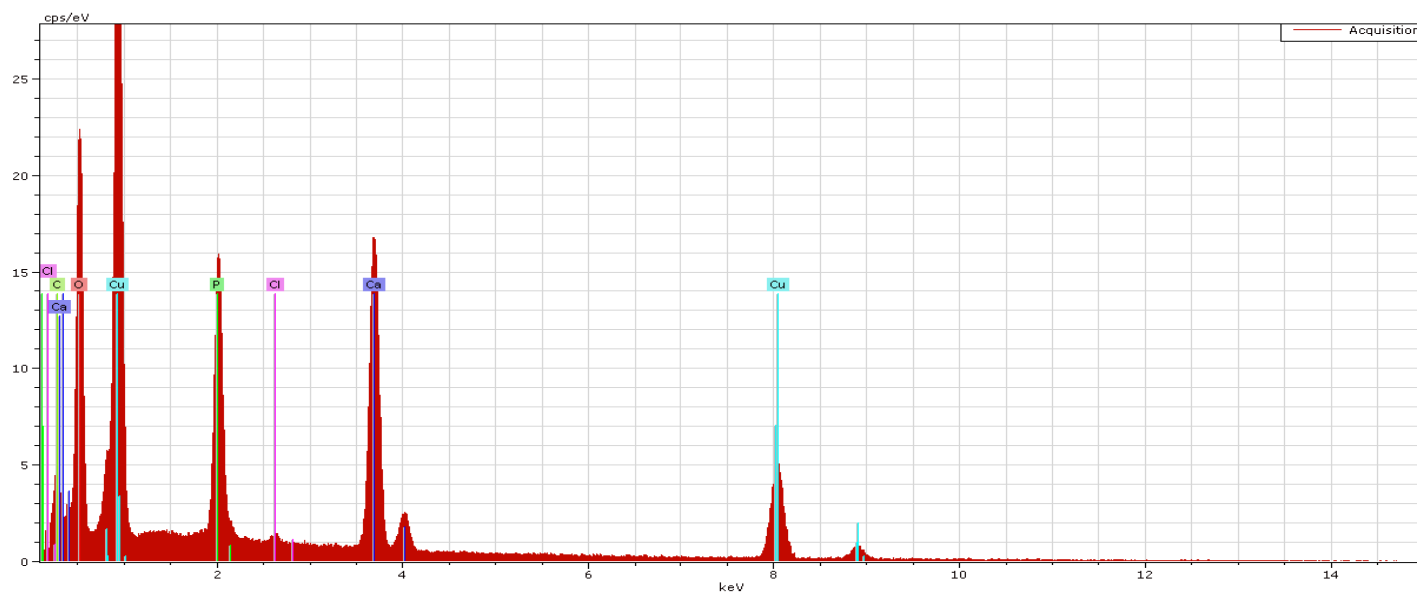
Bruker AXS Microanalysis GmbH, Germany				10/4/2013	
		Quantax			
Results	Acquisition				
Date:	10/4/2013				
Element	series	[wt.%]	[norm. wt.%]	[norm. at.%]	Error in %
Carbon	K-series	12.98485	12.985111	16.864467	5.740923
Oxygen	K-series	83.9279	83.92958	81.830924	26.08196
Phosphorus	K-series	0.867506	0.8675237	0.4369116	0.060367
Calcium	K-series	2.169106	2.1691496	0.8442859	0.093698
Sulfur	K-series	0.043279	0.0432799	0.0210546	0.00299
Chlorine	K-series	0.005356	0.0053558	0.0023566	0.000881
	Sum:	99.998	100	100	

- Figura 50.- Microanálisis cuantitativo de la pieza1 Barniz de flúor donde en la columna No.4 se registra el porcentaje normal; fuente propia.

Pieza 2 Barniz de Flúor



- Figura 51.- Pieza 2 con Barniz de Flúor donde A) Indica el área donde se tomaron los registros de mapeo y espectro, magnificación a 15x, B) superficie del esmalte donde se realizó el estudio magnificación a 1000x; fuente propia.



- Figura 52.-Espectro de un microanálisis de la muestra Pieza2 con Barniz de flúor donde presenta las sustancias registradas en la superficie; fuente propia.

