

Universidad de Costa Rica

Facultad de Odontología

Efecto del Clorexil® y del desinfectante Esterident® en la reducción de la carga bacteriana en impresiones dentales de alginato, tomadas a estudiantes universitarios con edades entre 20 y 27 años.

Investigador Principal

Dra. Rita Marín Naranjo, MQC

Investigador asociado

Francisco Hernández Chavarría, MQC

Sustentantes del Seminario de Graduación

**Alejandro Cascante Salas
Gabriela Chinchilla Soto
Patricia Hernández Rivera
Wendy Rojas Acuña
Andrea Sancho Arias
Shirley Segura Sosa
Yorleny Villalobos Artavia**

**Ciudad Universitaria Rodrigo Facio
Costa Rica
2005**

Alejandro Cascante Salas

Gabriela Chinchilla Soto

Patricia Hernández Rivera

Wendy Rojas Acuña

Andrea Sancho Arias

Shirley Segura Sosa

Yorleny Villalobos Artavia

Derechos de Propiedad Intelectual

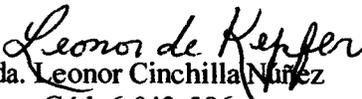
El proyecto “Microbiología aplicada a la Odontología” del que se origina este Seminario de Graduación, inscrito en la Vicerrectoría de Investigación, con número 440-A4-005 es propiedad intelectual de la Dra. Rita Marín Naranjo, investigadora principal.

La participación de los estudiantes: Alejandro Cascante Salas, Gabriela Chinchilla Soto, Patricia Hernández Rivera, Wendy Rojas Acuña, Andrea Sancho Arias, Shirley Segura Sosa y Yorleny Villalobos Artavia, como sustentantes de Seminario de Graduación es una colaboración con el investigador principal.

Los resultados generados en esta memoria para efectos de presentación y publicación pertenecen al investigador principal.

Yo, Leonor Chinchilla Núñez, Licenciada en Filología por la Universidad de Costa Rica, hago constar por este medio, que he realizado la revisión filológica del trabajo de investigación realizado por los siguientes alumnos de la Escuela de Odontología de la Universidad de Costa Rica: Alejandro Cascante Salas, céd. 1-1111-194; Gabriela Chinchilla Soto, céd.1-1091-131; Patricia Hernández Rivera, céd.1-1079-0281; Andrea Sancho Arias, céd. 1-1096-0917; Shirley Segura Soza, céd 1-1100-0662; Wendy Rojas Acuña, céd. 3-272-058; Yorleny Villalobos Artavia, céd. 1-961-488. El título del trabajo es: “Efecto del Clorexil y del desinfectante Esterident en la reducción de la carga bacteriana en impresiones dentales de Algeneto, tomadas a estudiantes universitarios con edades entre 20 y 27 años. La Dra. Rita Marín Naranjo, fue la investigadora principal.

Dada en la ciudad de San José, el 30 de diciembre del 2005.


Licda. Leonor Chinchilla Núñez
Céd. 6-043-586

Reconocimientos

Le agradecemos, de manera muy especial al Dr. Francisco Hernández Chavarría, microbiólogo, docente e investigador de la Facultad de Microbiología de la Universidad de Costa Rica, por su dedicación, ayuda incondicional y valioso aporte para la realización del presente proyecto de graduación; ya que sin su ayuda no hubiera sido posible la realización de este proyecto.

También queremos extender nuestro agradecimiento a la Licda. Leonor Chinchilla Núñez por la minuciosa revisión filológica de nuestro trabajo escrito.

Finalmente nuestra gratitud hacia la empresa Colgate-Palmolive, por la donación de productos y material informativo, que se entregó a los pacientes que participaron en el proyecto.

Agradecimientos

Alejandro Cascante Salas

Agradezco ante todo a Dios que me ha brindado fortaleza, a mis padres por su apoyo, a mis hermanos por su ayuda, a Carmencita por estar a mi lado en esta experiencia y a Gabito por hacerme luchar.

Gabriela Chinchilla Soto

Agradezco a mis padres que me han enseñado el significado del amor, el valor del trabajo duro y honesto, el seguir mis sueños y el ser perseverante en mi vida. A Nice y a Cris, las mejores amigas que alguien pueda tener como hermanas. A mis compañeras (os) y amigas (os) de la U, que hicieron de estos 7 años una convivencia inolvidable y llenaron de alegría nuestro aprendizaje aún en momentos difíciles. Agradezco a todos aquellos Doctores, Instructores y Profesores que recordaron que en algún momento ellos estuvieron en nuestro lugar y dieron lo mejor de si por formar excelentes profesionales. A la Dra. Marín, al Dr. Hernández y a mis compañeras (o) de tesis por su apoyo y comprensión. Sobre todo agradezco a Dios, ya que sin El nada en mi vida hubiera sido posible.

Patricia Hernández Rivera

Primero le doy gracias a Dios por darme esta gran oportunidad y las fuerzas para lograrlo. También quiero agradecerle a mi papá y a mi mamá por el apoyo que me han brindado, por darme el mejor ejemplo, por la paciencia y por todo lo que me han enseñado; los quiero montones. A mis compañeros (as) y amigos (as) por todos los momentos que hemos pasado durante estos años, les deseo lo mejor. Y a mi familia por todo el apoyo.

Wendy Rojas Acuña

Le agradezco a Dios el haberme permitido llegar a concluir satisfactoriamente mis estudios, así como a mis padres, mi hermana y el resto de mi familia y amigos, los cuales me apoyaron desde siempre y en cada momento de la carrera. También mi gratitud a los compañeros y profesores de la facultad, quienes fueron como una segunda familia durante estos últimos años.

Andrea Sancho

Le doy gracias a mis padres por haberme apoyado a lo largo de mi carrera, por ayudarme a alcanzar una meta más en mi vida, por estar a mi lado y darme aliento en todo momento. Gracias a mis hermanos que siempre pusieron una sonrisa en mi cara cuando estaba cansada y estresada. Y muchas gracias a Dios que me dio fuerzas y me mantuvo cuerda a lo largo de todo mi proceso de aprendizaje y formación como odontóloga. Y no puedo dejar de lado a todos mis compañeros, porque en los momentos difíciles compartían conmigo y me hacían saber que no era la única que estaba pasando por momentos difíciles.

Shirley Segura Sosa

A Dios, por ser esa fuerza interna que me permite vivir día a día y me ayuda ha alcanzar cada una de mis metas. A mis padres, por haberme dado la vida, por ser ese apoyo incondicional que no me permite caer y por haberme enseñado a luchar por mis ideales sin dar marcha atrás. A mis hermanos, por su cariño, comprensión y porque sé que siempre están a mi lado.

A todos mis amigos y compañeros, por permitirme ser parte de sus vidas y espero que Dios los ilumine y oriente en cada una de las decisiones que tomen en sus vidas. Gracias, los quiero mucho

Yorleny Villalobos Artavia

A través de estas líneas deseo expresar todo mi agradecimiento a las personas que me han apoyado incondicionalmente a lo largo de mi carrera y que han hecho posible que haya participado en este proyecto de graduación. Agradezco principalmente a mi madre, la cual de manera incondicional me ha apoyado y me ha dado el ejemplo de ser perseverante y luchar por lo que se desea. Agradezco además, a mis amigas, Esther J, Karla J y Joanna M así como a Geovany M por estar a mi lado en momentos difíciles y alegres durante mis años de estudio. A Dios, las gracias infinitas por la fortaleza que me ha brindado y por permitirme tener a mi lado a personas especiales.

Índice General

Introducción	1
Capítulo I	3
Resumen	4
Justificación	6
Problema	6
Marco Teórico	7
Hipótesis	24
Objetivo General	24
Objetivos Específicos	25
Capítulo II	26
Métodos de trabajo	27
Evaluación microbiológica de las impresiones de alginato	27
Evaluación de la actividad desinfectante	28
Estudio pre-piloto	28
Estudio piloto	29
Población	29
Protocolo de trabajo	30
Capítulo III	33
Resultados	34
Conclusiones	39
Discusión	41
Cronograma	44
Factores Facilitadores	45
Factores Obstaculizantes	45
Bitácora	46
Glosario	54

Bibliografía

57

Anexos

60

Índice de Ilustraciones

Figura 1: Toma de Impresión	70
Figura 2: Inactivación del Esterident® con Tiosulfato de Sodio	70
Figura 3: Tiempo de espera para la inactivación	70
Figura 4: Impresiones en la cámara de flujo laminar horizontal	70
Figura 5: Incubación de las muestras	71
Figura 6: Materiales empleados	71
Figura 7: Resultado con tratamiento 2	72
Figura 8: Resultado con tratamiento 1	72

Índice de Cuadros

Cuadro 1: Materiales y desinfección recomendada	18
Cuadro 2: Determinación de la carga bacteriana en las impresiones de alginato según tratamiento aplicado.	36
Cuadro 3: Promedio, número de muestras y desviación estándar por tratamiento	37
Cuadro 4: Análisis de variancia: UFC por procedimiento de toma de impresión	38
Cuadro 5: Diferencias observadas en el promedio de tratamientos	38

Introducción

La cavidad oral presenta una microbiota muy variada y numerosa; y aunque se trata de flora normal, muchos de esos agentes son potencialmente patógenos; tanto para el propio paciente, como para el personal de odontología. Algunos de esos microorganismos están adheridos a la propia superficie de los dientes, formando biopelículas o bien, como formas planctónicas en la saliva. En la práctica odontológica normalmente se toman impresiones dentales con diversos materiales, entre ellos el alginato; estas impresiones son empleadas para hacer modelos de las estructuras dentales para diversas prácticas. Sin embargo, en esas impresiones puede arrastrarse parte de la flora oral del paciente y por lo tanto, su manipulación lleva un riesgo de infección cruzada (Merchant V, 1984; Powell G, 1990).

No obstante el razonamiento anterior, usualmente no se le presta la atención adecuada a esos materiales, y en gran parte se ignora el posible riesgo, por lo que no se toman medidas específicas para reducir la posible carga microbiana de esos materiales. Ante estos hechos es importante valorar los posibles tratamientos de desinfección que eliminen o al menos reduzcan ese riesgo, lo cual se podría valorar indirectamente empleando como microorganismos indicadores las bacterias mesófilas que puedan ser arrastradas en las impresiones de alginato. En pos de lograr tal objetivo se planteó un estudio tendiente a evaluar la disminución de la carga bacteriana en impresiones de alginato, sometiendo al paciente a un enjuague con un antiséptico, previo a la toma de la impresión; además, una vez hecha la impresión se plantea el tratamiento de esta con un desinfectante y se valora la carga bacteriana remanente.

Este proyecto de investigación tiene como objetivo realizar una evaluación del método de control de infecciones que se lleva a cabo en la Facultad de Odontología de la Universidad de Costa Rica, como parte del proceso de acreditación.

Capítulo I

Resumen

La cavidad oral presenta una microbiota muy variada y numerosa; y aunque se trata de flora normal, muchos de esos agentes son potencialmente patógenos. En la práctica odontológica normalmente se toman impresiones dentales de diversos materiales, entre ellos el alginato; las cuales pueden arrastrar parte de la flora oral del paciente y por lo tanto, su manipulación lleva un riesgo de infección cruzada. Por esta razón es importante utilizar algún tipo de desinfección que elimine o reduzca ese riesgo. Por tal motivo, se propuso como objetivo general evaluar la acción desinfectante de los enjuagues orales con clorhexidina previos a la toma de las impresiones de alginato y la aplicación en aerosol de un desinfectante a esas impresiones.

La metodología aplicada consistió en analizar un grupo de 30 estudiantes universitarios, de carreras diferentes a la de Odontología, entre los 20 y los 27 años, excluyendo, los que presentaban enfermedades sistémicas o Periodontitis. Se tomaron cuatro impresiones de hemiarcada con alginato (Espe, 3M®). Estas impresiones fueron vaciadas con agar tripticasa soya (ATS), con sales de cloruro de trifenil tetrazolium, fundido y mantenido a 48 °C. Este procedimiento se realizó en una cámara de flujo laminar horizontal; una vez que el agar solidificó, se extrajeron asépticamente los modelos. Se colocaron individualmente en placas de Petri estériles y se incubaron a 35°C durante 48 horas en aerobiosis, para luego ser observadas al estereoscopio.

Las impresiones recibieron los siguientes tratamientos:

La primera impresión (cuadrante inferior izquierdo) sin tratamiento antibacteriano; la segunda (cuadrante superior izquierdo) se roció con Esterident® (Medisol), se mantuvo durante 10 minutos, para luego inactivarse con tiosulfito de sodio. Posteriormente el

paciente se enjuagó con 10ml de Clorexil® (Stein) durante 1 minuto; seguidamente se tomó la tercera impresión (Cuadrante inferior derecho), la cual no recibió desinfectante y la cuarta impresión (cuadrante superior derecho) se trató con Esterident® y su respectivo inactivador.

Los resultados obtenidos indican que en el 90% de las impresiones correspondientes al tratamiento 1 se recuperó al menos 5 Unidades Formadoras de Colonias (UFC) y el 46.7% presentaban más de 20 UFC, lo que refleja el riesgo potencial de infección; mientras que con el tratamiento 3 fue de 43.3%. En el caso de los tratamientos 2 y 4 no hubo recuperación bacteriana, lo que indica que el riesgo se redujo a cero.

