بررسی ضدعفونی ماده قالب‌گیری پلی اتر با محلول پراکسید هیدروژن حاوی نقره

فرحناز نجاتی دانش[۱]، کامران پوشنگ باقری[۲]، مجتبی شاه طوسی[۳]، محسن طلایی[۴]، امید صوابی*

چکیده

مقدمه: خطر انتقال میکروارگانیسم‌های پاتوژن به لابراتوارهای دندان‌پزشکی از طریق قالب‌های ارسال شده، ضد عفونی آن‌ها را ضروری می‌سازد. ماده قالب‌گیری پلی‌اتر از پرمصرف‌ترین و دقیق‌ترین مواد قالب‌گیری می‌باشد؛ هدف از این مطالعه، بررسی اثر ضد عفونی کنندگی سانوسیل ۲ درصد به روش غوطه‌وری و اسپری بر ماده قالب‌گیری پلی‌اتر بود.

مواد و روش‌ها: در یک تحقیق تجربی آزمایشگاهی، ۶۳ نمونه دایره‌ای شکل (به قطر ۱ سانتی‌متر و ضخامت ۲ میلی‌متر) از ماده قالب‌گیری پلی‌اتر (Impregum F) با سوش‌های میکروبی استافیلوکوکوس آرئوس (ATCC ۲۹۲۱۳) ، انتروکوکوس فکالیس (ATCC ۵۱۲۹۹) و کاندیدا آلبیکنس (PTCC ۵۰۲۷) آلوده شد. به جز نمونه‌های شاهد، سایر نمونه‌ها با سانوسیل ۲ درصد به روش اسپری و غوطه‌وری در زمان‌های ۵ و ۱۰ دقیقه ضد عفونی گردید (در هر روش ضدعفونی، ۵ نمونه برای هر میکروارگانیسم و یک نمونه شاهد). برای جداسازی میکروبی، از تریپسین استفاده شد و رقت‌های ۱، $\frac{۱}{۲}$ و $\frac{۱}{۴}$ از سوسپانسیون حاصل از تریپسینیشن کشت و تعداد کلنی‌ها شمارش گردید. کلنی‌های میکروبی پس از ۲۴ و ۴۸ ساعت و برای کاندیدا پس از ۷۲ ساعت، شمارش گردید. جهت آنالیز اطلاعات به دست آمده از آزمون‌های Mann-Whithney و Wilcoxon استفاده شد ($\alpha = ۰/۰۵$).

یافته‌ها: تعداد کلنی‌های میکروبی با افزایش زمان ضد عفونی، در هر دو روش کاهش و با افزایش زمان انکوباسیون افزایش یافت. تعداد کلنی‌های استافیلوکوکوس آرئوس در روش غوطه‌وری در هر دو زمان ۵ و ۱۰ دقیقه، به طور مشخصی کمتر از روش اسپری بود ($P < ۰/۰۵$). در مورد انتروکوکوس فکالیس، تفاوت معنی‌داری بین دو روش در ۵ دقیقه وجود نداشت ولی ۱۰ دقیقه غوطه‌وری به طور مشخصی مؤثرتر بود. تعداد کلنی‌های کاندیدا پس از ۷۲ ساعت با ۵ دقیقه ضد عفونی به روش غوطه‌وری به طور معنی‌داری کمتر بود ولی در ۱۰ دقیقه ضد عفونی تفاوتی بین دو روش وجود نداشت.

نتیجه‌گیری: سانوسیل ۲ درصد در روش اسپری به مدت ۱۰ دقیقه و روش غوطه‌وری، اثر باکتریوسیدال قوی (به ترتیب ۱۰۰ و ۹۹/۹۹ درصد) بر استافیلوکوکوس آرئوس داشت، اما بر انتروکوکوس فکالیس کمتر مؤثر بود (۸۸ درصد اسپری، ۹۶ درصد غوطه‌وری). این ماده در هر دو روش بر کاندیدا کاملاً مؤثر بود (۹۹ درصد اسپری و ۹۹/۹۹ درصد غوطه‌وری).

کلید واژه‌ها: پلی‌اتر، کنترل عفونت، ضد عفونی، غوطه‌وری، مواد قالب‌گیری دندان‌پزشکی، مواد ضد عفونی کننده، آلودگی باکتریایی.

* دانشیار، بخش پروتزهای دندانی و مرکز تحقیقات دندان‌پزشکی، دانشکده دندان‌پزشکی، دانشگاه علوم پزشکی اصفهان، اصفهان، ایران. (مؤلف مسؤول)
nejati@dnt.mui.ac.ir

۱: دانشیار، بخش پروتزهای دندانی و مرکز تحقیقات دندان‌پزشکی، دانشکده دندان‌پزشکی، دانشگاه علوم پزشکی اصفهان، اصفهان، ایران.

۲: استادیار، بخش بیوتکنولوژی، انسیتیتو پاستور ایران، تهران، ایران.