Bruker AXS Microanalysis GmbH, Germany				10/4/2013	
	Quantax				
Results	Acquisition				
Date:	10/4/2013				
Element	series	[wt.%]	[norm. wt.%]	[norm. at.%]	Error in %
Carbon	K-series	6.89111	<u>6.891248</u>	9.887327	3.780988
Oxygen	K-series	76.44846	<u>76.44999</u>	82.34436	24.15484
Phosphorus	K-series	4.749545	<u>4.74964</u>	2.642573	0.207409
Calcium	K-series	11.81996	<u>11.8202</u>	5.082517	0.37996
Chlorine	K-series	0.088926	<u>0.088928</u>	0.043226	0.029843
	Sum:	99.998	<u>100</u>	100	

- Figura 53.- Microanálisis cuantitativo de la pieza1 Barniz de flúor donde en la columna No.4 se registra el porcentaje normal.; fuente propia.

XII.- RESULTADOS

Resultados

Como parte de los objetivos del presente trabajo de investigación se llevó a cabo el análisis de la agregación bacteriana que se produce sobre el esmalte dentario durante el tratamiento de Ortodoncia con aparatología multi-bracket mediante, el tratamiento de las superficie adamantina con Hipoclorito de Sodio (NaClO al 5.25%) en uno de los dos grupos de estudio en los cuales se dividieron el total de las muestras analizadas; y en el segundo grupo en el cual fue dividido parte de la muestra se realizó el tratamiento de la superficie del esmalte mediante la aplicación de Barniz de Flúor (Duraphat,*Colgate 5%) obteniéndose los siguientes resultados.

Muestras Barniz de Flúor

En el primer grupo en el cual se realizó el tratamiento de la superficie del esmalte previa a la adhesión de la aparatología ortodóntica por medio de la aplicación de Barniz de Flúor (Duraphat,*Colgate 5%) como sustancia pre-acondicionadora encaminada a prevenir la aparición de manchas blancas para tal efecto se analizaron cada uno de los órganos dentarios que se incluyeron en el estudio a una magnificación de 500x y de 1000x en el microscopio electrónico de barrido realizándose a su vez los correspondientes espectros de la superficie adamantina en cada caso analizado y se pudo observar lo siguiente.

Superficie del esmalte del diente al que se le aplicó Barniz de Flúor como sustancia pre-acondicionadora a 100x, 500x donde se encuentran resto de resina y 1000x magnificación donde se encuentra una bacteria entre los cristales de silicio (Figura 35).

Superficie del esmalte del diente a 3000x magnificaciones donde se observa de mejor manera la presencia de un *diplococo* en medio de los restos de resina para ortodoncia, mientras que a 3500x magnificaciones se puede observar claramente la presencia de un Coco rodeado de cristales de silicio propios de la resina de ortodoncia, en 5000x magnificaciones la presencia de un bacilo, (Figura 36).

En la imagen diagonal de la pieza dental 1 de Barniz de Flúor a 25x magnificaciones es notorio el espacio entre el diente y el bracket con ausencia de resina mientras que en la parte superior se ve el exceso de ésta, a 1000x magnificaciones se puede observar una grieta en el esmalte bastante pronunciada , a 5000x magnificaciones se observa una estructura granular formada por un grupo bacteriano bajo condiciones anaeróbicas rico en nutrientes en la superficie del esmalte, En la pieza dental 2 de Barniz de flúor a 25x magnificaciones se puede observar un exceso de resina, a 500x magnificaciones se puede identificar la presencia de cristales de silicio y un grupo bacteriano de aspecto granular, a 1000x magnificaciones se puede ver un grupo bacteriano rico en nutrientes bajo condiciones anaeróbicas, a 3500x magnificaciones se puede ver la diferencia del esmalte tratado con y sin Barniz de flúor, Figura 37.

Microanálisis cuantitativo de la pieza 1 Barniz de flúor como sustancia pre-acondicionadora donde se observa un porcentaje alto de Oxígeno (83.9%), Carbono (12.9%), Calcio (2.16%), Fósforo (0.86%) y Azufre (0.04%), Figura 50.

Microanálisis cuantitativo de la pieza 1 Barniz de flúor como sustancia pre-acondicionadora donde se observa un porcentaje alto de Oxígeno (76.44%), Calcio (11.8%), Carbono (6.8%) y Fósforo (4.74%), Figura 53.