Justificación

El personal de odontología, estudiantes, profesionales y técnicos dentales, están sometidos al riesgo de infección, debido a contaminación cruzada con la carga microbiana arrastrada en las impresiones dentales de alginato y con los moldes chorreados en éstas. Por lo cual, es imperativo evaluar medidas preventivas para erradicar ese factor de riesgo y en tal sentido, la opción más práctica es reducir o eliminar la carga bacteriana de las impresiones de alginato; ya sea mediante el enjuague previo del paciente con Clorexidina y el tratamiento de las impresión con un desinfectante en aerosol. Una práctica efectiva de este tipo, podría incorporarse a la rutina del trabajo, en la clínica, y la eliminación de ese factor de riesgo, redundará en la preservación de la salud del personal. A la vez, tal protocolo de desinfección, puede ser uno de los elementos importantes en el proceso de acreditación de la Facultad de Odontología.

Problema

¿Es posible someter las impresiones de alginato a un esquema sencillo de desinfección que disminuya o elimine la carga bacteriana arrastrada?

Marco Teórico

La cavidad bucal del feto en el útero se encuentra libre de gérmenes, es durante el nacimiento en que dicha cavidad queda expuesta a la microbiota del tracto vaginal, que incluye bacterias y algunas veces protozoos y levaduras (Negroni, M., 1999).

Se denomina **comunidad pionera** a la flora bacteriana que coloniza la cavidad bucal del recién nacido, que se establece, aproximadamente, a las ocho horas del nacimiento; está compuesta, principalmente, por *Streptococcus salivarius*. Posteriormente, durante los siguientes meses de vida, hay un aumento en el número de especies y aumenta la complejidad de esa flora. La microbiota presente, al completarse la dentición temporal y más tarde la dentición permanente, conforma la **comunidad clímax**. (Negroni, M., 1999)

El desarrollo de la microbiota oral involucra una sucesión alogénica influida por factores no microbianos, tales como la aparición de las piezas dentales y otra autogénica, determinada por factores microbianos, como el aumento de anaerobios después de la aparición de las piezas dentales (Negroni, M., 1999).

Cada microorganismo ocupa un micronicho diferente en la cavidad bucal. El equilibrio imperante se altera cuando se modifican las condiciones, debido a una enfermedad o a la intervención odontológica, como extracción de una pieza dental o la profilaxis. En estas condiciones pueden establecerse bacterias patógenas u oportunistas; por ejemplo, *Actinomyces* y *Prevotella intermedia*, entre otros; también hongos, entre los que destacan *Candida sp.*, *Histoplasma capsulatum*, virus como *Herpes simplex*, Papiloma y parásitos, como *Entamoeba gingivalis* y *Tricomonas tenax* (Prieto, J., Calvo, A., 2004).

La colonización bacteriana en una superficie limpia de la cavidad oral es rápida y es consecuencia de la proliferación de las bacterias ya adheridas, sumado a los continuos depósitos de saliva (Morgan, T., Wilson, M., 2001). La colonización bacteriana en diversas superficies orales es precedida por la adsorción de una película proveniente del exudado gingival y la saliva. El grupo de *Streptococcus*, conocido como “mitis”, predomina en la formación temprana de la placa (Sardin, S., Morrier, J., Benay, G., Barsotti, O., 2004). La dureza de las superficies y las superficies libres de energía en los sustratos, así como las características de adhesión bacteriana, contribuyen a la colonización de placa y su maduración, en superficies orales (Sardin, S., et als, 2004).

Es importante conocer la flora oral existente en los diferentes micronichos ecológicos que se establecen en sitios anatómicos de la cavidad oral. A continuación se enumeran los principales géneros y especies bacterianas distribuidas en la boca.

Distribución de microorganismos en la cavidad bucal

El predominio de microorganismos anaerobios se debe a que estos poseen una serie de características de adaptación al medio bucal (Prieto, J., Calbo, A., 2004).

En las patologías bucales predominan los anaerobios Gram negativos, en la caries dental predominan *Streptococcus mutans*, *S. sobrinus* y *Lactobacillus casei* (Munson, M., Banerjee, A. Watson, T., Wade, W., 2004), (Prieto, J., Calbo, A., 2004), (Sato, T., et als, 2003).

En la gingivitis se aprecia un incremento de *Actinomyces sp*, frente a una disminución de *Streptococcus spp*, siendo *Prevotella intermedia* y las Espiroquetas, los microorganismos aislados con más frecuencia en esta patología. (Prieto, J., Calbo, A., 2004).

Encías

En las encías sanas predominan los Gram positivos como *Streptococcus* spp, y *Actinomyces* spp. (Prieto, J., Calbo, A., 2004)

Labios:

Presentan una microbiota mixta entre la flora de la piel y la oral. Los microorganismos característicos de la piel son *Staphilococcus*, *Micrococcus* y algunos bacilos Gram positivos, (Negroni, M., 1999). La mayor parte de microorganismos de cavidad bucal son cocos y bacilos, tanto Gram positivos como Gram negativos, que incluye aerobios (*Streptococcus*, *Staphilococcus* y *Corynebacterium*), aerobios facultativos y anaerobios estrictos (*Peptoestreptococcus*, *Prevotella*, *Fusobacterium*, *Gemella* y *Porphyromonas*) (Prieto, J., Calbo, A., 2004)

Mucosa bucal (carrillos)

Se encuentran tres especies representativas: *Streptococcus mitis* (60% del total) y *S. sanguis* y *S. salivarius* (ambos con alrededor del 11%). Otras especies incluyen *Lactobacillus*, *Veillonella*, *Porphyromonas*, *Prevotella*, *S. milleri*, Enterococos y Treponemas. (Prieto, J., Calbo, A., 2004)

Paladar

Se han aislado *Streptococcus*, *Lactobacillus* y *Haemophilus*. Debido al uso de prótesis se puede desarrollar *Cándida albicans*. También se han aislado especies de *Klebsiella*. (Prieto, J., Calbo, A., 2004)

Lengua

Debido a la presencia de criptas y papilas, la lengua se torna un área adecuada para diversos microorganismos, como el *S. salivarius*, que representa más del 50% del total de bacterias de esta zona. Le siguen *S. mitis*, *S. milleri* y *S. sanguis*. También se han aislado *Haemophilus*, *Lactobacillus*, *Veillonella*, *Neisseria*, *Bacteroides*, *Fusobacterium* y Espiroquetas. El *Stomatococcus mucilaginosus* (antes *Micrococcus mucilaginosus*) también ha sido aislado en lengua y nasofaringe. (Prieto, J., Calbo, A., 2004)

Saliva

La saliva, que no posee una microbiota propia, contiene aproximadamente 10^8 microorganismos por mililitro. La mayoría de esos microorganismos provienen de la lengua. En los últimos años se ha utilizado el recuento del número de *S. mutans* y *Lactobacillus* presentes en la saliva, como indicador de susceptibilidad a la caries dental. Asimismo, se ha visto que la microbiota de la saliva es diferente a la encontrada en la biopelícula, que constituye la placa dental. (Prieto, J., Calbo, A., 2004)

Riesgo potencial de contaminación cruzada con la flora oral:

Los profesionales en odontología, en sus labores cotidianas, están expuestos a una amplia variedad de microorganismos potencialmente patógenos, provenientes de la cavidad oral del paciente, ya que están en contacto con sangre y saliva. La posible transmisión de agentes infecciosos depende de cuatro factores: a) fuente de infección (paciente/operador), b) medio de transmisión (sangre, saliva), c) vía de transmisión: inoculación, como en el caso de Hepatitis, Herpes simple, HIV; inhalación, como en el virus de la varicela, virus

Influenza, *Mycobacterium tuberculosis*, entre otros; d) susceptibilidad individual, que depende del estado nutricional, grado de inmunidad, herencia y medicación, entre otros factores.

En el control de la infección se trata de evitar la transmisión de microorganismos, para lo cual se recurre al empleo de barreras de protección, manejo apropiado de instrumental punzocortante, desinfección de superficies y equipos; además, de la esterilización del instrumental. Las heridas o abrasiones sufridas con instrumentos contaminados con saliva o sangre de pacientes, así como los aerosoles con esos materiales representan un riesgo potencial de infección. También, es importante que el profesional mantenga al día su esquema de vacunas. A la vez, el paciente también está sometido a un riesgo de infección a pesar del correcto manejo y control de éstas; la fuente más frecuente, es su propia microbiota, y los mecanismos de transmisión son los instrumentos o equipos contaminados, e incluso, las manos del operador (Hackney, R., Crawford, J., Tulis, J., 1998).

El uso de procedimientos efectivos para el control de infecciones y precauciones universales, en el consultorio dental y en el laboratorio, permiten prevenir la contaminación cruzada que se podría extender a los profesionales en odontología, los asistentes, los técnicos, e incluso, a otros pacientes (Association Report, 1996). El manejo de instrumental y equipos es de vital importancia para evitar la contaminación cruzada, por tal motivo, es necesario diseñar un protocolo adecuado para su manipulación (Abreu, O., Pousa, M., Scotti, K., 2005). Usualmente, la contaminación cruzada se origina en el consultorio dental; pero, hay que tomar en cuenta, que muchos de los trabajos prostéticos y de aparatología son realizados en laboratorios dentales fuera del consultorio.

El control universal de infecciones es un método, en el cual, la sangre humana y los fluidos corporales son tratados como si estuvieran contaminados con VIH, VHB u otros patógenos. Dicho método es importante, porque no todos los pacientes con enfermedades infecciosas, están conscientes de su condición clínica y no siempre pueden ser identificados por su historia médica o examen físico (Mitchell, D., Hariri, N., Duncanson, M., Jacobsen, N., MacCallum, R., 1997).

Para limitar la contaminación se debe evitar el contacto, con objetos como, teléfonos y gabinetes, mientras se lleva a cabo el tratamiento; si fuera necesario, se deben cubrir con algún tipo de barrera, como el plástico. Las manos se deben lavar cada vez que se inicie un procedimiento; al cambiar de guantes, o después de tocar cualquier objeto potencialmente contaminado. Además, hay que tomar las precauciones necesarias para evitar traumatismos con agujas o algún otro instrumento punzo-cortante (Association Report, 1996).

Las labores efectuadas en los consultorios y laboratorios odontológicos se han clasificado en tres categorías de las que dependen los procedimientos para el control de infecciones:

Categoría I: labores que comprenden exposición de sangre, saliva, tejidos y otros líquidos corporales. Entre esas labores figura el manejo de instrumentos quirúrgicos, que normalmente penetran el tejido blando o hueso. Estos instrumentos se deben esterilizar después de su utilización, o descartar adecuadamente, si son materiales desechables.

Categoría II: labores que no comprenden exposición de sangre, saliva, tejidos y otros líquidos corporales; aunque, el empleo de instrumentos pudiera requerir el desempeño de labores categoría I. Los instrumentos no penetran los tejidos, pero están en contacto con ellos, por lo tanto, se deben esterilizar después de ser utilizados.

Categoría III: labores que no comprenden exposición de sangre, saliva, tejidos y otros líquidos corporales.

El personal que se desempeña en las categorías I y II debe usar guantes, protección ocular, cubre-bocas y uniforme. El personal que se desempeña en la categoría III sólo debe tomar precauciones sistemáticas. Se debe exigir, a todo el personal, que se lave las manos inmediatamente, entre o salga, del área limpia (Troconis, J., 2003).

Todas las superficies, que han sido rociadas o han estado en contacto con fluidos corporales humanos, deben ser desinfectadas con un desinfectante de grado hospitalario, el cual debe estar registrado en la Agencia de Protección Ambiental (EPA) o la Asociación Dental Americana (ADA) (Drennon, D., Johnson, H., 1990), (King, A., Matis, B., 1991). Los desinfectantes aceptados por la EPA deben ser tuberculicidas y virucidas (Schutt, R., 1989).

La ADA en los años 1988, 1991 y 1996 sugirió un protocolo de desinfección con desinfectantes aprobados por esta entidad, ya fuese para aplicarlos en aerosol o por inmersión, dependiendo del tipo de material. Existen otros protocolos que se orientan a la prevención de la hepatitis B, tuberculosis, Herpes y SIDA, cuyos agentes infecciosos podrían ser transmitidos a las impresiones dentales (Kugel, G., et als, 2000), (Flanagan, D., Palenik, Ch., Setcos, J., Miller, Ch., 1998), (Durr, D., Novak, E., 1987), (Mitchell, D., et als, 1997), (Jonson, G., Chellis, K., Gordon, G., Lepe, X., 1998), (Minagi, S., Yano, N., Yoshida, W., Tsuru, H., 1987). Algunos de estos patógenos pueden vivir, por largos períodos, fuera de sus hospederos (Flanagan, D., et als, 1998), así como esporas, virus y bacterias (Matyas, J., Caputo, A., Lucatorto, F., et al 1990). El SIDA es más fácil de inactivar, sin embargo, el virus de la hepatitis B esta presente, estadísticamente, en 1 de cada 140 laboratorios (King, A., Matis, B., 1991), y su transmisión por saliva ha sido

documentada por Tullner, J., en 1988. Powel, G., et als (1990), encontraron que 67% de todos los materiales, enviados de la clínica al laboratorio, estaban contaminados con bacterias patógenas como *Enterobacter cloacae*, *Klebsiella oxytoca*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Streptococcus* α hemolíticos, *Mycobacterium tuberculosis*, *Eschericia coli* y otros (Furukawa, K., Niagro, F., Runyan, D., Cameron, S., 1998); además, se han reportado *Acinetobacter anitratus* y *Staphylococcus* sp. (Pavarina, A., Vergani, C., Machado, A., Giampaolo, E., Teraoka, M., 2003). Estas bacterias pueden causar conjuntivitis, neumonía, infecciones del tracto urinario y menengitis (Pavarina, A., et als, 2003). Powell, G., et als, (1990) encontraron que, en hidrocoloides irreversibles (impresión de alginato), los microorganismos más comúnmente hallados son Difteroides, *Bacillus* sp, *Pseudomonas*, *E. coli* y especies de *Streptococcus* α hemolíticos (Powell, G., et als, 1990).