۳: دستیار، بخش پروتزهای دندانی، دانشکده دندان‌پزشکی، دانشگاه علوم پزشکی اصفهان، اصفهان، ایران

۴: دندان‌پزشک، اصفهان، ایران.

این مقاله در تاریخ ۸۸/۶/۱۰ به دفتر مجله رسیده، در تاریخ ۸۸/۸/۲۰ اصلاح شده و در تاریخ ۸۸/۹/۳ تأیید گردیده است.

مجله دانشکده دندان‌پزشکی اصفهان
۱۳۸۸؛ ۵(۴): ۱۸۱ تا ۱۸۸

Archive of SID
www.SID.ir

مقدمه

در دهه‌های اخیر، افزایش شیوع بیماری‌های عفونی توجه جهانی را به خود جلب کرده و برای تمامی کادر مراقبت‌های بهداشتی اهمیت خاصی یافته است. دندان‌پزشکان و سایر شاغلین وابسته به این حرفه نیز در معرض عفونت متقاطع قرار دارند و از این روست که کنترل عفونت یکی از اصول اساسی علم دندان‌پزشکی می‌باشد. در این بین، کارهای مربوط به پروتزهای دندانی ممکن است دندان‌پزشک، دستیار و تکنسین را در معرض بیماری‌های واگیر مانند ایدز، هپاتیت و سل قرار دهد. بنابراین، روش‌های خاص کنترل عفونت در طی ساخت و کاربرد قالب‌ها و دنچرها، مانند شستشو و ضد عفونی آن‌ها بلافاصله پس از خروج از دهان، باید انجام شود[۳ـ۱].

امروزه مواد قالب‌گیری الاستومری در پروتز ثابت، پروتزهای متکی بر ایمپلنت و پروتزهای متحرک کاربرد فراوانی یافته‌اند. به نحوی که ۵۷ درصد قالب‌های ارسالی به لابراتوارها، پلی‌وینیل سایلوکسان و ۲۷ درصد پلی‌اتر هستند[۱]. مواد قالب‌گیری پلی‌اتر از جمله مواد قالب‌گیری الاستومری می‌باشند و به عنوان یکی از باثبات‌ترین مواد قالب‌گیری شناخته شده‌اند[۷-۴].

برای هر ماده قالب‌گیری روش ضدعفونی خاصی مناسب است؛ چرا که این مواد از نظر جذب و چسبندگی میکروارگانیسم‌ها متفاوت می‌باشند[۹، ۸]. مواد شیمیایی مختلفی برای ضدعفونی قالب‌های دندان‌پزشکی عرضه گردیده‌اند، اما با تمام مواد قالب‌گیری سازگار نیستند. برخی از این مواد ضدعفونی، خصوصیات مهم قالب‌ها مانند ثبت جزئیات، خشونت سطحی و ثبات ابعادی آن‌ها را تحت تأثیر قرار می‌دهند[۱۱، ۱۰].

شیوع جنبه‌های جدید بیماری‌های عفونی، مقاوم شدن میکروارگانیسم‌ها و کاهش کارایی مواد ضدعفونی کننده، نیاز به مواد ضدعفونی کننده قوی‌تر، سریع‌تر و در عین حال سالم را مطرح می‌سازد.

سانوسیل، محلولی از نسل جدید مواد ضدعفونی کننده مرکب از پراکسید هیدروژن و مقادیر بسیار جزیی نقره می‌باشد؛ این ماده با طیف ضدمیکروبی وسیع و سرعت اثر بالا، فاقد عوارض زیان‌بار برای انسان و وسایل است. این ماده بر خلاف بسیاری از مواد ضدعفونی دیگر، رنگ و بو ندارد و فاقد اثر سرطان‌زایی، جهش‌زایی و یا خورندگی ابزار پزشکی است. سانوسیل طبق ادعای سازنده، ترکیبی سالم و بدون نیاز به آب‌کشی است و به تنهایی قادر به از بین بردن تمامی ویروس‌ها، باکتری‌ها، قارچ‌ها، ارگانیسم‌های تک یاخته‌ای و بیوفیلم می‌باشد[۱۲].

ضدعفونی به طریق غوطه‌وری در برخی مواد قالب‌گیری مورد اختلاف نظر می‌باشد؛ به طوری که در مطالعات اولیه، اثرات سوء این روش بر دقت مواد قالب‌گیری پلی‌اتر گزارش شده است[۱۳، ۴]. امروزه ترکیب مواد پلی‌اتر تغییر یافته است و مطالعات اخیر نشان داده‌اند که ضدعفونی به روش غوطه‌وری، راهی مؤثر برای ضدعفونی مواد قالب‌گیری پلی‌اتر می‌باشد؛ در صورتی که مدت غوطه‌وری از زمان توصیه شده بیشتر نباشد، دقت کاهش نمی‌یابد[۶، ۵]. روش اسپری نیز جهت ضدعفونی قالب‌ها پیشنهاد شده است[۱۵، ۱۴].