Muestras de Hipoclorito de Sodio

En el siguiente grupo en el cual se realizó el tratamiento de la superficie del esmalte previa a la adhesión de la aparatología ortodóntica por medio de la aplicación de Hipoclorito de sodio (NaOCl al 5.25%) como sustancia pre-acondicionadora encaminada a prevenir la aparición de manchas blancas para tal efecto se analizaron cada uno de los órganos dentarios que se incluyeron en el estudio a una magnificación de 500x y de 1000x en el microscopio electrónico de barrido realizándose a su vez los correspondientes espectros de la superficie adamantina en cada caso analizado y se pudo observar lo siguiente.

Superficie del esmalte del diente en la magnificación de 500x y 1000x se observa la acumulación de biofilm, Figura 35.

En esta imagen a 2000x magnificaciones donde se aprecia la presencia de *Diplococos* en los que encontramos *el Streptococcus pneumoniae Gram+*, a 2500x se aprecia placa subgingival, a 15000x se observa la bacteria *Escherichia Coli Gram+*, Figura 36.

Pieza 1 con Hipoclorito de sodio a 25x magnificaciones se observa una incompleta adhesión entre el diente y el bracket, a 500x magnificaciones se observa la adhesión de Biofilm en la superficie, a 2000x se observa una estructura granular formada por un grupo bacteriano, Pieza 2 con Hipoclorito de sodio a 25x magnificaciones se observa un exceso de cantidad de resina en la parte inferior mientras que en la parte superior no hay una estrecha relación entre el diente y el bracket, a 500x magnificaciones se puede observar una grieta en el esmalte muy acentuada, a 1000x magnificaciones se puede observar una forma bacteriana no específica, Pieza 3 con Hipoclorito de Sodio a 25x magnificaciones se observa la deficiencia de la adherencia entre el bracket y el

diente siendo que en la parte posterior hay un exceso de resina, a 500x magnificaciones se observa la adherencia de biofilm en la superficie del esmalte, a 1000X magnificaciones donde se pueden observar la bacteria Gram positiva *Streptococcus pneumoniae*, a 3000x magnificaciones donde se aprecia la bacteria de *E. faecalis*, a 5000x magnificaciones donde se puede observar una bacteria *E.coli*, Figura 38.

En el Microanálisis cuantitativo de la pieza 1 con Hipoclorito de sodio como sustancia pre-acondicionadora se observa un alto porcentaje de Oxígeno (81.7%), seguido por el Calcio (7.9%), presencia de Carbono (7.3%), Fósforo (2.99%), y aún Cloro (0.061%), Figura 41.

En el Microanálisis cuantitativo de la pieza2 Hipoclorito de Sodio como sustancia pre-acondicionadora donde se observa un alto porcentaje den el Oxígeno (82.1%), Calcio (8.1%), Carbono (6.7%), Fósforo (2.9%) y Cloro (0.049), Figura 44.

En el Microanálisis cuantitativo de la pieza2 Hipoclorito de Sodio como sustancia pre-acondicionadora donde se observa un alto porcentaje en Oxígeno(82%), Carbono (9.58%), Calcio (5.95%), Fósforo (2.41%) y Cloro (0.027), Figura 47.

XIII.- DISCUSIÓN

Discusión

De Munck y cols., en el 2005 mencionan la importante de la micro filtración y la definen como el paso indetectable clínicamente de bacterias y/o fluidos entre la cavidad cariosa y el material aplicado, que se presentan durante la polimerización y produce espacio entre el adhesivo y la superficie del esmalte lo cual facilita la formación de manchas blancas, y es en estos espacios donde tiene lugar el paso de líquidos y moléculas dentro de los cuales pueden incluirse los ácidos producidos por las bacterias causantes de la descalcificación.

El Hipoclorito de sodio es un líquido claro extremadamente alcalino (pH del hipoclorito) que presenta una acción disolvente sobre restos orgánicos, además de que es un potente agente antimicrobiano, siendo así que Espinosa y colaboradores en el 2008 concluyeron que al desproteinizar el esmalte con él, previo al grabado de la superficie adamantina se logra un aumento en la profundidad de la superficie grabada con la posibilidad de tener una mayor retención y sellado marginal.

Los barnices de flúor poseen un efecto remineralizante en la superficie adamantina y su efecto bacterioestático tiene una acción directa sobre las bacterias causantes de la desmineralización siendo éste un sistema seguro de liberación de flúor en el diente favoreciendo una mejor remineralización y a su vez constituirse como un método eficaz en el control de la progresión de la caries en paciente con ortodoncia. Siendo la base principal un compuesto a base de resina en una suspensión alcohólica la cual al aplicarse al diente se evapora al poco tiempo, permitiendo una mejor penetración de la imprimación de la resina ya que no permite que colapsen las fibras de colágeno.