Desinfectantes

Idealmente los desinfectantes químicos deben ser capaces de inactivar rápidamente los microorganismos patógenos, no ser tóxicos a los tejidos humanos y ser usados en forma simple y efectivamente (Pavarina, A., et als, 2003) (Ver anexo 1). El Concejo de Terapéutica Dental (CTD) ha aceptado cuatro categorías de desinfectantes químicos, utilizados para sumergir instrumentos y una vez desinfectados se debe desechar el desinfectante usado; en otros casos, se puede utilizar algún tipo de aerosol elaborado para esta finalidad (Schutt, R., 1989). Los desinfectantes químicos más empleados según la CTD son:

1. Solución de Cloro con Hipoclorito de Sodio (Na ClO) al 5,25% para desinfección de superficies,

2. Formaldehído al 8% para desinfección de instrumentos por 30 minutos,
3. Glutaraldehído al 2% para desinfección en 10 minutos
4. Yodoformo al 1% para superficies en la oficina dental (Shen, C.,1989).

Los agentes viricidas y bactericidas que han demostrado ser más efectivos, incluyendo la eliminación de esporas, son: formaldehídos, compuestos de cloruro (NaHCl 0,5%), glutaraldehído, fenoles y yodoformos (soluciones de 0,05% al 0,1%). Según el Centro de Control de Enfermedades de Estados Unidos (CDC), dichas sustancias tienen la capacidad de destruir virus como el de Hepatitis, Herpes y VIH, en 10 a 30 minutos (Matyas, J., et als., 1990), (Merchant, V., McNeight, M., Ciborowski, C., Molinari, J., 1990).

Consideraciones para la desinfección de materiales de impresión

Los materiales de impresión, registros oclusales e incluso, los modelos de yeso, se consideran como posibles fuentes de infección cruzada, entre pacientes y personal de laboratorio, pues se ha demostrado que las impresiones pueden arrastrar microorganismos del paciente (Kugel, G., et als, 2000), (Bass, R., Plummer, K., Anderson, E., 1987), (Leung, R., Schonfeld, S.,1983), e incluso, llegar hasta los modelos en piedra dental (Flanagan, D., et als, 1998), (Durr, D., Novak, E, 1987), (Jonson, G., et als, 1998), (Tullner, J., et als, 1988, (Stern, C. et als, 1991), (Leung, R.,1983). Por esta razón, es importante la desinfección de esos materiales (Schutt, R., 1989), (Leung, R.,1983), (Kugel, G., et als, 2000).

A pesar de que la desinfección de materiales de impresión es recomendable para disminuir el riesgo de infección cruzada, enfrenta problemas relacionados con la propia

composición química de esos materiales; pues ellos no soportan bien la desinfección o esterilización. Entre los inconvenientes afrontados figura la falta de detalle en la superficie, la generación de superficies ásperas y la inestabilidad dimensional; siendo estos problemas más graves en el primer modelo de trabajo; además, se debe tomar en cuenta la reproducción de líneas de detalles, expansión, estabilidad dimensional, compatibilidad, resistencia a la abrasión, solubilidad y compatibilidad con la piedra dental (Drennon, D., et als, 1990), (Kugel, G., et als, 2000), (Ríos, M., Morgano, S., Sheldon, R., Rose, L., 1996), (Tullner, et als., 1988). No obstante, algunos desinfectantes mejoran el detalle superficial de los modelos al actuar como surfactantes, como los etoxilatos del glutaraldehído (Lepe, X., Johnson, G., Berg, J., 1995), (Troconis, J., 2003).

En la elección del desinfectante se debe considerar la composición, la concentración, el tiempo de exposición y la compatibilidad con el material de impresión para evitar distorsiones (Kugel, G., et als, 2000). Además, se debe seguir las instrucciones de empleo del desinfectante, la dilución de trabajo recomendada, revisar fecha de vigencia, el ámbito de temperatura adecuada y las precauciones indicadas para su uso (King, A., Matis, B.,1991), y consultar con los fabricantes respecto a la estabilidad de materiales específicos, con relación a los procedimientos de desinfección (Troconis, J., 2003).

Estas recomendaciones implican que deben seguirse protocolos preestablecidos y de conocimiento común entre el personal de odontología; sin embargo, la ADA (2000) detectó incongruencias entre diferentes laboratorios con respecto a un mismo desinfectante, lo que exige la estandarización de protocolos (Kugel, G., et als, 2000). Esto incluye, la comunicación entre el odontólogo y el técnico dental, con respecto a la información sobre el tipo de desinfectante, concentración y el tiempo de exposición, a que las impresiones fueron sometidas, antes de enviarlas al laboratorio (King, A., Matis, B.,1991). Por ejemplo,

Lepe X (1995), comprobó que algunos técnicos dentales sumergían las impresiones de poliéter y siliconas de adición, en desinfectantes, durante periodos prolongados de hasta 18 horas, lo cual produjo efectos importantes en los modelos de impresiones, principalmente, en las siliconas de adición.

Desinfectantes y métodos de desinfección según el tipo de material

Para eliminar los microorganismos potencialmente patógenos que podrían contaminar las impresiones dentales, se recomienda que, éstas pasen directamente de la boca del paciente a una fuente con agua circulando, e inmediatamente, se desinfecten (King, A., Matis, B.,1991), (Flanagan, D., et als, 1998), (Durr, D., Novak, E, 1987), (Schutt, R., 1989), (Mitchell, D., et als.,1997), (Jonson, G., et als., 1998), (Merchant, V., et als.,1990), (Troconis, J., 2003). Esta práctica, además de eliminar microorganismos, remueve detritus celulares y reduce la distorsión del material al empezar, tempranamente, la desinfección. Además, se debe desinfectar la cubeta y el adhesivo colocado en ésta (Ríos, M., 1996).

La desinfección de las impresiones suele hacerse por inmersión en el desinfectante apropiado, o por atomización, según el tipo de material dental empleado, como se resume en el cuadro 1. Se concluye que los materiales hidrofílicos, como el alginato y los poliéteres se desinfectan mediante aerosoles; en tanto que, se prefiere la inmersión, para los materiales hidrofóbicos.

Cuadro 1**Materiales y desinfección recomendada**

MATERIAL	DESINFECTANTE	TRATAMIENTO	COMENTARIOS
Alginato	Hipoclorito de sodio	Atomización	Debe mantenerse húmedo con el desinfectante
Polieter	Dióxido de Cloro, Compuestos fenólicos y yodofórmico.	Atomización	
Polivinil siloxano	Hipoclorito de Sodio	Inmersión	Seguir indicaciones del Fabricante
Modelos de Yeso	Yodoformo	Atomización o remojado por 10 minutos	Se prefiere la desinfección de la impresión. No debe realizarse en el primer modelo definitivo.
Dentaduras de Resina y metales nobles	Hipoclorito de Sodio	Inmersión	Lavado inicial con jabón antibacterial
Metales no nobles	Compuestos de Fenol Compuestos con Yodoformo	Inmersión	Lavado inicial con jabón antibacterial
Registros en cera	Yodoformo Hipoclorito de Sodio	Inmersión	

Fuente : Dental Clinics of North América (King, A., Matis, B., 1991)

Desinfección de materiales hidrofílicos para impresiones:

La desinfección, mediante atomización de un desinfectante, es el método más práctico y simple; sin embargo, algunos estudios lo consideran menos efectivo que los métodos de inmersión. No obstante, son los más adecuados para la desinfección de materiales hidrofílicos, como los poliéteres, los hidrocoloides reversibles y los irreversibles. Si estos materiales se someten a inmersión se distorsionan debido a que absorben agua, lo

cual degrada la impresión (Jonson, G., et als., 1998), (Kugel, G., et als, 2000). Por esta razón, se recomienda desinfectarlos mediante aerosoles, y colocarlos en un humidificador saturado durante el tiempo requerido de desinfección lo cual puede hacerse en una bolsa plástica para evitar la evaporación del desinfectante (King, A., Matis, B., 1991).

Una de las ventajas de la desinfección por aerosol es que preserva mejor los detalles de impresiones con hidrocoloides, como el alginato, que cuando se desinfectan por inmersión. En un estudio en que se comparó ambos métodos, en impresiones de alginato, se concluyó que los cambios dimensionales ocasionados por el aerosol no eran clínicamente significativos, al menos para el uso que se le da a estas impresiones (Jonson, G., et als., 1998), (Kugel, G., et als, 2000).

Se ha cuantificado el grado de alteraciones dimensionales, en impresiones de alginato, sometidas a desinfección mediante inmersión; por ejemplo, Durr (1987) demostró que la inmersión en soluciones al 1% de hipoclorito de Sodio o en solución de 2% de Glutaraldehído, por 10 minutos a temperatura ambiente, produjo alteraciones de 0,1 mm en los modelos de dichas impresiones. De ello se concluye que esta clase de desinfección se puede usar para modelos de estudio o de trabajo que no requieran un ajuste perfecto. Una conclusión similar se obtuvo en otro estudio en el cual, las impresiones se sumergieron por 15 minutos, en yodoformo y glutaraldehído (Tullner, J., et als, 1988). También, Johnson (1998) demostró que la desinfección por inmersión, en Yodoformo, en Glyoxal, en glutaraldehído, o en fenol-glutaraldehído, por 10 minutos, provocaba solo distorsiones del orden de 0,043mm (43 μ m), conservándose la exactitud del modelo y la calidad de las superficies; mostrando así, que esta desinfección se puede utilizar para montajes diagnósticos, modelos para fijar restauraciones dentales parciales, fabricar planos oclusales

y para la construcción de estructuras para prótesis parciales removibles (Jonson, G., et als., 1998),. No obstante, Minagi (1987), utilizando glutaraldehído al 2% (pH 8,7), reportó cambios dimensionales más significativos.

Otro procedimiento empleado para desinfectar las impresiones hidrofilicas consiste en incorporar un desinfectante directamente al polvo del alginato, como podrían ser yodoformos, clorhexidina, fenoles o iones inorgánicos, tal como han evaluado Flanagan y colaboradores (año), quienes evaluaron éstos contra *Candida albicans*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Staphylococcus aureus*, *Salmonella choleraesuis* y *Streptococcus faecalis*. Los microorganismos en cuestión, fueron diluidos en solución salina en concentraciones estandarizadas y se mezclaron con cinco diferentes mezclas de alginato, dos de las cuales no poseían ninguna clase de desinfectante, una contenía clorhexidina y las otros dos tenían sales de amonio cuaternario. Después del cultivo y conteo se probó que los alginatos con amonios cuaternarios fueron completamente efectivos contra los cinco microorganismos, el que contenía clorhexidina eliminó 100% de bacilos Gram negativos y del 95 al 99% de cocos Gram-positivos y *Candida*; en tanto, que los cinco microorganismos se recuperaron viables de las dos mezclas sin desinfectante, luego de una hora (Flanagan, D., et als, 1998).

Desinfección de materiales hidrofóbicos para impresiones:

En varios estudios se ha demostrado que la inmersión completa de las impresiones en el desinfectante es más efectiva que el empleo de éstos en aerosol, debido a que la hidrofobicidad, característica de estos materiales, tiende a dejar superficies sin cubrir (Jonson, G., et als., 1998),. (King, A., Matis, B., 1991). Por lo tanto, la inmersión es recomendable para este tipo de materiales, como son el polivinil siloxano, las siliconas y los polisulfuros (King, A., Matis, B., 1991), (Hidalgo, I., Balarezo, A., 2004).

La desinfección en las impresiones de siliconas de adición y polisulfuros con glutaraldehído ácido potenciado, glutaraldehído alcalino, formalina, hipoclorito de sodio, fenol o yodoformo, por 10 minutos, o dióxido de cloro, por tres minutos, han mostrado excelente exactitud (Jonson, G., et als., 1998), (Merchant, V., et als, 1984). Aún luego de una hora de inmersión en glutaraldehído al 2%, los modelos de siliconas, han mostrado solo alteraciones dimensionales, insignificantes, del orden del 0,03% (Minagi, S., et als, 1987).

La evaluación de los cambios dimensionales en impresiones de elastómeros con hipoclorito al 5.25% y glutaraldehído al 2%, determinaron que los diferentes elastómeros, aún sin sumergir en las soluciones desinfectantes, producían un pequeño cambio dimensional en los modelos obtenidos, pero al desinfectarlos, la diferencia no era estadísticamente significativa (Adabo, G., Jonson, G., 1999). Por otra parte, el glutaraldehído ácido produce mejor dureza superficial que el alcalino, aunque ambos producen modelos similares a aquellos no desinfectados (Drennon, D., et als., 1990), (Jonson, G., et als, 1998), (Lepe, X., et als, 1995).

Desinfección de otros materiales dentales:

En el caso de piedras dentales se puede agregar el desinfectante directamente al material en seco (King, A., Matis, B., 1991), (Schutt, R., 1989); lo cual puede hacerse con yodoformo, glutaraldehído neutro o hipoclorito de sodio; sin embargo, existe poca investigación sobre estos métodos (King, A., Matis, B., 1991), (Mitchell, D., et als, 1997) También se puede utilizar una piedra dental que contenga un desinfectante, como el Gilstone, un tipo piedra dental con 0,25% de Chloramine-T (germicida liberado de las soluciones de hipoclorito de sodio) el cual, al mezclarse con agua se activa desinfectando el modelo (Schutt, R., 1989).