از آن جا که در مورد کاربرد روش‌های غوطه‌وری و اسپری، اختلاف نظر وجود دارد و اطلاعات اندکی نیز در مورد مؤثر بودن ماده ضدعفونی سانوسیل در دسترس می‌باشد، هدف از این تحقیق بررسی اثر ضدعفونی کنندگی سانوسیل به روش اسپری و غوطه‌وری، بر مواد قالب‌گیری پلی‌اتر در زمان‌های ۵ و ۱۰ دقیقه بوده است.

مواد و روش‌ها

این تحقیق یک مطالعه تجربی- آزمایشگاهی بدون جهت بود.

تهیه نمونه‌ها: در این تحقیق از ماده قالب‌گیری پلی‌اتر (Impregum, 3M ESPE AG Co., St. Paul, MN) استفاده شد. برای تهیه نمونه‌ها، ماده قالب‌گیری بر طبق دستور کارخانه به طول مساوی از بیس و کاتالیست در شرایط استریل (اسلب و اسپاتول و محیط استریل) با هم مخلوط و داخل سرنگ پلاستیکی استریل قرار داده شد. پس از ست شدن ماده قالب‌گیری، سرنگ بریده و ماده خارج شد. استوانه به دست آمده، با تیغ بیستوری در مقاطع دایره‌ای (قطر ۱ سانتی‌متر و ضخامت ۲ میلی‌متر) بریده شد. برای اطمینان از عدم آلودگی نمونه‌ها، یک نمونه به عنوان شاهد، منفی مطابق روشی که در ادامه خواهد آمد، مورد آزمایش قرار گرفت.

تهیه سوسپانسیون باکتری و مخمر: در این مطالعه، از دو باکتری استافیلوکوکوس آرئوس (ATCC ۲۹۲۱۳) و

Archive of SID
www.SID.ir

انتروکوکوس فکالیس (ATCC ۵۱۲۹۹) و قارچ کاندیدا آلبیکنس (PTCC ۵۰۲۷) استفاده شد. برای تهیه سوسپانسیون میکروبی، نمونه‌های استافیلوکوکوس آرئوس و انتروکوکوس فکالیس برای ۲۴ ساعت و قارچ کاندیدا آلبیکنس به مدت ۴۸ ساعت در محیط BHI (Brain Heart Infusion broth) (Biomark, laboratories, Pune, India) کشت داده شدند. باکتری‌های جدا شده از سطح قالب‌ها، اغلب استرپتوکوک همولیتیک، استافیلوکوک و سوش‌های مختلف انتروکوک بوده است[۱۶]. همچنین کارخانه‌های سازنده مواد ضدعفونی کننده، اثر ضدمیکروبی مواد ضدعفونی کننده خود را بر روی این سوش‌های میکروبی اعلام کرده‌اند[۲۲-۱۷].

ابتدا سوسپانسیون غلیظ به دست آمده، سانتریفوژ شد و سپس، محلول انتهای لوله با سرم فیزیولوژی شسته و بار دیگر سانتریفوژ گردید. محلول انتهای لوله، در ۱ میلی‌لیتر محیط کشت BHI سوسپانسیون شد و از این سوسپانسیون، محلول نیم مک فارلند تهیه شد. جهت تهیه محلول نیم مک فارلند، از اسپکتروفوتومتر با طول موج ۶۲۵ nm و اپتیکال دنسیتی ۰/۱ استفاده گردید. در نتیجه، تعداد میکروارگانیسم برابر ۱۰۸ × ۱/۵ در هر میلی‌لیتر و برای گونه کاندیدا، تعداد مخمر معادل ۱۰۶ عدد در هر لوله محاسبه شد.

آلوده‌سازی نمونه‌ها: ۱ میلی‌لیتر از سوسپانسیون میکروبی به لوله‌های بزرگ استریل شده توسط اشعه گاما منتقل گردید؛ برای هر گونه میکروبی و هر روش ضدعفونی ۵ نمونه مورد استفاده قرار گرفت. به علاوه، یک نمونه شاهد مثبت برای اطمینان از آلودگی برای هر گونه میکروبی مورد آزمایش قرار گرفت؛ به این ترتیب، تعداد کل نمونه‌ها ۶۳ عدد، شامل ۲۰ نمونه آزمایش و ۱ نمونه شاهد مثبت برای هر میکروب بود. سپس نمونه‌های ماده قالب‌گیری به این محلول اضافه شد و در دمای ۳۷ درجه سانتی‌گراد قرار گرفت. با توجه به مطالعه مقدماتی، بهترین زمان انکوباسیون ۶۰ دقیقه تعیین شده بود. در این زمان، حداکثر میکروارگانیسم‌ها به ماده قالب‌گیری می‌چسبیدند و افزایش زمان بر تعداد آن‌ها تأثیری نداشت.