Los resultados del presente trabajo de investigación nos muestran que existe una diferencia en los resultados obtenidos con el uso de una y otra sustancias pre acondicionadoras del esmalte previa a la adhesión de la aparatología ortodóntica ya que se observó que en el grupo donde se utilizó Hipoclorito de sodio como agente pre-acondicionador se presentó mayor adherencia de biofilm en la superficie del esmalte y otras bacterias como Diplococos, Streptococcus pneumoniae, E. faecalis y E. coli; A diferencia del grupo de Barniz de flúor en el cual la adherencia de biofilm y de bacterias en general fue menor que en el grupo anterior.

Con base a lo anterior puede decirse que el manejo de barnices de flúor previo a la colocación del bracket no perjudica a la adhesión de él mismo evitando la desmineralización de esmalte y su utilización durante el tratamiento de ortodoncia tendría un efecto benéfico para disminuir la probabilidad de la aparición de manchas blancas y/o lesiones cariosas.

XIV.- CONCLUSIONES

Conclusiones

Una vez que se han podido observar los cambios que se presentaron con los materiales de pre-acondicionamiento utilizados en la presente investigación, en la cual se aplicó el Hipoclorito de sodio a las piezas incluidas en uno de los grupos y en el segundo grupo se realizó el pre-acondicionamiento mediante la aplicación de Barniz de flúor; Habiéndose observado que si existe diferencia en los resultados obtenidos entre ambos grupos de estudio con relación a grado o nivel de agregación bacteriana.

De acuerdo a la hipótesis de trabajo planteada en esta investigación tenemos que si existe diferencia entre la utilización de Hipoclorito de sodio (NaOCl) como agente pre acondicionador en la agregación bacteriana sobre la superficie del esmalte dental en relación a la utilización del Barniz de flúor (Duraphat®Colgate) utilizando técnica adhesiva para la adhesión de aparatología fija en ortodoncia.

Por lo que de acuerdo a la experiencia obtenida a través del desarrollo del presente estudio y de los resultados obtenidos los cuales nos indican que el Barniz de flúor a una concentración del 5% (Duraphat®Colgate) fue el que presentó mayor eficacia para evitar la agregación bacteriana entre ambos sistemas de pre acondicionamiento; Lo cual coincide con los resultados obtenidos en el estudio realizado por Bergtran y Twetman en el 2001 sobre la utilización del Barniz de flúor el cual puede ser aplicado como una medida preventiva antes de la adhesión de la aparatología fija inhibiendo la progresión de caries o la formación de manchas blancas.

En ambos grupos se presentó crecimiento bacteriano habiéndose realizado la identificación de la mayoría de las bacterias; Para la identificación de las bacterias restantes como es el caso de la figura 36-A es necesario realizar procedimientos

adicionales para los cuales se requiere de la realización de frotis directo y del uso de tinciones diferenciales como azul de metileno y pruebas bioquímicas para determinar su género y especie.

Existe mayor control en la aplicación de los barnices de flúor debido a la consistencia o presentación la cual es líquido viscoso de mayor adherencia al esmalte debido a que presentan coloración amarillo pardo es fácil de identificar controlando su aplicación y remoción lo cual no ocurre con el hipoclorito de sodio (líquido translúcido)

Como punto adicional al haber observado y analizado las imágenes obtenidas del MEB cabe mencionar que es más precisa la utilización del método de adhesión indirecto para colocar la aparatología ortodóntica que evita las irregularidades de la anatomía del esmalte y la incompatibilidad del mismo con la base de los brackets y tubos.

XV.- RECOMENDACIONES

Recomendaciones

- Desde un punto de vista cuantitativo la medición del nivel de fuerza necesario para realizar el desprendimiento del Bracket en cada uno de los grupos es importante para así poder determinar cuál de los dos grupos tiene una mayor resistencia a la tensión y compresión a las cuales se ven expuestos los aparatos durante el tratamiento ortodóntico a través de la masticación.
- Utilizar Barniz de flúor alrededor del bracket para evitar la agregación bacteriana y evitar la desmineralización de la zona previniendo la aparición de manchas blancas.
- Utilizar el Barniz de flúor de manera rutinaria en citas posteriores durante el tratamiento ortodóntico especialmente hacer énfasis en ello si se observa que el paciente tiene una pobre higiene bucal.