Es importante crear conciencia en los profesionales de odontología respecto de que los modelos se recontaminan; esto ocurre cuando se realizan pruebas de estructuras intraorales que se vuelven a colocar en el modelo, acción en la cual arrastran saliva del paciente y por lo tanto, los microorganismos orales. Se ha demostrado que esa carga bacteriana se recupera, aún a cuatro horas después de la exposición; lo que señala el riesgo potencial de infección con esos implementos (Mitchell, D., et al., 1997). Es necesario realizar más investigación para buscar la manera de disminuir esta contaminación cruzada (Mitchell, D., et al., 1997), (Bass, R., et al., 1987). Se ha logrado desinfectar, satisfactoriamente, los modelos, sumergiéndolos en soluciones saturadas de sulfato de calcio con hipoclorito de sodio, durante 30 minutos a una hora. Este tipo de soluciones sirven como prevención, y se recomienda para los modelos cuando no se sabe si fueron desinfectados (Bass, R., et al., 1987). Sin embargo, otros autores recomiendan hacerlo con yodoformo, como desinfectante, ya que no causa abrasiones ni cambios longitudinales, aún luego de repetidas exposiciones a ese desinfectante (Troconis, J., 2003), (Stern, M., et al., 1991). Las prótesis se deben lavar con cepillo y jabón antimicrobiano, luego sumergirse en un recipiente con desinfectante, para después colocarla en un limpiador ultrasónico. Sin embargo, no se deben enviar aparatos o prótesis en desinfectante, debido al tiempo excesivo de exposición, pues podrían afectar al técnico, ya sea por quemaduras en piel o mucosas.

Otros materiales, como la pasta cinquenólica y la modelina se deben enjuagar con agua, lavar con detergente líquido, dejar secar y rociarla con glutaraldehído (Troconis, J., 2003).

En conclusión, los datos bibliográficos indican que es importante someter los materiales dentales, como impresiones y modelos, a acción desinfectante y ésta tiene una amplia gama de diversas posibilidades evaluadas en países desarrollados. No obstante, en

nuestro medio, esas acciones no son parte de la rutina por lo que es importante crear conciencia de ese factor de riesgo y evaluar medidas preventivas como sería la incorporación, a la rutina, de un protocolo simple de desinfección.

Hipótesis

El enjuague oral con Clorexil®, previo a la toma de una impresión con alginato sería capaz de reducir el riesgo de infección cruzada. Este mismo efecto se podría obtener con el rociado del desinfectante Esterident® a las impresiones tomadas.

Objetivo general

Evaluar la acción desinfectante de los enjuagues orales con clorhexidina previos a la toma de las impresiones de alginato y la aplicación en aerosol de un desinfectante a esas impresiones, obtenidas de estudiantes universitarios, con edades entre los 20 y los 27 años.

Objetivos específicos

1. Cuantificar la carga bacteriana arrastrada en las impresiones dentales de alginato, mediante cultivo de modelos hechos con agar tripticasa soya adicionado de 1mg/ml de sales de tetrazolium.
2. Evaluar la posible reducción de la carga bacteriana, en impresiones de alginato, tomadas posteriormente al uso del enjuague con Clorexidina mediante cultivo de modelos hechos con agar tripticasa soya adicionado de 1mg/ml de sales de tetrazolium.
3. Determinar si el rociado de las impresiones de alginato, con un aerosol del desinfectante Esterident®, reduce significativamente la carga bacteriana, evaluado mediante cultivo de modelos hechos con agar tripticasa soya adicionado de 1mg/ml de sales de tetrazolium.

Capítulo II

Métodos de Trabajo

Evaluación microbiológica de las impresiones de alginato

Se diseñó un método simple para evaluar la flora oral arrastrada en las impresiones de alginato (ESPE de la compañía comercial 3M), mediante la confección de un modelo hecho con agar tripticasa soya (ATS) adicionado de sales de cloruro de trifenil tetrazolium (conocidas por sus siglas del inglés como TTC) (Fig. 6). Estas sales son reducidas por la actividad de las deshidrogenasas bacterianas al actuar como aceptores de electrones; la sal reducida constituye un compuesto insoluble de color rojo, conocido como formazán. Al incorporar las sales de TTC al medio de cultivo evidencian la actividad microbiana, pues tiñen de rojo intenso las colonias, con lo cual se ponen fácilmente en evidencia, ya sea para contarlas o evaluar otros parámetros, incluyendo pruebas de susceptibilidad a los antimicrobianos (Mac Faddin J., p. 215-218).

El procedimiento consistió en chorrear el medio de cultivo ATS-TTC fundido y mantenido a 48 °C directamente en las impresiones de alginato. Operación que se hizo en una cámara de flujo laminar para evitar la contaminación con bacterias ambientales. Luego de 10 minutos, una vez que el agar solidificó, se extrajo asépticamente el molde empleando una espátula para cera rosada, esterilizada, sumergiéndola en alcohol y flameándola. Los moldes obtenidos se depositaron directamente en placas de Petri estériles y se incubaron a 35°C durante 48 horas en aerobiosis. Las colonias bacterianas cultivadas aparecieron de color rojo intenso y el molde, de cada pieza dental, fue fotografiado con una cámara digital, para guardar la información.

Evaluación de la actividad desinfectante:

Se eligieron cinco agentes desinfectantes: Esterident®, Alcazime®, Esterilex®, Alcacide® y Sporox®, pues se encuentran en el mercado costarricense. Para seleccionar el más adecuado y que se adaptara a las condiciones propuestas en esta metodología, se procedió a evaluar su efectividad en el Laboratorio de Microbiología de Alimentos y Aguas de la Facultad de Microbiología, de la Universidad de Costa Rica. La prueba consiste en la disminución de una población bacteriana conocida (*Escherichia coli* ATCC 25922, *Staphylococcus aureus* ATCC 25923 y *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 15442) en 5 logaritmos, esto es una reducción de 100 000 Unidades Formadoras de Colonias por cada mililitro (UFC/ml) de la solución de prueba (ver anexo 2).

Se seleccionó el desinfectante Esterident® (Medisol), pues al igual que todos los desinfectantes evaluados redujo la carga bacteriana, según la prueba, y además, es el que se emplea en la Facultad de Odontología de la Universidad de Costa Rica.

Estudio pre-piloto:

Se hizo un estudio previo con tres estudiantes universitarios, dos de los cuales cursaban la carrera de odontología. El objetivo de este estudio fue evaluar la factibilidad de obtener los moldes de las impresiones dentales con el medio de cultivo y observar y cuantificar el crecimiento bacteriano. En este estudio se realizó empleando como medio de cultivo el ATS. Debido a las dificultades enfrentadas para visualizar las colonias bacterianas se recurrió a la adición de TTC.

Estudio piloto:

Una vez que se probó, que la metodología funcionaba, se ensayo el protocolo de desinfección, incluyendo el manejo de las impresiones, el uso del antiséptico oral y el posterior tratamiento con un desinfectante. Este estudio se realizó con cinco estudiantes universitarios de carreras diferentes a la de odontología. El medio de cultivo empleado para hacer los moldes a partir de las impresiones de alginato fue ATS-TTC.

Población:

Se analizó un grupo de 30 estudiantes universitarios voluntarios (Ver anexo 3), de carreras diferentes a la de Odontología, con edades entre los 20 y los 27 años. Entre los criterios de rechazo para el estudio se incluye la presencia de enfermedades sistémicas y signos que revelen alteraciones importantes de la salud, tal como se enumera en el anexo 4; en cuanto a salud bucodental, se rechazó a los casos con periodontitis y a los estudiantes de la Facultad de Odontología; pues debido a su formación académica tienen una higiene oral mejor que el resto de la población, como se constató en el estudio piloto. Por lo tanto, la evaluación de un protocolo de desinfección para impresiones de alginato hechas a estudiantes de odontología, podría estar sesgada, pues esta población muestra mejor higiene oral que el resto de la población y por lo tanto, sus impresiones dentales en alginato arrastran menos flora bacteriana que las obtenidas de la población general.

Todos los participantes, en el estudio, fueron previamente informados, en detalle, del tipo de estudio y los procedimientos a que serían sometidos y firmaron una fórmula de consentimiento informado.

Protocolo de trabajo:

Los estudiantes, voluntarios, fueron citados al Laboratorio de Bacterias Anaerobias de la Facultad de Microbiología (Ver anexo 5 y 6), para realizar la anamnesis, examen clínico y toma de impresiones, en el propio laboratorio, y evitar problemas de contaminación por transporte de las muestras.

De cada estudiante se tomaron 4 impresiones de hemiarcada, con alginato (ESPE de la compañía comercial 3M).

Primera impresión: Se realizó del cuadrante inferior izquierdo sin ningún tratamiento antimicrobiano. Una vez tomada la impresión se puso en la bolsa; ésta había sido previamente esterilizada. Después se pasó, directamente, a la cámara de flujo laminar horizontal, donde se chorreó con el medio de cultivo.

Segunda impresión: Posteriormente se tomó la segunda impresión, la cual correspondió al cuadrante superior izquierdo (Fig. 1); seguidamente se colocó en la bolsa, en la que había sido esterilizada y llevada al área destinada para su desinfección. Se roció con el desinfectante Esterident® (Medisol) a una distancia aproximada de 5cm; y se colocó en una bolsa plástica limpia y se dejó, en ésta durante 10 minutos; pasado este tiempo, se le vertió Tiosulfito de sodio (Fig. 2) y se dejó en reposo durante 5 minutos para inactivar el desinfectante (Fig. 3). Se vertió el neutralizante y se pasó a la cámara de flujo laminar horizontal para chorrear el medio de cultivo (Fig. 4).

Tercera impresión: Previo a la toma de esta impresión se le dio al paciente una dosis de 10ml del antiséptico clorhexidina (Clorexil®, Stein) y se le indicó que se enjuagara con

éste, durante 1 minuto. Luego se tomó la impresión del cuadrante inferior derecho y se pasó, directamente, a la cámara de flujo laminar, como se describió para la primera impresión.

Cuarta impresión: Corresponió al cuadrante superior derecho y fue tomada posteriormente a la tercera, luego del enjuague con clorhexidina. Una vez tomada, se trató con el desinfectante y el inactivador, tal como se describió para la segunda impresión, y luego se hizo el molde con el medio de cultivo.

Condiciones de incubación: Los modelos dentales, hechos con el medio de cultivo, se incubaron en placas de Petri a 35°C durante 48 horas (Fig. 5). Al cabo de la incubación se analizaron los moldes, y se observaron en un estereoscopio a 40X, aquellos en los que no eran evidentes las colonias bacterianas. De los moldes con crecimiento bacteriano se tomaron fotografías con una cámara digital.

Se hizo una escala semicuantitativa para registrar el crecimiento bacteriano, cuantificando las unidades formadoras de colonias (UFC) por pieza dental:

0 = No había crecimiento bacteriano.

1 = Menos de 5 UFC.

2 = De 5 a 10 UFC.

3 = De 10 a 20 UFC.

4 = Más de 20 UFC o formación de una película confluyente, usualmente en el borde gingival.

Análisis de datos: Se creó una base de datos, en Excel, y se aplicaron técnicas de estadística descriptiva. Entre ellas, un análisis de variancia calculado a un nivel de significancia de 0.05 y la prueba de Bonferroni para determinar si existe o no diferencia significativa entre los tratamientos; dicha prueba se realizó con un 95% de confianza.

Capítulo III

Desarrollo

Resultados

Los resultados del estudio pre-piloto permitieron deducir que era necesario incorporar un indicador del crecimiento bacteriano al medio de cultivo, pues las colonias bacterianas eran poco conspicuas contra el fondo amarillento característico del medio, tal como se aprecia en la figura 1. Además, se definió el tiempo de incubación idóneo para el estudio, pues a las 24 horas, las colonias eran sumamente pequeñas y fue necesaria la observación al estereoscopio para evidenciar las colonias bacterianas. A las 72 horas los modelos se habían deshidratado tanto, que tendían a deformarse. Esta experiencia permitió establecer el tiempo de incubación, en 48 horas; en este lapso, las colonias crecieron hasta un tamaño que permitía su observación a simple vista; además, se optó por incubar las placas, dentro de bolsas plásticas cerradas, para disminuir la pérdida de agua de los medios de cultivo. En segundo lugar, se pudo determinar que las impresiones de alginato, realizadas a dos de los voluntarios, que eran estudiantes de odontología, mostraban muy pocas colonias bacterianas, lo cual fue reflejo de la buena higiene oral. Por el contrario, el tercer voluntario, que no era estudiante de odontología, mostró una carga bacteriana contundente. Ante estos resultados, se tomó la decisión de excluir de los voluntarios a los estudiantes de odontología.

El estudio piloto, realizado en 4 estudiantes, permitió la evaluación del medio de cultivo; a éste se le incorporó el indicador del crecimiento bacteriano TTC y también, permitió corregir los errores experimentados en la logística y manejo de los pacientes. Con dicha experiencia, se organizó un flujo de trabajo, en el cual se repartieron las tareas, desde el examen anamnésico, hasta el chorreo de las impresiones con el medio de cultivo. Con

esta experiencia, se definió el esquema definitivo de trabajo, que se aplicó a la población definitiva de estudio.