تریپسینیشن:[۲۳] برای جداسازی میکروب‌ها از نمونه‌ها، از ترپسین استفاده شد. تریپسین یک پروتئاز است که قادر به جداسازی میکروب‌ها از سطوح می‌باشد. برای مشخص شدن زمان و غلظت مناسب تریپسینیشن، مطالعه مقدماتی انجام و زمان ۶۰ دقیقه و غلظت ۲ درصد در دمای محیط انتخاب شد. تعیین این زمان و غلظت بر اساس بیشترین میکروارگانیسم جدا شده از نمونه به دست آمد. افزایش زمان و غلظت، منجر به کاهش تعداد میکروارگانیسم‌های جدا شده از نمونه‌ها می‌گردید.

ضدعفونی نمونه‌ها: پس از آلوده سازی، تمام نمونه‌ها به مدت ۳۰ ثانیه با آب مقطر شسته شدند. برای ضدعفونی تمام نمونه‌ها، به جز نمونه‌های شاهد، از ماده سانوسیل ۲ درصد (Sanosil, Sanosil LTD, Hombrecktikon, Switzerland) به روش غوطه‌وری و اسپری در زمان‌های ۵ و ۱۰ دقیقه استفاده شد. در روش غوطه‌وری، نمونه‌ها به مدت ۵ یا ۱۰ دقیقه در محلول ضدعفونی غوطه‌ور گردید و در روش اسپری، نمونه‌ها به مدت ۲۰ ثانیه با ماده ضدعفونی اسپری و سپس به مدت ۵ یا ۱۰ دقیقه در محیط بسته استریل نگهداشته شد. نمونه‌های شاهد و ضدعفونی شده به مدت ۲ دقیقه با سرم فیزیولوژی شسته شد و سپس به مدت ۶۰ دقیقه در دمای محیط، در ۱ میلی‌لیتر تریپسین ۲ درصد قرار گرفت. از سوسپانسیون حاصل از تریپسینیشن رقت‌های سریال ۱، $\frac{1}{2}$ و $\frac{1}{4}$ تهیه و روی محیط کشت مولر هینتون آگار (برای باکتری‌ها) (Muller Hinton Agar یا MHA) (Biomark, laboratories, Pune, India) و سبورو دکستروز آگار (Saburo Dextrose Agar) (Biomark, laboratories, Pune, India) (برای کاندیدا) کشت داده شد. برای تهیه رقت $\frac{1}{2}$، ۰/۵ میلی‌لیتر از سوسپانسیون با ۰/۵ میلی‌لیتر سرم فیزیولوژی رقیق شد و همین روش بار دیگر روی رقت $\frac{1}{2}$ برای تهیه رقت $\frac{1}{4}$ به کار رفت. پس از ۲۴ و ۴۸ ساعت برای دو باکتری و ۴۸ و ۷۲ ساعت برای قارچ مورد مطالعه، شمارش کلنی‌ها صورت گرفت. برای آنالیز آماری اطلاعات به دست آمده، از آزمون‌های Mann-Whithney (برای مقایسه دو روش ضدعفونی غوطه‌وری و اسپری) و Wilcoxon (برای مقایسه اثر زمان ضدعفونی) در سطح معنی‌داری $\alpha = ۰/۰۵$ استفاده شد

Archive of SID
www.SID.ir

یافته‌ها

در این پژوهش، اثر ضدعفونی کنندگی سانوسیل بر روی نمونه‌های ماده پلی‌اتر پیشتر آلوده شده، مورد مطالعه قرار گرفت. میانگین تعداد کلنی‌ها پس از ضدعفونی با روش‌های مورد مطالعه، با رقت‌های متفاوت محلول حاصل از تریپسینیشن محاسبه شد. جدول ۱ نشان دهنده میانگین تعداد کلنی در رقت ۱ می‌باشد. لازم به ذکر است که در گروه انتروکوکوس فکالیس، بعد از ۲۴ ساعت، به دلیل کوچک بودن کلنی‌ها شمارش امکان پذیر نبود. تعداد کلنی باکتری و قارچ در گروه شاهد مثبت، به دلیل زیاد بودن کلنی در رقت ۱، قابل شمارش نبود؛ ولی در مورد قارچ کاندیدا آلبیکنس و استافیلوکوکوس آرئوس در رقت $\frac{1}{2}$ ، تعداد کلنی‌ها به ترتیب برابر ۴۷۰ و ۴۵۰ عدد بود. در مورد انتروکوکوس فکالیس نیز شمارش، به دلیل تعداد زیاد کلنی، در غلظت $\frac{1}{4}$ صورت گرفت که برابر ۴۷۰ عدد بود. این مقادیر برای مقایسه بهتر در جدول شماره ۱ به صورت تعداد کلنی در رقت ۱ گزارش شده است.