XVI.- BIBLIOGRAFÍA

Bibliografía

1. Ahuja b, Yeluri R, Balinga S, Munshi AK. Enamel deproteinization before acid etching- a scanning electron microscopic observation. J. Clin Pediatr Dent. Invierno de 2010; 35(2): 169-72. Department of Pedodontics and Preventive Dentistry, K.D Dental College and Hospital, Uttar Pradesh, India.
2. Argote C, Martíne H, Palau M. Comparación de la fuerza adhesiva de brackets cementados con una resina de fotocurado, utilizando dos concentraciones ácido orthofosforico al 15% y al 37%. (Informe de Investigación Fundación C.I.E.O 2000.
3. Bayona A, Fonseca M, Macías L, Constanza M; especial ortodoncia comparación de la resistencia adhesiva de brackets cementados efectuando o no un pretratamiento al esmalte dental con hipoclorito de sodio al 5.25%. Imbiomed 2010.
4. Bergtran F, Twetman S. Evidence for efficacy of various methods of treating White spots lesión after debonding of fixed orthodontic appliance. JCO 1996; 37(1): 19-21.
5. Bowden GH, Li YH. Nutritional influences on biofilm development. Advances in Dental Research 1997; 11:81-99; Stodley P. Influence of hydrodynamics and nutrients on biofilm structure. Journal of Applied Microbiology 1999;85:19-28.
6. Christopher M., Brett, A., Ioanitescu, I and Trandafir F., Influence of the biological fluid on the corrosion of the biological fluid on the corrosion of dental amalgam. Corros. Sci., 2004, 46, 2803-2816.
7. Costerton, J. W., Phillips, S.S. and E.P. Greenberg. 1999. Bacterial Biofilm: A common cause of persistent infections. Science. 284: 1318-1322.
8. Fonseca C, Constanza M, Macías L. Comparación de la resistencia adhesiva de brackets cementados, efectuando o no un pretratamiento al esmalte dental con hipoclorito de sodio al 5.25%, Abril 2010.
9. http://clinicamallat.com/05_formacion/art_cien/odonped/odop02.pdf
10. <http://es.scribd.com/doc/127643039/Micro-Bucal-5>
11. <http://repositorio.usfq.edu.ec/bitstream/23000/771/1/99847.pdf>
12. <http://tdx.cesca.cat/bitstream/handle/10803/31866/TMDCF.pdf?sequence=1>
13. <http://tdx.cesca.cat/bitstream/handle/10803/31866/TMDCF.pdf?sequence=1>
14. <http://www.colgate.com.mx>
15. Interlandi. Adhesión directa de bracket en ortodoncia. En Scanavini, M. (Ed). Ortodoncia. Bases para la iniciación 2002. 454-475.
16. Justus R. Prevención de lesiones de mancha blanca en el esmalte dental durante el tratamiento ortodóncico con aparatos fijos, y disminución de frecuencia del desprendimiento accidental de brackets. seminars in orthodontics, marzo 2010.
17. Lina M, Barrero D, White spots: manchas blancas en el esmalte asociadas a tratamiento ortodóncico con aparatología fija, revista estomatología Universidad del Valle 2005.
18. Marsh PD y Bradshaw DJ, Dental plaque as a biofilm. J Ind Microbiol. 1995, Sep; 15(3): 169-75.