Como se ilustra en el cuadro 2, en 27 de las 30 muestras del estudio, correspondientes a las primeras impresiones, hubo crecimiento bacteriano, incluso en 13 (46,7%) la cantidad de colonias cultivadas fue mayor de 20 por pieza dental, lo que se clasificó como alto. En el 90% de las muestras se recuperó por lo menos 5 UFC por pieza dental. Estos datos corresponden a las impresiones sin tratamiento con antiséptico oral previo, ni desinfectante; por lo tanto, reflejan el riesgo potencial de infección cruzada; lo que equivale a afirmar, que en esta población, el 90% de las impresiones arrastraron una carga bacteriana importante (Fig. 8).

En el 43,3 % de las impresiones tomadas luego de que el paciente se realizara un enjuague bucal, con el antiséptico, hubo recuperación bacteriana; lo cual significa, que este tratamiento, bajó la carga bacteriana en casi la mitad de las muestras. Por el contrario, en las impresiones correspondientes a los tratamientos 2 y 4 no se cultivaron bacterias (Fig. 7); esto indica, que el riesgo de infección se redujo a cero, al menos para la evaluación de bacterias mesófilas totales; lo cual, indirectamente, podría extenderse a la población oral total, que pudo ser arrastrada en las impresiones de alginato.

Cuadro 2

Determinación de la carga bacteriana en las impresiones de alginato según el tratamiento aplicado

Resultado cultivo	Tratamiento (n=30 para cada tratamiento) N° (%)			
	1	2	3	4
0 (Negativo)	3 (10)	30 (100)	17 (56,7)	30 (100)
1	5(16,7)	0	3 (10,0)	0
2	4 (13,3)	0	5 (16,7)	0
3	4 (13,3)	0	1(3,3)	0
4	14 (46,7)	0	4 (13,3)	0
Total cult. positivos	27 (90)	0	13 (43,3)	0

El análisis de los moldes realizados con el ATS-TTC mostró, que en la mayoría de las piezas dentales, la carga bacteriana arrastrada se concentró en el área cervical de las piezas dentales, e incluso, en algunas del primer tratamiento fue de tal magnitud que no se identificaron colonias aisladas, sino que su confluencia formaba un anillo de crecimiento bacteriano, como se observa en la figura 2. En algunas piezas dentales las UFC se localizaron en la superficie oclusal. Los moldes de las piezas dentales tratados con el desinfectante, ya fuese solo, o en impresiones de pacientes luego del enjuague con el antiséptico, no mostraron colonias, tal como se ilustra en la figura 3.

La hipótesis estadística de trabajo se planteó de la siguiente manera:

Ho= No existe diferencia en el promedio de concentración de UFC entre los tratamientos

Ha= Al menos uno de los tratamientos presenta un promedio diferente.

Los resultados obtenidos muestran que existe diferencia, estadísticamente significativa ($p = 0,0000$) en el promedio de concentración de formación de colonias, entre los tratamientos, siendo mayor en los tratamientos 1 y 3, en los cuales no se protege el material, aún cuando el paciente se hubiese hecho un enjuague con clorhexidina. Obsérvese que en los tratamientos 2 y 4 no hubo crecimiento bacteriano, lo que significa que el tratamiento con el desinfectante fue exitoso.

Cuadro 3

Promedio, número de muestras y desviación estándar por tratamiento.
Facultad de Odontología: 2005.

Tratamiento	Promedio	N	Desviación estándar
1	2,70	30	1,4657
2	0,00	30	0,0000
3	1,07	30	1,4606
4	0,00	30	0,0000
Total	0,94	120	1,5079

Los resultados del análisis de variancia se muestran en el siguiente cuadro:

Cuadro 4

Análisis de variancia: UFC por procedimiento de toma de impresión.

Fuente de variación	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Cuadrado Medio	F	Significancia
Entre Grupos	146,425	3	48,808	45,598	0,000
Dentro de Grupos	124,167	116	1,070		
Total	270,592	119			

Dado que se encontró diferencia estadísticamente significativa entre los tratamientos, se procedió a realizar la prueba de Bonferroni y se determinó que, existe diferencia estadísticamente significativa, entre el tratamiento 1 con respecto a los demás tratamientos y el tratamiento 3 con respecto al 2 y al 4. Entre los tratamientos 2 y 4 no se presentó diferencia estadísticamente significativa tal como se muestra en la siguiente tabla.

Cuadro 5

Diferencias observadas en el promedio de tratamientos.
Facultad de Odontología: 2005.

Tratamiento	N	Tratamiento			
		1	2	3	4
1	30	--	2,7000**	1,0267**	2,7000**
2	30	--		1,0667**	0,0000
3	30	--	--	--	1,0667**
4	30	--		--	

** Nivel de Significancia = 0,01

Conclusiones

1. La desinfección de las impresiones es importante para evitar la contaminación cruzada paciente-operador- técnico dental.
2. Posterior a una toma de impresión, se recomienda lavar esta con un chorro de agua a presión moderada; seguidamente, se debe rociar con desinfectante. En nuestro caso, Esterident® (un producto de amonio cuaternario), y dejarlo en contacto con las superficies por 10 minutos, colocando la cubeta en una bolsa plástica.
3. La desinfección de impresiones dentales se recomienda mediante el método de rociado en aerosol, ya que la inmersión puede causar distorsión.
4. Se recomienda una buena comunicación técnico- operador para conocer el protocolo de desinfección que se está llevando a cabo.
5. Cuando no es posible desinfectar la impresión, se recomienda la desinfección del modelo o utilizar piedra dental o alginato, que tenga incorporado el desinfectante; aunque, hay poca información bibliográfica disponible sobre estos métodos.
6. El desinfectante que se utiliza actualmente en la facultad es 100% efectivo, como se demostró en las pruebas de desinfección realizadas en la Facultad de Microbiología, en las cuales este desinfectante redujo en 5 logaritmos los cultivos de los microorganismos de prueba; lo que también se confirmó en nuestro estudio

(Tratamientos 2 y 4). Por lo tanto, es un desinfectante adecuado para nuestros propósitos, siempre que se sigan las instrucciones del fabricante.

Como conclusión, podemos afirmar que el rociado de las impresiones de alginato con Esterident® sin diluir, dejando en reposo la impresión durante 10 minutos dentro de una bolsa plástica para evitar la evaporación, es un método útil para reducir prácticamente a cero, la carga de bacterias mesófilas totales, lo cual indirectamente, elimina el riesgo de infección cruzada debido a la manipulación de esas impresiones.

Discusión

La toma de impresiones es un procedimiento de categoría I en el control de infecciones, debido a que hay exposición de líquidos corporales, como saliva y sangre; por lo que se debe seguir el protocolo para evitar la contaminación cruzada y con ello, la transmisión de enfermedades infectocontagiosas.

Los datos presentados anteriormente, correspondientes al tratamiento 1 del experimento, donde se recuperó una carga bacteriana importante, señalan que las bacterias mesófilas totales, usadas como indicador de transferencia microbiana del paciente hacia la impresión, ponen de manifiesto un riesgo potencial de infección. Por bacterias mesófilas se definen aquellas cuya temperatura óptima de crecimiento es de 37°C. En este experimento solo se evaluó la flora total mesófila, sin embargo, la mayoría de los patógenos para humanos corresponden a este grupo (Prescott, H. et als, p. 430-433). Estos datos concuerdan con estudios realizados por Powell en 1990, quien demostró la presencia de microorganismos patógenos en hidrocoloides irreversibles. Además, en otros estudios se ha demostrado que la Hepatitis B, Tuberculosis y los virus Herpes pueden ser transmitidos a través de las impresiones dentales (Kugel G, 2000), (Flanagan D, 1998), (Durr D, 1987), (Mitchell D, 1997), (Jonson G, 1998), (Merchant V, 1984).

En el presente estudio se observó que el 90% de las impresiones, que no recibieron ningún tratamiento desinfectante o antiséptico (Tratamiento 1), presentaban una carga bacteriana importante; lo que significa que las impresiones de alginato arrastran parte de la flora oral y que son potencialmente infecciosas; por esta razón, es de suma importancia llevar a cabo algún procedimiento para disminuir la carga bacteriana y con ello, el riesgo de contaminación cruzada.

Las impresiones que fueron rociadas con el desinfectante Esterident® (Tratamientos 2 y 4) no presentaron crecimientos bacterianos, lo que demuestra que este método de desinfección es útil en la reducción de la carga bacteriana, concordando así, con estudios previos, con otros tipos de desinfectante (Flanagan, D., 1998). Además, el Esterident® es utilizado rutinariamente en la Facultad de Odontología de la Universidad de Costa Rica. En nuestro caso, el Esterilident® se utilizó sin diluir, tal como lo recomienda el fabricante; este aspecto es importante, pues siempre deben leerse y seguirse las instrucciones, para evitar usos inadecuados, como hubiese sido, en este caso, una dilución innecesaria que habría acabado con su poder bactericida. Por lo tanto, se debe tomar esta medida como parte del protocolo de control de infecciones de la Facultad de Odontología. Además, en diversos estudios se ha comprobado que la desinfección con este agente produce distorsiones que son clínicamente significativa; al menos para el uso que se le da a este tipo de impresiones (Jonson, G., et als, 1988).

El uso de Digluconato de Clorhexidina al 0.12% es recomendado antes de procedimientos en los cuales hay producción de aerosoles, ya que disminuye la contaminación del operador y las áreas adyacentes al paciente. Sin embargo, en el presente estudio se determinó, que el 43% de las muestras tomadas posterior al enjuague con Clorexil®, mantenía una carga bacteriana importante. Desde un aspecto positivo, estos datos demuestran que, en poco más del 50% de los casos, ese antiséptico evitó el transporte de bacterias de la boca del paciente a la impresión; no obstante, ese nivel de efectividad no es adecuado para nuestros propósitos, pues en el 43% de esos pacientes se recuperaron bacterias a partir de sus impresiones; lo cual es sinónimo de riesgo de infección. Quizás la aplicación de la clorhexidina durante un tiempo mayor de contacto con los tejidos orales, podría provocar una reducción más significativa en la carga bacteriana; no obstante, en este

protocolo se siguió la norma usual de un enjuague oral de un minuto. El uso de este antiséptico es una opción para reducir la carga bacteriana arrastrada en las impresiones dentales, ya que reduce en casi la mitad los conteos de carga bacteriana; aunque, su utilización aparece opacada con el empleo de un rocío con el desinfectante Esterident®; pues en todos los casos en que se aplicó ese desinfectante, ya fuese, o no, seguido del enjuague (Tratamientos 2 y 4, respectivamente) no se recuperaron bacterias.

En este caso, la hipótesis de que el enjuague oral con clorhexidina, previo a la toma de una impresión con alginato o el rociado de la impresión con un desinfectante como el Esterident®, sería capaz de eliminar la flora contaminante y, así reducir, el riesgo de infección a que están sometidos los profesionales en odontología que manejan esos materiales; se acepta como una alternativa correcta; haciendo la salvedad de que el rociado con el desinfectante es suficiente para reducir ese riesgo.

Cronograma

Fecha	Actividad
25-29 Abril	Prueba de desinfectantes para escoger el definitivo
5 mayo	Prueba Piloto
7 mayo	Reunión para valorar resultados
9 mayo	Toma de muestras
17 mayo	Toma de muestras
25 mayo	Toma de muestras
18 Junio	Tabulación de datos
9 Julio	Discusión de resultados
1-8 agosto	Conclusiones, valorar cambios y correcciones
8-30 Agosto	Realizar cambios y correcciones
Setiembre	Revisión por Dra Marín y la filóloga, Confección de bosquejo para el poster

Factores Facilitadores

Los factores facilitadores para la realización de nuestro proyecto son los siguientes:

- ❖ La donación del desinfectante Esterident®, el alginato y el clorexil® por parte de la Facultad de Odontología de la Universidad de Costa Rica.

- ❖ La utilización del Laboratorio de Bacterias Anaerobias de la Facultad de Microbiología de la Universidad de Costa Rica, así como el material suministrado por esta facultad.

- ❖ La realización de la “Evaluación de la actividad desinfectante”, en el Laboratorio de Aguas de la Facultad de Microbiología de la Universidad de Costa Rica.

Factores Obstaculizantes

Los factores que obstaculizaron se mencionan a continuación:

- ❖ La coordinación para realizar reuniones grupales a lo largo del año debido a que algunos miembros se encontraban en zonas alejadas al área metropolitana realizando el externado clínico.

- ❖ La toma de muestras se demoró debido a la necesidad de realizar una prueba previa a los diferentes desinfectantes.

Bitácora

Fecha: 16 de febrero

- Se lleva a cabo la presentación de los participantes del proyecto.
- Se decide buscar información en internet y en bases de datos con relación al control de infecciones en odontología.
- Se proponen posibles temas para el proyecto.

Fecha: 5 de marzo

Actividades realizadas:

- Se revisan aproximadamente seis artículos por persona, los cuales se separan entre los que se apegan más al tema de investigación y los que nos podrían servir como una guía para el marco teórico.
- Se decide que el proyecto estará enfocado principalmente en la cuantificación de microorganismos en muestras de impresiones dentales de alginato y modelos vaciados en yeso y se propone una metodología tentativa para la toma de muestras.

Se propone llevar a cabo las siguientes tareas en los próximos días:

- Buscar temperatura y ph del yeso.
- Buscar patrocinadores para materiales que se van a usar en el estudio.
- Elaborar un machote sencillo para cuestionarios de salud que se utilizarán.
- Se propone caracterizar pacientes (caries, periodoncia, etc.).