نتایج نشان داد که پس از ضدعفونی، تعداد میکروارگانیسم‌ها در حد چشمگیری کاهش می‌یابد. از آنالیز آماری Mann-Whithney جهت مقایسه دو روش غوطه‌وری و اسپری استفاده شد که در مورد باکتری استافیلوکوکوس آرئوس تفاوت معنی‌داری بین تعداد کلنی پس از ۲۴ ساعت با پنج دقیقه ضدعفونی به روش اسپری و غوطه‌وری وجود داشت (p value = ۰/۰۱۵) ولی در زمان ۱۰ دقیقه، پس از ۲۴ ساعت تفاوت آماری معنی‌داری بین دو روش اسپری و غوطه‌وری وجود نداشت (p value = ۰/۵۵). پس از ۴۸ ساعت، تفاوت آماری بین تعداد کلنی‌ها در دو روش ۵ و ۱۰ دقیقه غوطه‌وری و اسپری مشاهده شد (p value به ترتیب ۰/۰۰۲ و ۰/۰۱).

در مورد انتروکوکوس فکالیس، بین ۵ دقیقه غوطه‌وری و اسپری تفاوت معنی‌دار نبود (p value = ۰/۶۰) ولی بین زمان‌های ۱۰ دقیقه غوطه‌وری و اسپری تفاوت معنی‌داری مشاهده شد (p value = ۰/۰۱).

در مورد کاندیدا آلبیکنس، تفاوت آماری معنی‌داری بین ۵ و ۱۰ دقیقه غوطه‌وری و اسپری در ۴۸ ساعت دیده شد (p value به ترتیب ۰/۰۱ و ۰/۰۴). پس از ۷۲ ساعت نیز بین ۵ و ۱۰ دقیقه غوطه‌وری و اسپری تفاوت معنی‌دار بود (p value = ۰/۰۰۱).

آنالیز آماری Wilcoxon، جهت مقایسه اثر ضدعفونی کنندگی سانوسیل در زمان‌های ۵ و ۱۰ دقیقه در دو روش اسپری و غوطه‌وری مورد استفاده قرار گرفت. در مورد اثر زمان بر کاهش تعداد کلنی‌های استافیلوکوکوس آرئوس تفاوت آماری معنی‌داری بین ۵ و ۱۰ دقیقه اسپری در ۲۴ و ۴۸ ساعت وجود داشت (p value = ۰/۰۴)؛ در حالی که در روش غوطه‌وری تفاوت بین ۵ و ۱۰ دقیقه در هر دو زمان ۲۴ و ۴۸ ساعت معنی‌دار نبود (p value = ۰/۱۸). افزایش زمان ضدعفونی از ۵ به ۱۰ دقیقه در دو روش، موجب کاهش معنی‌دار تعداد کلنی‌های انتروکوکوس فوکالیس گردید (p value < ۰/۰۵). اما در مورد کاندیدا آلبیکنس، تنها در روش اسپری افزایش زمان ضدعفونی موجب کاهش تعداد کلنی‌ها پس از ۷۲ ساعت شد (p value < ۰/۰۵) و افزایش زمان غوطه‌وری تعداد کلنی‌ها را کاهش نداد (p value = ۰/۱۸).

جدول ۱. میانگین (انحراف معیار) تعداد کلنی میکروارگانیسم‌های مورد مطالعه در رقت ۱ در روش‌های مختلف ضدعفونی با سانوسیل در زمان‌های متفاوت

روش و زمان ضدعفونی	استافیلوکوکوس آرئوس		انتروکوکوس فکالیس	کاندیدا آلبیکنس	
	۲۴ ساعت	۴۸ ساعت	۴۸ ساعت	۴۸ ساعت	۷۲ ساعت
۵ دقیقه اسپری	۹(۱)$^{+}$	۱۱(۲)$^{+}$	۲۳۴(۵۸)$^{*+}$	۱۲(۳)	۲۵(۳)$^{+}$
۵ دقیقه غوطه وری	۰(۰)	۰(۰)	۱۶۹(۵۷)$^{*+}$	۲(۱)	۹(۲)
۱۰ دقیقه اسپری	۲(۱)$^{*+}$	۴(۱)$^{+}$	۱۲۳(۴۸)$^{+}$	۱۱(۷)	۱۳(۸)$^{+}$
۱۰ دقیقه غوطه وری	۰(۰)*	۰(۰)	۴۴(۱۱)$^{+}$	۱(۰)	۳(۱)
نمونه شاهد	۹۰۰		۱۸۸۰	۹۴۰	

Archive of SID
www.SID.ir

بحث

کنترل ریسک انتقال باکتری‌ها و ویروس‌ها از طریق قالب‌ها و سایر کارهای پروتزی از کلینیک دندان‌پزشکی به لابراتوار و برعکس، سال‌هاست که توجه کارکنان کلینیک و لابراتوار را به خود معطوف ساخته است[۲۴]. مطالعات نشان داده است که سطح قالب‌ها پس از خروج از دهان، آلوده به باکتری می‌باشد[۲۷-۲۵، ۱۶]. از آن جا که قالب‌ها و رکوردهای اکلوزالی به وسیله حرارت قابل استریل شدن نیستند، ضدعفونی شیمیایی هنوز راه انتخابی جهت از بین بردن میکروارگانیسم‌های موجود در آن‌ها به شمار می‌آید[۳۰-۲۸]. هیچ روش پذیرفته شده خاصی که تمام ملزومات ضدعفونی را بدون تأثیر بر دقت قالب برآورده سازد، وجود ندارد[۳۲، ۳۱].