19. Mérida H. Estudio con microscopio electrónico de barrido de la acción desinfectante de diez diferentes irrigantes sobre los conductos dentinarios. V interamericanElectronMicroscopyCongress, 1999.Porlamar, Isla margarita.
20. Mervyn Y. H. Chin, AnreSanham, Joop de Vries, Henny C. van der Mei, Henk J. Busscher. Biofilm formation on surface characterized micro-implants for skeletal anchorage in orthodontics. Department of Orthodontics, University Medical Center Groningen. Biomaterials, Issue 11, April 2007, 28: 2032 - 2040.
21. *Microbiología estomatológica. Fundamentos y guía práctica. 2da edición. Editorial medica panamericana. 2009, Pag.254-256.*
22. Monterde M, Delgado J, Martínez I, Guzmán C, Espejel M, Desmineralización-remineralización del esmalte dental, pp 220-22; vol LIX, No.6, revista ADM
23. Operatoria Dental, integración clínica, 4ta.edición, junio barrancos mooney, patricio j. barrancos. Editorial medica panamericana 2006.
24. Peñarrocha D. Pobo B. Moscardo P. Análisis comparativo de 2 bases de brackets. Un estudio *in vitro*. GACETA DENTAL. Junio 2005,6-10.
25. Piskin B. Türkün M. Stability of various sodium hypochlorite solutions. J of Endod. 1995. 21(5):253-255.
26. Rebecca L Slayton. Biotech and Biomaterials Research to Reduce the Caries Epidemic; *Oral Health* 2006, 6(Suppl 1):S1 (15 June 2006)
27. Steinberg D, Eyal S. formación de biopelículas inicial del *Streptococcus sobrinus* en varios aparatos de ortodoncia. Revista de Rehabilitación Oral 2004; 31 : 1041 -1045 .
28. T Eliades, G Eliades, AE Athanasiou and TG Bradley. " Surface characterization of retrieved NiTi orthodontic archwire". European Journal of Orthodontics 2000; 22:317 - 326.
29. Traslaviña-Valdez J Ch, Sanín-Rivera IP, Zúñiga-Partida A .Retención de los selladores de fosas y fisuras con desproteinización del esmalte vs técnica convencional, AMOP vol 23, numero1, 2011, 2-6.
30. Víctor Lahound Salem, Luis Galvéz Calla. "Endodontic irrigation with the use of sodium hypochlorite" Odontol. Sanmarquina 2006;9 (1):28-30.
31. Warat Sukontapatipark, Mohammad A. El-Agroudi, Nils J. Selliseth, Thunold K and Knut A. Selvig Bacterial colonization associated with fixed orthodontic appliances. A scanning electron microscopy study; Oxford Journals, Medicina, European Journal of Orthodontics, Volume 23 , Número 5, Págs. 475-484.
32. Wolfgang C. W (1995): Effect of reduction of phosphoric acid concentration on the shear bond strength of brackets. AJO-DO 9: 274-77; Branstrom M, Malmgren O and Nordenvall K-J (1982): Etching of young permanent teeth with an acid gel AJO-DO 11: 379-83.

XVII.-ANEXOS

XVII.1.- Formato del consentimiento informado



UNIVERSIDAD MICHOACANA
DE SAN NICOLÁS DE HIDALGO

FACULTAD DE
ODONTOLOGÍA



**Coordinación de Investigación de Posgrado
de la Facultad de Odontología**

CARTA DE CONSENTIMIENTO INFORMADO PARA PARTICIPACIÓN EN PROTOCOLOS DE INVESTIGACIÓN

NOMBRE DEL PROYECTO DE INVESTIGACIÓN

FONDO DEL PROYECTO

LUGAR Y FECHA

Morelia, Michoacán

NÚMERO DE REGISTRO

OBJETIVO GENERAL

JUSTIFICACIÓN

PROCEDIMIENTOS

POSIBLES RIESGOS Y MOLESTIAS

POSIBLES BENEFICIOS AL PARTICIPAR EN EL ESTUDIO

INFORMACIÓN SOBRE RESULTADOS Y ALTERNATIVAS EN EL ESTUDIO

PARTICIPACIÓN O RETIRO

En el momento que sea requerido.

EN CASO DE COLECCIÓN DE MATERIAL BIOLÓGICO

A.) AUTORIZA QUE SE OBTENGA LA MUESTRA

B.) AUTORIZA QUE SE OBTENGA LA MUESTRA SÓLO PARA ESTE ESTUDIO

C.) AUTORIZA QUE SE OBTENGA LA MUESTRA PARA ESTE ESTUDIO Y ESTUDIOS FUTUROS

INVESTIGADOR RESPONSABLE

INSTITUTO DE INVESTIGACIÓN O LABORATORIO

BENEFICIOS AL TÉRMINO DEL ESTUDIO
NOMBRE Y FIRMA DE CONCENTIMIENTO
TESTIGO 1 (Nombre, relación y firma)
TESTIGO 2 (Nombre, relación y firma)



ACLARACIONES

- *Su decisión de participar en el estudio es completamente voluntaria.*
- *No habrá ninguna consecuencia desfavorable para usted, en caso de no aceptar la invitación.*
- *Si decide participar en el estudio puede retirarse en el momento que lo desee, aun cuando el investigador responsable no se lo solicite, pudiendo informar o no, las razones de su decisión, la cual será respetada en su integridad.*
- *No tendrá que hacer gasto alguno durante el estudio.*
- *No recibirá pago por su participación.*
- *En el transcurso del estudio usted podrá solicitar información actualizada sobre el mismo, al investigador responsable.*
- *La información obtenida en este estudio, utilizada para la identificación de cada paciente, será mantenida con estricta confidencialidad por el grupo de investigadores.*