- Averiguar qué desinfectantes se encuentran actualmente disponibles en el mercado nacional para odontología (fórmula, microorganismos que destruye, precios, etc.) y cuál de ellos es más efectivo y puede costear la universidad.
- Averiguar qué microorganismos patógenos hay en la cavidad oral de los pacientes de Costa Rica.
- Investigar cuáles medios de cultivo y tiempos de cultivo se están usando para los microorganismos de cavidad oral.
- Elaborar un cronograma de trabajo.
- Hacer una nueva revisión bibliográfica tomando en cuenta desinfectantes en odontología, alginatos y yesos.

Fecha: 21 de marzo

- Se esboza la posible metodología a seguir en la toma de muestras y en el desarrollo de las pruebas. Además, se decide hacer un estudio piloto para probar la metodología.
- Se hace un listado del instrumental que se utilizará en el estudio piloto.
- Un estudio in vitro será realizado acerca de la efectividad del desinfectante a utilizar en las pruebas (Esterident®, Alkacide® y glutaraldehído).
- El cuestionario de salud es revisado. Este se aplicará a los individuos del estudio el día del examen clínico. Además, se propone el rango de edad para tales individuos que será de 20-27 años, estudiantes universitarios, sanos. A estos se les dará un cepillo y pasta de dientes de una sola marca para homogenizar la población de estudio.
- Se decide consultar con la estadística para determinar el tamaño de la muestra.

Fecha: 12 de mayo

- Se realiza reunión con la Dra. Rita Marín y la Máster Jaqueline Castillo, la cual es estadística, para determinar el tamaño de la muestra a utilizar en nuestra investigación. Se llega a la conclusión de que se debe realizar primero el plan piloto antes de poder determinar el tamaño de la muestra, esto por tratarse de un estudio de tipo cuantitativo.
- Se realiza también una revisión general del marco teórico.

Fecha: 30 de junio

- Reunión con el Dr. Francisco Hernández para determinar la metodología a seguir en nuestra investigación y que será probada en el plan piloto. Se definen los materiales a utilizar así como el método.

Fecha: 7 de julio

- Se llevan las cubetas, que se utilizarán para el plan piloto, al Laboratorio de Anaerobios de la Facultad de Microbiología de la UCR para ser esterilizadas en el autoclave.
- Se habla con personal encargado de proveeduría de la Facultad de Odontología de la UCR para la donación de algunos materiales útiles para la investigación.

Fecha: 18 de julio

- Se lleva a cabo plan piloto en el Laboratorio de Anaerobios de la Facultad de Microbiología de la UCR. Para ello se cuenta con la guía del Dr. Francisco Hernández y se toman 10 muestras de 3 individuos diferentes las cuales se incuban durante 36

horas al cabo de las cuales se toman las fotografías respectivas para documentar los resultados en cuanto a la proliferación de UFC (Unidades formadoras de colonias).

Fecha: 28 de julio

- Reunión con la Dra. Rita Marín y el Dr. Francisco Hernández para discutir los resultados obtenidos en esta primera etapa del plan piloto. Se revisan las fotografías de las muestras y se decide realizar una segunda parte del plan piloto con otros individuos y añadiendo esta vez el desinfectante y el antiséptico escogidos al principio, los cuales son Esterident® y Clorexil®. Se decide modificar la investigación para dirigirla hacia un método cualitativo.

Fecha: 11 de agosto

- Realización de la segunda parte del piloto. Se contó con 4 pacientes para probar la nueva metodología completa. Se dividen las labores durante la estadía en el laboratorio para sincronizar el trabajo.

Fecha: 18 de agosto

- Consulta con la Msc. Jaqueline Castillo acerca del tamaño de la muestra. Se decide contar con 30 pacientes para un total de 120 impresiones.

Fecha: 27 de agosto y 3 de setiembre

- Realización de toma de muestras en el laboratorio de Bacterias anaerobias de la facultad de Microbiología de la UCR. Los resultados se observaron a las 48 horas de incubación.

Fecha: 7 de setiembre

- Envío de datos a la máster Jaqueline castillo para su análisis estadístico.

Fecha: 13 de setiembre

- Reunión para analizar los resultados obtenidos, además de redactar la discusión y conclusiones.

Fecha: 7 de octubre

- Envío de trabajo escrito a la filóloga para revisión ortográfica y corrección de estilo.

Fecha: 18 de octubre

- Redacción de últimos detalles del trabajo escrito con las correcciones propuestas por la filóloga.

Fecha: 29 de octubre

- Redacción de información que irá en el póster. Se escogen tanto el texto como las fotografías.

Fecha: 5 de noviembre

- Corrección de los últimos detalles.

Conclusiones personales

Alejandro Cascante Salas

Ha sido de suma importancia, gracias al análisis de resultados, la ratificación de la efectividad de la utilización del desinfectante como medio para disminuir la contaminación cruzada paciente-odontólogo-técnico dental.

Gabriela Chinchilla Soto

El proyecto me pareció muy enriquecedor, el lograr que dos ramas de la salud se complementen tan bien para obtener un resultado significativo; es algo que nos hace meditar sobre la importancia de la investigación, la actualización y el trabajo en equipos interdisciplinarios, no solamente de odontología sino de las demás ramas de la ciencia.

Patricia Hernández Rivera

Me pareció muy interesante poder demostrar mediante hechos científicos parte del protocolo de desinfección de impresiones dentales, pues era una de mis preocupaciones. Además, se que va ayudar a que otros profesionales en esta área, se preocupen por desinfectar correctamente tanto las impresiones dentales como las superficies. Este proyecto ha sido una gran experiencia, pues nos ha permitido compartir y trabajar a lo largo de este año.

Wendy Rojas Acuña

La presente investigación me ha parecido muy enriquecedora, tanto en forma personal como para el proceso de acreditación por el que atraviesa nuestra facultad. Demuestra una vez más la necesidad de seguir un efectivo control de infecciones para así evitar la contaminación cruzada entre pacientes, el técnico dental y el odontólogo. También se ha podido verificar el efecto antiséptico y desinfectante del Clorexil® y el Esterident®, respectivamente. Todo esto aunado a un muy buen trabajo en equipo que hicieron de esta una experiencia satisfactoria. Espero que los resultados y recomendaciones expuestas sirvan en el futuro para mejorar en cuanto al manejo de impresiones dentales se refiere.

Andrea Sancho Arias

El trabajo antes expuesto, me enseñó, como futura profesional de la salud, la importancia de evitar la contaminación cruzada, ya que nos afecta tanto a nosotros como a nuestros pacientes y al personal que trabaja con nosotros. De ahí radica la importancia de controlar la transmisión de microorganismos posiblemente patógenos desde el inicio de los procedimientos. El uso de desinfectantes y enjuagues bucales como agentes coadyuvantes pueden producir un efecto significativo, especialmente, para este caso el uso del desinfectante, ya que demostró tener una efectividad del 100%. Lo anterior nos puede llevar a pensar que con una simple rociada podemos prevenir la transmisión de enfermedades, que muchas veces pueden afectar la calidad de vida de las personas involucradas en el proceso de tratamiento odontológico.

Shirley Segura Sosa

El presente trabajo de investigación ha sido muy enriquecedor para mi persona por el gran aprendizaje obtenido al trabajar en una manera grupal, constante e interdisciplinariamente. A la vez, me siento muy satisfecha con los resultados obtenidos debido a que estos podrán ser puestos en práctica por los estudiantes y profesionales en Odontología para prevenir todo tipo de infección cruzada que afecte tanto la salud del Odontólogo, de sus colaboradores y del paciente mismo.

Yorleny Villalobos Artavia

Al realizar este trabajo de graduación he tenido experiencias agradables tanto en el compartir con mis compañeros de estudio, como en el campo profesional. Donde cabe resaltar el uso de antimicrobianos sobre los materiales dentales contaminados con fluidos bucales y así evitar la contaminación cruzada. Personalmente considero estas medidas deben ser tomadas en cuenta en el desempeño cotidiano de los profesionales de salud en el campo odontológico.

Glosario

Asepsia: Este término se aplica generalmente para designar las técnicas que impiden el acceso de microorganismos no deseables al área de trabajo (Negroni, M., 1999). Por lo tanto, la *asepsia* es una práctica en la cual se disminuye el conteo de colonias y con ello la tasa de infección. Son los procedimientos utilizados para eliminar los microorganismos, se conocen dos procedimientos: la *técnica aséptica médica* y la *técnica aséptica quirúrgica*.

Antisepsia: es la destrucción o inhibición de microorganismos para evitar la infección, empleando un agente químico sobre superficies biológicas (piel, mucosas, etc.). (Negroni, M., 1999)

Infeción: invasión del organismo por gérmenes patógenos que se reproducen o multiplican en él, produciendo una enfermedad por lesión celular local, secreción de toxinas o reacción antígeno – anticuerpo. (Lancet, 1992)

Esterilización: es el proceso por el cual todas las formas de microorganismos son destruidos; para lo cual existen métodos como vapor bajo presión, calor seco, vapor químico y gas de óxido de etileno (Association Report, 1996).

Desinfección: es un proceso físico o químico para destruir o inactivar los microorganismos patógenos, aunque no tiene acción alguna sobre las esporas bacterianas. El grado de desinfección varía según la potencia de la sustancia y la naturaleza de la contaminación. Existen dos tipos de desinfección la *concurrente*, la cual se aplica a los materiales

infecciosos expulsados del cuerpo de una persona infectada u objetos contaminados con ella y la *termina,l* que se aplica a la ropa del personal médico y al ambiente físico inmediato al enfermo.

Antiséptico: Son compuestos sintéticos bacteriostáticos o bactericidas que alteran el metabolismo bacteriano, con menor toxicidad que otros agentes antimicrobianos, tienen poca especificidad, no alteran la flora normal a distancia y no inducen la aparición de resistencia (Sáenz, D., p.36-37). Su objetivo consiste en prevenir la multiplicación de microorganismos patógenos sin alterar el ecosistema (Goodman, L., p.36-37.), (Negroni, M., 1999).

Desinfectante: Los desinfectantes son agentes antimicrobianos que se emplean solamente sobre objetos inanimados o medios inertes, porque son tóxicos e irritantes celulares protoplasmáticos con capacidad para destruir la materia viviente (Negroni. M., 1999). Para la FDA (Food and Drug Administration) los desinfectantes son “sustancias químicas capaces de destruir en 10 ó 15 minutos los gérmenes depositados sobre la materia inerte y deben alterar lo menos posible el sustrato sobre el que actúan. Es deseable que destruyan todas las formas vegetativas de las bacterias, además de los hongos y los virus” (Negroni, M., 1999).

Unidades formadoras de colonias:

Se asume que en un recuento de colonias bacterianas cada colonia proviene de una sola bacteria, por lo cual, se utiliza ese término en la cuantificación de bacterias en un determinado sustrato (agua, alimento, superficie inerte, etc.) (Prescott, H. *et als* p. 119).

Bibliografía

- Abreu, O., (n.d) Protocolo de asepsia para el consultorio odontológico y revisión de bibliografía. Extraído el 05 de mayo de 2005 desde <http://www.odontologiaonline.com/estudiantes/trabajos/oa/oa02/oa02/html>
- Adabo, G., et als. (1999). Effect of disinfectant agents on dimensional stability of elastomeric impresión materials. *Journal of Prosthetic Dentistry*, 81: 621-4
- Association Report. (1996) Infection control recommendations for the dental office and the dental laboratory. *JADA*, 127:672-680.
- Bass, R., et als. (1987). The effect of a surface disinfectant on a dental cast. *Journal of Prosthetic Dentistry*, 67(4): 723-725.
- Cross-contamination potencial with dental equipment. (1992). *Lancet*, 340(8830): 1252-54.
- Drennon, D., Jonhson, G.H. (1990). The effect of immersion disinfection of elastomeric impressions on the surface detail reproduction of improved gypsum cast. *Journal of Prosthetic Dentistry*, 63(2): 233-241
- Durr, D., Novak, E. (1987). Dimensional stability of alginate impressions immersed in disinfecting solutions. *Journal of Dentistry for Children*, 54: 45-48
- Flanagan, D., et als. (1998). Antimicrobial Activities of dental impression materials. *Dental Mater*, 14: 399-404
- Furukawa, K., et als. (1998). Effectiveness of chlorine dioxide in disinfection on two soft denture liners. *Journal of Prosthetic Dentistry*, 80(6): 723-729
- Goodman, L., Gilman, A. (1975). *The Pharamacological Basis of Therapeutics*. Quinta edición. New York: Macmillan Publishing Co, Pp: 36-37.
- Hackney, R.W., et als. (1998). Using a biological indicator to detect potential sources of cross-contamination the dental operator. *JADA*, 129: 1567-1577
- Hidalgo, I., Balarezo, A. (2004). Estudio in vitro de la alteración dimensional de impresiones con silicona por adición sometidas a desinfección. *Revista Estomatológica Herediana*, 14 (1-2): 45-50
- Leung, R.L., Schonfeld, S.E. (1983). Gypsum casts as a potential source of microbial cross-contamination. *Journal of Prosthetic Dentistry*, 49(2):210-1
- Johnson, G.H. et als. (1988). Accuracy of elastomeric impressions disinfected by immersion. *JADA*, 116: 525-530