تاکنون مطالعات متعددی در مورد ضدعفونی مواد قالب‌گیری پلی‌اتر انجام شده که در آن‌ها ثبات ابعادی، پس از ضدعفونی مورد بررسی قرار گرفته است[۳۳، ۸-۴]. اما اثر ضدمیکروبی مواد ضدعفونی کننده بر مواد قالب‌گیری پلی‌اتر کمتر مورد توجه بوده است[۳۴، ۱]. در مطالعه حاضر، تأثیر ماده ضدعفونی سانوسیل ۲ درصد بر روی نمونه‌های ماده پلی‌اتر آلوده به سوش‌های میکروبی مورد بررسی قرار گرفت. در این مطالعه، از ماده قالب‌گیری پلی‌اتر استفاده شد؛ چرا که این ماده از پرمصرف‌ترین و دقیق‌ترین مواد قالب‌گیری است[۷-۴، ۱].

باکتری‌های جدا شده از سطح قالب‌ها اغلب استرپتوکوک همولیتیک، استافیلوکوک و سوش‌های مختلف انتروکوک بوده است[۱۶]. همچنین، کارخانه‌های سازنده مواد ضدعفونی کننده، اثر ضدمیکروبی مواد ضدعفونی کننده خود را بر روی این سوش‌های میکروبی انجام داده‌اند[۲۲-۱۷].

در این مطالعه جهت اطمینان از عدم آلودگی نمونه‌ها، یک شاهد منفی و جهت آلوده شدن آن‌ها، نمونه شاهد مثبت در نظر گرفته شد. جهت ارزیابی میزان چسبندگی میکروبی، روش‌های مختلفی نظیر تریپسین، اشعه UV، Sonication و تکان دادن نمونه‌ها به کار می‌رود[۳۵] که در این مطالعه، از تریپسین ۲ درصد استفاده گردید. همچنین، جهت استاندارد نمودن روش کار، تمام مراحل بر روی نمونه‌های پایلوت آزمایش شد و به این ترتیب بهترین زمان و غلظت تریپسین و دمای انکوباسیون مشخص گردید.

روش ضدعفونی توصیه شده برای مواد قالب‌گیری پلی‌اتر، غوطه‌وری به مدت کوتاه (کمتر از ۱۰ دقیقه) با هر نوع ماده ضدعفونی کننده مناسب می‌باشد[۳۶]. افزایش زمان غوطه‌وری باعث کاهش دقت و قابلیت ترشوندگی قالب می‌شود[۷-۵]؛ به همین دلیل بود که در این تحقیق، از دو روش اسپری و غوطه‌وری با محلول سانوسیل در زمان‌های ۵ و ۱۰ دقیقه استفاده شد.

نتایج این مطالعه نشان داد که با کاهش غلظت میکروبی (رقت‌های $\frac{1}{2}$ و $\frac{1}{4}$)، تعداد کلنی‌های میکروبی نیز کاهش می‌یابد که نشان دهنده دقت مطالعه می‌باشد؛ همچنین با افزایش مدت زمان کشت، تعداد کلنی‌ها افزایش یافت (جدول ۱). پس از کشت باکتری در محیط جامد، رشد آن برای مدت کوتاهی دچار وقفه می‌گردد (فاز تأخیری) تا باکتری با محیط کشت تطابق یابد[۳۷]؛ این زمان در یک محیط کشت مناسب برای یک باکتری سریع تکثیر شونده، بین ۱ تا ۲ ساعت است[۳۷]. به همین دلیل، شمارش باکتری‌ها پس از ۲۴ ساعت انجام شد و شمارش آن‌ها پس از ۴۸ ساعت، تنها برای تأیید نتیجه شمارش در ۲۴ ساعت اولیه بود. در مورد کاندیدا، به دلیل کند بودن رشد آن، شمارش پس از ۴۸ ساعت و برای تأیید در ۷۲ ساعت انجام گردید[۳۷].

با توجه به جدول ۱، سانوسیل ۲ درصد باعث طولانی شدن فاز تأخیری سوش‌های میکروبی مورد مطالعه شده است و میکروارگانیسم‌ها برای رشد به مدت زمان انکوباسیون بیشتری نیاز داشتند.