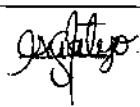
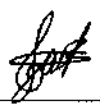
NOTA: *En caso de que exista cualquier duda respecto a la presente carta de consentimiento informado, usted puede comunicarse al Posgrado de la Facultad de Odontología con el coordinador C.D.E.O: Vidal Almanza, Dirección: San Juanito Itzicuaró, S/N, Morelia, Michoacán. Tel. (443) 3272499.*

En caso de requerir información adicional relacionado al protocolo de investigación podrá contactar al Dr. Renato Nieto Aguilar. Coordinador de investigación de posgrado de la Facultad de Odontología de la UMSNH. Tel. (443) 3 27 24 99 y 2 98 05 31.

XVII.1.1.- Carta de consentimiento informado para los pacientes de la clínica del CUEPI que participaron en el proyecto de investigación.

	UNIVERSIDAD MICHOACANA DE SAN NICOLÁS DE HIDALGO	FACULTAD DE ODONTOLOGÍA	<small>Unidad de Ingeniería Teórica</small> 
Coordinación de Investigación de Posgrado de la Facultad de Odontología			
CARTA DE CONSENTIMIENTO INFORMADO PARA PARTICIPACIÓN EN PROTOCOLOS DE INVESTIGACIÓN			
NOMBRE DEL PROYECTO DE INVESTIGACIÓN Valoración de la Agregación Bacteriana en la superficie del esmalte comparando Hipoclorito de sodio VS Barniz de Flúor			
FONDO DEL PROYECTO			
LUGAR Y FECHA Centro Universitario de Estudio de posgrado e Investigación Morelia, Michoacán			
NÚMERO DE REGISTRO 01			
OBJETIVO GENERAL Valorar la presencia de bacterias en la superficie del esmalte tratado con hipoclorito de sodio VS barniz de flúor.			
JUSTIFICACIÓN Durante el tratamiento de Ortodoncia es muy común la aparición de lesiones blancas para evitarlas es preciso recordar algunas de las propiedades principales del Barniz de Flúor : bactericida y bacterioestático, formando una película en la superficie del esmalte que permite una mejor adhesión y evita la formación de manchas blancas; mientras que el hipoclorito de sodio al 5.25% por ser un agente antimicrobiano eficaz elimina la capa residual compuesta de restos orgánicos e inorgánicos, es de donde surge la inquietud por comprobar entre dos agentes (hipoclorito de sodio y el barniz de flúor) el grado de eficacia que presenta cada uno para el control bacteriano.			

XVII.1.2.- Autorización del paciente 1.

PROCEDIMIENTOS Colocación de barniz de flúor a ciertas piezas y a otras se le coloca hipoclorito de sodio previo a la colocación del bracket, en piezas que sean indicadas para extracción por prescripción ortodóntica
POSIBLES RIESGOS Y MOLESTIAS ninguna
POSIBLES BENEFICIOS AL PARTICIPAR EN EL ESTUDIO Su colaboración en este proyecto ayudará a tener una población de muestra mas grande
INFORMACIÓN SOBRE RESULTADOS Y ALTERNATIVAS EN EL ESTUDIO Se le dará a conocer
PARTICIPACIÓN O RETIRO En el momento que sea requerido.
EN CASO DE COLECCIÓN DE MATERIAL BIOLÓGICO A.) AUTORIZA QUE SE OBTENGA LA MUESTRA B.) AUTORIZA QUE SE OBTENGA LA MUESTRA SÓLO PARA ESTE ESTUDIO <input checked="" type="checkbox"/> C.) AUTORIZA QUE SE OBTENGA LA MUESTRA PARA ESTE ESTUDIO Y ESTUDIOS FUTUROS
INVESTIGADOR RESPONSABLE Dra. Cinthya L. Téllez Ramírez
INSTITUTO DE INVESTIGACIÓN O LABORATORIO Centro Universitario de Estudio de Posgrado e Investigación
BENEFICIOS AL TÉRMINO DEL ESTUDIO Ayudará a darnos cuenta que método es el mas indicado para el beneficio de más pacientes
NOMBRE Y FIRMA DE CONSENTIMIENTO Letty Michelle Muñoz Zavala 27/06/13
TESTIGO 1 (Nombre, relación y firma) Isvi Aurora Santoyo Tena. 
TESTIGO 2 (Nombre, relación y firma) Ruth Robles Montero 

XVII.1.3.- Autorización del paciente 2.