- Johnson, G.H., et als. (1998). Dimensional stability and detail reproduction of irreversible hydrocolloid and elastomeric impressions disinfected by immersion. *Journal of Prosthetic Dentistry*, 79(4): 446-453
- King, A., Matis, B. (1991). Infection Control of In- Office Dental Laboratories. *Dent Clinics NA*, 35(2): 415-426
- Kugel, G., et als. (2000). Disinfection and communication practices: a survey of U.S dental laboratories. *JADA*, 131: 786-792
- Lepe, X., et als. (1995). Surface characteristics of polyether and addition silicone impression materials after long-term disinfection. *Journal of Prosthetic Dentistry*, 74(4): 181-186
- Leung, R., Scholfeld, S. (1983). Gypsum cast as a potential source of microbial cross-contamination. *Journal of Prosthetic Dentistry*, 49(2): 210-211
- Mac Faddin, J. (1980). *Biochemical Tests for Identification of Medical Bacteria*. Segunda edición. Baltimore: Williams and Wilkins 527 p.
- Matyas, J., et als. (1990). Effects of disinfectants on dimensional accuracy of impresión material.. *Journal of Prosthetic Dentistry*, 64: 25-31
- Merchant, V., et als. (1984). Preliminary investigation of a method for disinfection of dental impressions. *Journal of Prosthetic Dentistry*, 52(6): 877-879
- Minagi, S., et als. (1987). Prevention of acquired immunodeficiency síndrome and hepatitis B. Part II: Disinfection method for hydrophilic impression materials. *Journal of Prosthetic Dentistry*, 58(4): 462-465
- Mitchell, D., et als.(1997). Quantitative study of bacterial colonization of dental casts. *Journal of Prosthetic Dentistry*, 78: 518-521
- Morgan,T., Wilson, M. (2003). The effects of surface roughness and type of denture acrylic on biofilm formation by *Streptococcus oralis* in a constant depth film fermentor. *Journal of Applied Microbiology*, 91: 47-53
- Negroni, M. (1999). *Microbiología estomatológica*. Argentina.: Editorial Médica Panamericana.
- Pavarina A, Machado A, Giampaolo E et al . Effects of chemical disinfectants on the tranverse strengt of denture base acrylic resins. *J Oral Rehabilitation* 2003; 30: 1085-1089
- Pavarina A, Pizzolitto C, Machado A et al: *An infection control protocol: effectiveness of immersion solutions to reduce the microbial growth on dental protheses*. *J Oral Rehabilitation*. 2003; 30: 532-536

- Pavarina A, Vergani C, Machado A. *The effect of disinfectant solutions on the hardness of acrylic resin denture teeth*. J of Oral Rehabilitation. 2003; 30: 749-752
- Powell, G., et al. (1990). The presence and identification of organisms transmitted to dental laboratories. *Journal of Prosthetic Dentistry*, 64:235-7
- Prescott L et als. (1996). *Microbiology*. Tercera edición. USA: Times Mirror Higher Education Group, Inc., 543 p.
- Prieto, J., et als. (2004). Bases microbiológicas en las infecciones bucales y sensibilidad en los antibióticos. *Med Oral Pathol Oral Cir Bucal*, 9:11-18
- Ríos, M., et als. (1996). Effects of chemical disinfectant solutions on the stability and accuracy of the dental impression complex *Journal of Prosthetic Dentistry*, 76(4) 356-362
- Saenz, D. (1998). *Farmacoterapia para odontología*. Primera edición. Costa Rica, San José: Editorial Universidad de Costa Rica.
- Sardin, S., et als. (2004). In vitro streptococcal adherence on prosthetic and implant materials. Interactions with physicochemical surface properties. *Journal of Oral Rehabilitation*, 31: 140-148
- Schutt, R. (1989). Bactericidal effect of a disinfectant dental stone on irreversible hydrocolloid impressions and stone cast *Journal of Prosthetic Dentistry*, 62(5): 605-607
- Shen, C., et als. (1989). The effect of glutaraldehyde base disinfectants on denture base resins. *Journal of Prosthetic Dentistry*, 61(5): 583-589
- Stern, M. (1991). An evaluation of dental stones after repeated exposure to spray disinfectants. Part I: Abrasion and compressive strength. *Journal of Prosthetic Dentistry*, 65(5): 713-718
- Troconis, J.E. (2003). A.O.V. El control de infecciones en el laboratorio odontológico. Extraído el 05 mayo del 2005 desde http://www.actaodontologica.com/41-3-2003/control_infecciones_laboratorio_odontológico.asp
- Tullner, J. (1988). Linear dimensional changes in dental impressions after immersion in disinfectant solutions. *Journal of Prosthetic Dentistry*, 60(6): 725-728

Anexos

Anexo 1

CLASIFICACIÓN Y DESCRIPCIÓN QUÍMICA DE DESINFECTANTES

A. Halógenos

B. Oxidantes.

Compuestos Inorgánicos:

C. Metales Pesados

D. Alcoholes.

E. Aldehídos.

F. Fenoles.

Compuestos Orgánicos:

G. Agentes Activos Catiónicos.

1. Halógenos: Desinfectantes Intermedios.

a. Hipoclorito de Sodio - NaClO (Cloro, Lejía): Se considera como un potente agente oxidante y desinfectante universal, que generalmente se presenta en una solución de Hipoclorito de Sodio al 5%. Este compuesto está en la mayoría de los blanqueadores domésticos para ropa. Sirve para la desinfección del agua (en concentraciones de 3-5 partes/millón), limpieza de equipos de diálisis, lavatorios, baños, pisos y paredes, vajilla, lavado de ropa, desinfección de desechos líquidos (vómitos, heces).

Las diluciones de *Hipoclorito de Sodio* al 5.25% en agua tiene un pH de 7.5 a 8.0; su actividad germicida se retiene durante varios meses si se mantienen en un recipiente cerrado. Es decolorante, es un buen desinfectante pero es muy corrosivo sobre todo en

aluminio, plata y acero inoxidable y sus vapores son muy tóxicos si se mezcla con ácidos o alcoholes; además es incompatible con detergentes iónicos.

b. Yodo: en una solución acuosa al 1% posee un pH de 1,5 a 6, también es soluble en alcohol. Destruye el 85% de bacterias, hongos, protozoos y levaduras en un minuto y las esporas en 15 minutos; además protege de 6 a 8 horas después de su aplicación. Sin embargo, su actividad germicida se ve afectada en presencia de materia orgánica. Se absorbe bien por piel intacta por lo que puede generar toxicidad sistémica en piel lesionada, por lo que no se recomienda usar en apósitos, en especial en pacientes con quemaduras.

El alcohol yodado es el antiséptico más activo que existe para piel intacta, se utiliza para la limpieza de objetos lisos de superficies duras, desinfección de catéteres, tubos de hule y polietileno, limpieza de piel sana para procedimientos quirúrgicos, desinfección de mordeduras de animales. Las únicas razones que limitan su uso son las severas reacciones de hipersensibilidad que pueden desencadenar y la tinción que producen sobre la ropa. Actualmente se utilizan soluciones con yodo povidona que evitan la intoxicación, las reacciones alérgicas y adicionalmente son de liberación lenta. Por otra parte, el *yodo* afecta los fibroblastos y retrasa la reparación de los tejidos. La intoxicación con yodo se trata con Tiosulfato de Sodio, proteínas y almidones.

2. Oxidantes:

a. Peróxido de Hidrógeno: conocido como agua oxigenada, es un antiséptico y desinfectante, su efecto se debe a que al contacto con tejidos libera oxígeno de alto peso molecular produciendo un período breve de acción antibacteriana. Puede ser degradado rápidamente cuando el microorganismo posee catalasas y peroxidasa. Se utiliza en

ortodoncia, limpieza de piel en gangrena gaseosa, como debridante, antiséptico tópico en solución al 3%. Es activo en presencia de materia orgánica, posee una baja penetración en tejidos y heridas. Funciona como esterilizante en 6 horas a 20 °C, combinado con glutaraldeído, hipoclorito y óxidos metílicos.

b. Permanganato de Potasio: es muy tóxico, e interfiere con la recuperación y reparación del tejido, por lo que se ha sustituido por otros compuestos. Se caracteriza por teñir todas las superficies con las que entra en contacto. Se utilizaba en una solución de 1: 20.000.

3. Metales Pesados: Actualmente los metales pesados, principalmente el mercurio, rara vez se utilizan como desinfectante, ya que es un contaminante ambiental y algunas bacterias patógenas han desarrollado resistencia mediada por plásmidos a estos compuestos. Además, la hipersensibilidad al mercurio es común; de hecho se presenta hasta en el 40% de la población mundial. Existe una prueba llamada Clitizona que permite verificar la intoxicación con Mercurio. El mecanismo de acción antiséptico de estos compuestos consiste en precipitar las proteínas e inhibir los grupos sulfhidrilos de las células de tejidos y bacterias. El suero y la materia orgánica disminuyen su efectividad.

Algunos de estos compuestos de metales pesados están las sales de mercurio como el timerosal que se utiliza en la elaboración de vacunas, antitoxinas e inmunoglobulinas. Otros compuestos de este tipo son las sales de plata, como el Nitrato de Plata y la Sulfadiazina de Plata usados frecuentemente, ya que actúan como potentes bactericidas. El Nitrato de plata a una dilución de 1:1.000, es usado frecuentemente para prevenir la oftalmítis gonocócica en recién nacidos y la sulfadiazina de Plata libera lentamente la

plata y se utiliza para suprimir el crecimiento bacteriano en las heridas secundarias a quemaduras severas.

4. Alcoholes:

Estos compuestos son inflamables y por ello deben ser almacenados en sitios frescos y ventilados, por su volatilidad pueden reducir la tensión superficial de las membranas celulares bacterianas y actúan por precipitación o desnaturalización de las proteínas bacterianas.

a. Alcohol etílico (solución al 70%), antiséptico y desinfectante intermedio: al 70% destruye el 90% de las bacterias cutáneas en 2 minutos, son activos contra: Gram positivos, Gram negativos, bacterias vegetativas, *M. tuberculosis*, algunos hongos y virus. No son efectivos para eliminar las esporas bacterianas y por esta razón no se utilizan como esterilizantes y pierden su actividad en presencia de materia orgánica. Se pueden combinar con glutaraldehído, fenoles y otros compuestos para potenciar su efecto antimicrobiano.

Se usa como antiséptico para la limpieza de la piel previo a la aplicación de inyecciones intramusculares o a un procedimiento quirúrgico menor; también es utilizado para limpiar superficies inanimadas.

b. Alcohol isopropílico (solución del 60 al 90%): Este alcohol tiene mayor capacidad antibacteriana que el etílico y se usa en la elaboración de desinfectantes, cosméticos y medicamentos.

Este grupo no posee todas las cualidades de un desinfectante ideal puesto que el rango de acción no es muy extenso, destruye las células vegetativas a 30 grados

centígrados, se volatilizan fácilmente y son tóxicos cuando se ingieren. Además, puede dañar el tejido corneal si se aplican directamente sobre él.

5. Aldehídos Formaldehído (Formol) 2 - 8% y Glutaraldehído 2%:

Estos agentes son desinfectantes de alto nivel de acción, porque tienen un amplio espectro de actividad contra microorganismos y virus, son bactericidas y bacteriostáticos. Actúan mediante la alquilación de los grupos químicos en las proteínas y los ácidos nucleicos de las bacterias, virus y hongos. Son activos en presencia de materia orgánica, causa reacciones respiratorias por su olor fuerte y la producción de gases irritantes, dermatitis por contacto, además es irritante de mucosas si no se enjuaga bien y podría causar diarrea y vómito.

Las desventajas al utilizar este tipo de compuestos es que son muy inestables, sólo duran 14 días, después de los cuales se polimerizan y se reduce su actividad microbiciada; además, son corrosivos por lo que se deben manipular con guantes y cubrebocas.

El Glutaraldehído reemplazó al formaldehído en la desinfección de equipos en salas de cirugía, pues tiene una actividad mayor contra las esporas que el formaldehído, pero tiene una menor actividad contra el *Mycobacterium tuberculosis*. Actúa preferentemente a un pH alcalino (6.8 - 7.4), desinfecta en 45 minutos a 25°C, para la esterilización no se debe mezclar el instrumental de acero con el de aluminio, ya que reaccionan. El glutaraldehído ha sido efectivo para la desinfección de impresiones y conos de gutapercha (Shen) .

6. Fenoles:

Estos fueron los primeros antisépticos que se utilizaron en la historia moderna de la humanidad, a finales del siglo XIX Lister comenzó a utilizar compuestos fenólicos para desinfectar y prevenir infecciones en las salas de cirugía.

Los compuestos fenólicos rompen las paredes y membranas celulares, precipitan las proteínas e inactivan las enzimas, son bactericidas (incluyendo las micobacterias), fungicidas y capaces de inactivar los virus lipofílicos, aunque no son útiles para eliminar las esporas, *Pseudomonas* ni *Serratia*.

Estos compuestos se degradan en presencia de materia orgánica y por esta razón es común encontrar preparaciones que contienen detergentes para eliminar este material orgánico; aunque la acción desinfectante de los fenoles es antagonizada por los jabones.

a. Fenol (1 - 2 %): no se utiliza como antiséptico actualmente debido a su efecto corrosivo sobre los tejidos a una concentración del 2%, su toxicidad y su efecto carcinogénico. Esos efectos adversos se han disminuido en sus derivados, como los cresoles, utilizados en la desinfección de superficies inanimadas, especialmente en hospitales y laboratorios.

b. Hexaclorofeno (2.5 %): se ha usado como desinfectante de uso tópico; sin embargo, se ha asociado a edema cerebral y convulsiones en niños prematuros y ocasionalmente en adultos, este compuesto forma una película en la piel con el uso continuo.

c. Clorexidina (4.5 %): Es un antiséptico de alto nivel, antimicrobiano y desinfectante de amplio espectro que destruye las membranas celulares y precipita el citoplasma, mientras que los peróxidos alcalinos afectan a bacterias Gram negativas anaerobias, Gram positivas

facultativas y cocos Gram negativos, disminuyendo además la actividad de la *Candida albicans* (Pavarina A. Et al 2003).