ترکیب اصلی ماده سانوسیل، پراکسید هیدروژن است که می‌تواند با تولید اکسیژن نوزاد، خاصیت میکروب‌زدایی فوق‌العاده‌ای داشته باشد. به علاوه، یون نقره که خود اثرات ضدعفونی دارد، می‌تواند اثر پراکسید هیدروژن را تقویت نماید و به همین دلیل است که سانوسیل قوی‌تر و با ثبات‌تر از پراکسید هیدروژن می‌باشد.

حداقل رقت ماده ضدمیکروبی لازم برای متوقف ساختن رشد قابل رؤیت میکروارگانیسم طی ۲۴ ساعت انکوباسیون، نشان دهنده میزان فعالیت آن ماده می‌باشد. یک ماده ضدعفونی کننده مناسب باید در حداقل رقت، ۹۹/۹۹ درصد جمعیت باکتری را از بین ببرد[۳۸].

Archive of SID
www.SID.ir

کلنی‌های استافیلوکوک آرئوس پس از ضدعفونی با سانوسیل در هر دو روش غوطه وری و اسپری، در هر دو زمان ۵ و ۱۰ دقیقه نسبت به گروه شاهد کاهش چشمگیری داشت. اثر باکتریوسیدال سانوسیل ۲ درصد در روش غوطه‌وری در هر دو زمان ۵ و ۱۰ دقیقه، ۱۰۰ درصد و در روش اسپری به مدت ۱۰ دقیقه، ۹۹/۹۹ درصد بوده است.

در مورد انترکوکوس فکالیس، کلنی‌ها پس از ۲۴ ساعت به صورت نوک سوزنی و غیرقابل شمارش بود. به طور معمول، اندازه کلنی‌های انتروکوکوس فکالیس پس از ۲۴ ساعت به حدی است که قابل شمارش می‌باشد؛ بنابراین شاید نوک سوزنی بودن کلنی‌ها به علت تخریب دیواره سلولی باکتری توسط ماده ضدعفونی کننده باشد؛ به نحوی که پروتوپلاسم آن باقی‌مانده، برای رشد به زمان بیشتری نیاز دارد. این اثر، مشابه اثر پنی‌سیلین بر باکتری‌های گرم مثبت است که سنتز دیواره پپتیدوگلیکان آن‌ها را مهار می‌نماید[۳۹]. در مورد انترکوک نیز ضدعفونی به هر دو روش موجب کاهش شدید میکروارگانیسم‌ها شد ولی غوطه‌وری مؤثرتر بود. به علاوه، افزایش زمان موجب کاهش معنی‌دار کلنی‌های میکروبی گردید. روش غوطه‌وری به مدت ۱۰ دقیقه، ۹۶ درصد جمعیت باکتری را از بین برد.

تأثیر سانوسیل ۲ درصد بر کاندیدا در روش غوطه‌وری، در زمان‌های ۵ و ۱۰ دقیقه، ۹۹/۹۹ درصد و در روش اسپری به مدت ۵ و ۱۰ دقیقه، به ترتیب ۹۸ و ۹۹ درصد بود.

برخی مطالعات نشان دهنده حذف کامل میکروارگانیسم‌ها بعد از ضدعفونی قالب‌ها می‌باشند[۴۰، ۸]. تفاوت این مطالعات با مطالعه حاضر، استفاده از قالب‌های گرفته شده از دهان بیمار است که در نتیجه، غلظت میکروبی آن‌ها به مراتب کمتر از مطالعه حاضر بوده است. مطالعات، موفقیت موادی ضدعفونی کننده مختلف را بررسی کرده‌اند[۹، ۸]، اما تحقیق در مورد پراکسید هیدروژن بسیار کم است[۱۵]. قهرمانلو و همکاران[۱۵] اسپری سانوسیل را بر باکتری‌های مورد مطالعه مؤثر دانستند.

روش غوطه‌وری، قابل اعتمادترین و شایع‌ترین روش ضدعفونی قالب‌های دندان‌پزشکی است[۴۱]. در این روش، ماذه ضدعفونی با تمام سطح قالب و تری در تماس است[۴] ولی در روش اسپری، ماده ضدعفونی در سطح ماده تجمع می‌یابد.

مطالعات نشان داده است که ضدعفونی به روش غوطه‌وری، در صورت محدود بودن زمان، روشی مؤثر برای ضدعفونی ماده قالب‌گیری پلی‌اتر است و تأثیری بر دقت ابعادی آن نمی‌گذارد[۵، ۴]. به همین دلیل، انجمن دندان‌پزشکان آمریکا غوطه‌وری را به عنوان روشی قابل قبول برای ضدعفونی این ماده قالب‌گیری معرفی نموده است[۴۲]. Turhan Bal و همکاران[۴۳] هم اثر اسپری مواد ضدعفونی را کمتر از غوطه‌وری گزارش نموده‌اند.