<p>PROCEDIMIENTOS Colocación de barniz de flúor a ciertas piezas y a otras se le coloca hipoclorito de sodio previo a la colocación del bracket, en piezas que sean indicadas para extracción por prescripción ortodóntica</p>
<p>POSIBLES RIESGOS Y MOLESTIAS ninguna</p>
<p>POSIBLES BENEFICIOS AL PARTICIPAR EN EL ESTUDIO Su colaboración en este proyecto ayudará a tener una población de muestra mas grande</p>
<p>INFORMACIÓN SOBRE RESULTADOS Y ALTERNATIVAS EN EL ESTUDIO Se le dará a conocer</p>
<p>PARTICIPACIÓN O RETIRO En el momento que sea requerido.</p>
<p>EN CASO DE COLECCIÓN DE MATERIAL BIOLÓGICO A.) AUTORIZA QUE SE OBTENGA LA MUESTRA <input checked="" type="checkbox"/> B.) AUTORIZA QUE SE OBTENGA LA MUESTRA SÓLO PARA ESTE ESTUDIO C.) AUTORIZA QUE SE OBTENGA LA MUESTRA PARA ESTE ESTUDIO Y ESTUDIOS FUTUROS</p>
<p>INVESTIGADOR RESPONSABLE Dra. Cinthya L. Téllez Ramírez</p>
<p>INSTITUTO DE INVESTIGACIÓN O LABORATORIO Centro Universitario de Estudio de Posgrado e Investigación</p>
<p>BENEFICIOS AL TÉRMINO DEL ESTUDIO Ayudará a darnos cuenta que método es le mas indicado para el beneficio de más pacientes</p>
<p>NOMBRE Y FIRMA DE CONSENTIMIENTO Brendy Julissa Mejía Valle Lidia Valle Arredondo (Cama de paciente)</p>
<p>TESTIGO 1 (Nombre, relación y firma)</p>
<p>Vianey Rodríguez López Vianey</p>
<p>TESTIGO 2 (Nombre, relación y firma)</p>
<p>Aida Adriana Arredondo Ozcua Aida</p>

XVII.1.4.- Autorización del paciente 3.

INSTITUTO DE INVESTIGACIÓN O LABORATORIO <i>Centro Universitario de Estudios de Posgrado e Investigación</i>
BENEFICIOS AL TÉRMINO DEL ESTUDIO <i>Acreditación, carta que certifica el más indicado para el beneficio de</i>
NOMBRE Y FIRMA DE CONSENTIMIENTO <i>Imy Liv Lopez</i>
TESTIGO 1 (Nombre, relación y firma) <i>Josana Martínez</i>
TESTIGO 2 (Nombre, relación y firma) <i>LAURA RUIZ</i>

ACLARACIONES <ul style="list-style-type: none">• Su decisión de participar en el estudio es completamente voluntaria.• No habrá ninguna consecuencia desfavorable para usted, en caso de no aceptar la invitación.• Si decide participar en el estudio puede retirarse en el momento que lo desee, aun cuando el investigador responsable no se lo solicite, pudiendo informar o no, las razones de su decisión, la cual será respetada en su integridad.• No tendrá que hacer gasto alguno durante el estudio.• No recibirá pago por su participación.• En el transcurso del estudio usted podrá solicitar información actualizada sobre el mismo, al investigador responsable.• La información obtenida en este estudio, utilizada para la identificación de cada paciente, será mantenida con estricta confidencialidad por el grupo de investigadores. <p>NOTA: En caso de que exista cualquier duda respecto a la presente carta de consentimiento informado, usted puede comunicarse al Posgrado de la Facultad de Odontología con el coordinador C.D.E.O: Vidal Almanza, Dirección: San Juanito Itzicuaro, S/N, Morelia, Michoacán. Tel. (443) 3272499.</p> <p>En caso de requerir información adicional relacionado al protocolo de investigación podrá contactar al Dr. Renato Nieto Aguilar. Coordinador de investigación de posgrado de la Facultad de Odontología de la UMSNH. Tel. (443) 3 27 24 99 y 2 98 05 31.</p>
--