7. Agentes Activos Catiónicos (Derivados del Amonio Cuaternario):

Cloruro de Benzalconio (N-alquilbencildimetilamonio): Desinfectante de bajo nivel.

Metilbenzetonio

Cetil Piridino Cloruro

La acción bactericida de los compuestos cuaternarios se ha atribuido a la inactivación de enzimas productoras de energía, desnaturalización de proteínas y disrupción de la membrana celular. Estos compuestos modifican las estructuras de las membranas y las características de permeabilidad celular y además son tensoactivos.

Mecanismo de acción de los Agentes Químicos y Físicos sobre los Gérmenes

Los métodos físicos y químicos sobre las bacterias pueden ser:

- **Bacteriostático:** es aquel que impide la multiplicación o inhibe el desarrollo de las bacterias. Es reversible y, cuando cesa la causa, los microorganismos vuelven a multiplicarse.
- **Bactericida:** es aquel que produce un efecto mortal sobre las bacterias. Es irreversible.

Los efectos de los métodos físicos y químicos sobre los virus pueden ser, asimismo: virustáticos o virucidas; y sobre los hongos, fungistáticos o fungicidas.

Dependiendo del mecanismo de acción y de la estructura bacteriana sobre la que se actúan los agentes físicos y químicos se clasifican en tres grupos:

a) Acción sobre la membrana citoplasmática y la pared celular:

Las bacterias permanecen en equilibrio osmótico, presentan la misma concentración de sales en su interior semejante al medio donde se encuentran, es por ello que los medios ácidos o básicos destruyen este equilibrio osmótico entre la bacteria y el medio externo.

b) Acción sobre las proteínas y enzimas celulares:

Coagulación y desnaturalización de las proteínas: causadas por el calor, el fenol y el alcohol, produciendo la muerte celular.

Efecto tóxico sobre las enzimas: causado por el cloro, el agua oxigenada y el óxido de etileno.

Formación de compuestos con los radicales libres de las proteínas: el mercurio, el formol y el óxido de etileno. Los radicales libres tienen efecto nocivo. Antagonismo químico, impidiendo su unión con el sustrato.

11 de mayo, 2005.

Señor
Dr. Francisco Hernández
Facultad de Microbiología
Pte.

ANALISIS DE MUESTRAS

Muestras: Esterident, Alcazime, ERsterilex, Alcacide y Sporox, agentes desinfectantes

Análisis a realizar: efecto sobre una concentración conocida de *Escherichia coli* ATCC 25922, *Staphylococcus aureus* ATCC 25923 *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 15442.

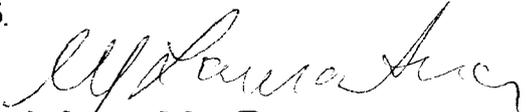
Fecha de ingreso al laboratorio 8 de mayo, 2005.

RESULTADOS

	<i>Escherichia coli</i>	<i>Staphylococcus aureus</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
Recuento inicial (UFC/mL)	$1,2 \times 10^7$	$7,9 \times 10^7$	$8,0 \times 10^6$
Efecto Esterident, (UFC/mL)	<10	<10	<10
Efecto Alcazime (UFC/mL)	<10	<10	<10
Efecto Esterilex (UFC/mL)	<10	<10	<10
Efecto Alcacide (UFC/mL)	<10	<10	<10
Efecto Sporox (UFC/mL)	<10	<10	<10

Interpretación: Todos los agentes desinfectantes lograron bajar 5 o más logaritmos las cepas bacterianas evaluadas según las indicaciones de uso, por lo que se categorizan como desinfectante de óptimas condiciones.

Metodología: Germicidal and Detergent Sanitizing Action of desinfectants. AOAC 1995.


Dra. María Laura Arias E.
Facultad de Microbiología
Universidad de Costa Rica.

Microbiología aplicada al control de infecciones dentales. 2005.
Plan de muestreo

Clínica	No Pacientes	Mediciones 1/
Tratamiento 1	30	4
Tratamiento 2	30	4
Tratamiento 3	30	4
Tratamiento 4	30	4
Total	120	

1/ Se propone realizar los 4 tratamientos por cada paciente
concuerdan con las horas de inicio y finalización de las jornadas de trabajo.
Esta muestra permite comparaciones entre clínicas, días, horas y es proporcional
al número de sillas dentales que cuenta cada clínica.

Código: _____

Datos del paciente:

Nombre: _____ Sexo: M (1) / F (2) Edad: ____ años
 Ocupación (Carrera) _____
 Dirección: _____ Teléfono: _____

Se me ha explicado claramente en que consiste los procedimientos que se me van a realizar (toma de impresiones y enjuague bucal con Clorhexidina), los cuales he aceptado y estoy de acuerdo que dichas muestras sean utilizadas en el proyecto de graduación "Efecto del Clorexil® y del desinfectante Esterident® en la reducción de la carga bacteriana en impresiones dentales de alginato, tomadas a estudiantes universitarios con edades entre 20 y 28 años, UCR".

Firma: _____ Cédula _____

Historia clínica

	SI (1)	NO (2)
Ha estado bajo atención médica en los dos últimos años		
Ha estado hospitalizado en los dos últimos años		
Toma algún medicamento		
CUAL		
Se le hinchan los tobillos durante el día		
Se ha despertado por falta de respiración		
Está haciendo alguna dieta especial		

Sufre alguna de las siguientes condiciones:

	Si (1)	No (2)		Si (1)	No (2)
Problemas cardiacos			Ulceras		
Fiebre reumática			Tos frecuente		
Presión sanguínea alta			Tuberculosis		
Artritis			Asma		
SIDA			Sinusitis		
Hepatitis A			Alergias		
Hepatitis B			Diabetes		
Anemia			Epilepsia o convulsiones		
Problemas de la tiroides			Desmayos		
Problemas hepáticos			Nerviosismo		
Ictericia			Tratamiento psiquiátrico		
Drogadicción			Tratamiento con rayos X o cobalto		
Hemofilia			Quimioterapia		
Problemas en los riñones			Transfusiones de sangre		

Condición odontológica

Gingivitis: Si (1) / No (2) Caries: Si (1) / No (2)
 Obturaciones: Si (1) / No (2) Clase ____ Resina / Amalgama



UNIVERSIDAD DE COSTA RICA
FACULTAD DE MICROBIOLOGIA

Ciudad Universitaria Rodrigo Facio, San Pedro de Montes de Oca

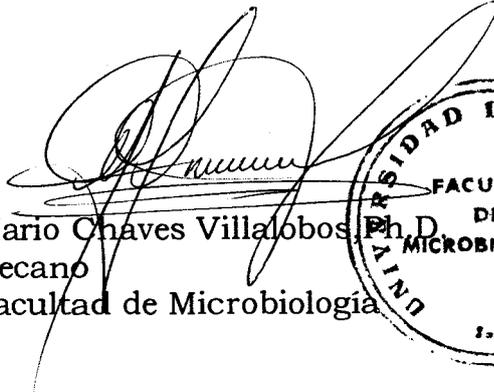
29 de agosto de 2005.
MIC-740-2005.

Doctor
Francisco Hernández Chavarría
Centro de Investigación en Estructuras Microscópicas

Estimado Doctor Hernández:

En respuesta al oficio con fecha del 23 de agosto del presente año, me permito comunicarle mi anuencia para que realice tales labores los días sábados, me despido de usted con toda consideración,

Atentamente,


Mario Chaves Villalobos, Ph.D.
Decano
Facultad de Microbiología



MCH/sch
C: Archivo

Ilustraciones



Fig. 1 Toma de impresión. Fig 2 Inactivación del Esterident ® con el tiosulfito de sodio.
Fig 3 Tiempo de espera para la inactivación Fig 4 Impresiones en la cámara de flujo laminar horizontal.



Fig 5 Incubación de las muestras. Fig 6 Materiales empleados

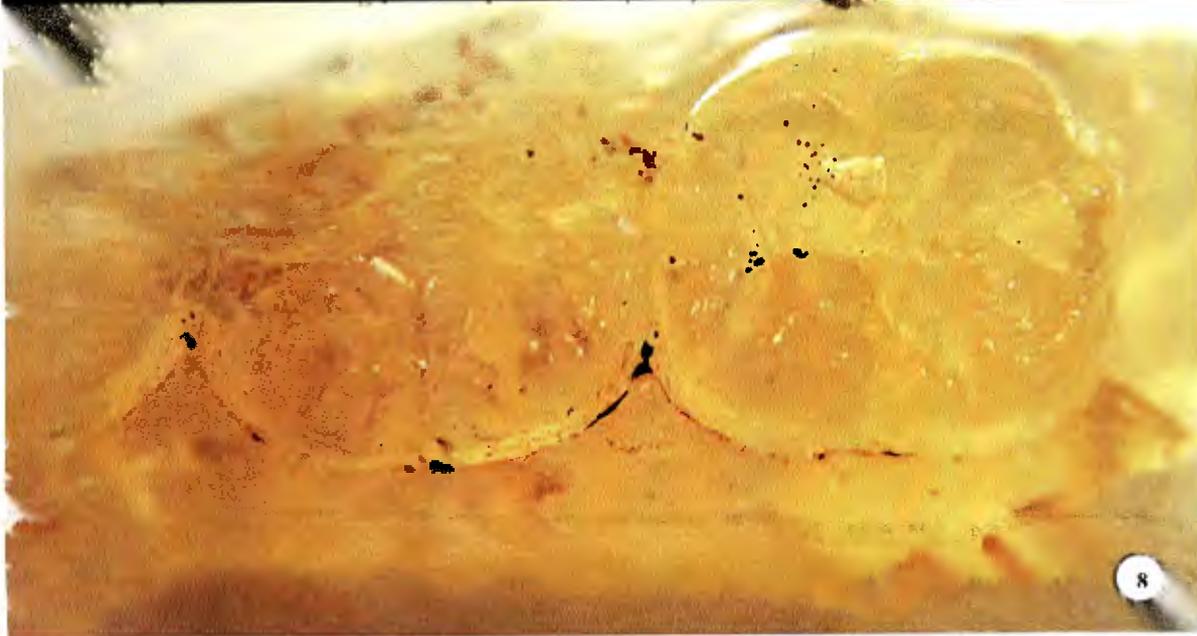
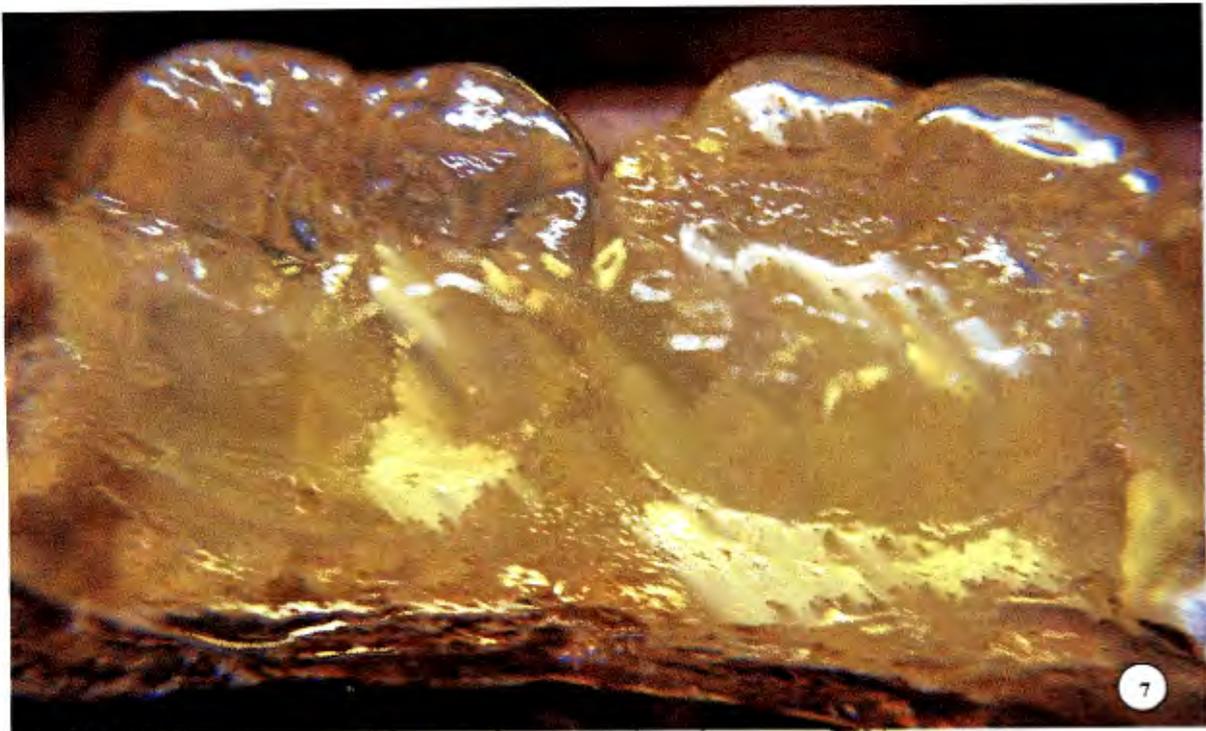


Fig 7 Resultado con tratamiento 2. Fig 8 Resultado con tratamiento 1