یکی از محدودیت‌های مطالعه حاضر، انجام تحقیق به صورت آزمایشگاهی است که با شرایط کلینیکی متفاوت می‌باشد. به طور معمول، قالب‌ها بین ۳ تا ۵ دقیقه در دهان می‌مانند، در حالی که در این تحقیق، جهت چسبندگی سوش‌های میکروبی به نمونه‌ها، مدت ۳۰ دقیقه در نظر گرفته شد؛ این زمان برای اطمینان از چسبیدن حداکثر میکروب‌ها تعیین گردید. به علاوه، وجود بزاق و فشار هنگام قالب‌گیری می‌تواند در میزان چسبندگی میکروبی مؤثر باشد.

از دیگر محدودیت‌های این مطالعه، بررسی تنها سه میکروارگانیسم بود. بررسی روی سایر میکروارگانیسم‌ها از جمله ویروس‌ها و باسیل سل برای تحقیقات بعدی پیشنهاد می‌گردد.

نتیجه‌گیری

۱ـ ماده ضد عفونی کننده سانوسیل ۲ درصد، به روش غوطه‌وری به مدت ۵ و ۱۰ دقیقه و روش اسپری به مدت ۱۰ دقیقه، اثر باکتریوسیدال قوی بر استافیلوکوکوس آرئوس (ATCC ۲۹۲۱۳) دارد (به ترتیب ۱۰۰ و ۹۹/۹۹ درصد).

۲ـ اثر باکتریوسیدال سانوسیل ۲ درصد بر انتروکوکوس فکالیس مقاوم (ATCC ۵۱۲۹۹) در روش اسپری و غوطه‌وری به مدت ۱۰ دقیقه، به ترتیب ۸۸ و ۹۶ درصد می‌باشد.

۳ـ تأثیر سانوسیل ۲ درصد بر کاندیدا آلبیکنس (PTCC ۵۰۲۷) به روش غوطه وری به مدت ۱۰ و ۵ دقیقه، ۹۹/۹۹ درصد و در روش اسپری به مدت ۵ و ۱۰ دقیقه، به ترتیب ۹۸ و ۹۹/۹۹ درصد می‌باشد.

۴ـ ماده سانوسیل ۲ درصد به روش غوطه‌وری، مؤثرتر از روش اسپری با همین ماده می‌باشد.

Archive of SID
www.SID.ir

References

1. Kugel G, Perry RD, Ferrari M, Lalicata P. Disinfection and communication practices: a survey of U.S. dental laboratories. J Am Dent Assoc 2000; 131(6): 786-92.
2. Runnells RR. An overview of infection control in dental practice. J Prosthet Dent 1988; 59(5): 625-9.
3. Giammanco GM, Melilli D, Rallo A, Pecorella S, Mammina C, Pizzo G. Resistance to disinfection of a polymicrobial association contaminating the surface of elastomeric dental impressions. New Microbiol 2009; 32(2): 167-72.
4. Lepe X, Johnson GH. Accuracy of polyether and addition silicone after long-term immersion disinfection. J Prosthet Dent 1997; 78(3): 245-9.
5. Johnson GH, Chellis KD, Gordon GE, Lepe X. Dimensional stability and detail reproduction of irreversible hydrocolloid and elastomeric impressions disinfected by immersion. J Prosthet Dent 1998; 79(4): 446-53.
6. Johnson GH, Lepe X, Aw TC. The effect of surface moisture on detail reproduction of elastomeric impressions. J Prosthet Dent 2003; 90(4): 354-64.
7. Johnson GH, Craig RG. Accuracy of four types of rubber impression materials compared with time of pour and a repeat pour of models. J Prosthet Dent 1985; 53(4): 484-90.
8. Al Jabrah O, Al Shumailan Y, Al Rashdan M. Antimicrobial effect of 4 disinfectants on alginate, polyether, and polyvinyl siloxane impression materials. Int J Prosthodont 2007; 20(3): 299-307.
9. Egusa H, Watamoto T, Matsumoto T, Abe K, Kobayashi M, Akashi Y, et al. Clinical evaluation of the efficacy of removing microorganisms to disinfect patient-derived dental impressions. Int J Prosthodont 2008; 21(6): 531-8.
10. Jagger DC, Al Jabra O, Harrison A, Vowles RW, McNally L. The effect of a range of disinfectants on the dimensional accuracy of some impression materials. Eur J Prosthodont Restor Dent 2004; 12(4): 154-60.
11. Ahmad S, Tredwin CJ, Nesbit M, Moles DR. Effect of immersion disinfection with Perform-ID on alginate, an alginate alternative, an addition-cured silicone and resultant type III gypsum casts. Br Dent J 2007; 202(1): E1-E7.
12. Kimia Faam Co. disinfectants. [3screen] available from: www.kimiafaam.com/English/products/disinfectants/general%20disinfectants/sanosil.html
13. Johnson GH, Drennon DG, Powell GL. Accuracy of elastomeric impressions disinfected by immersion. J Am Dent Assoc 1988; 116(4): 525-30.
14. Drennon DG, Johnson GH, Powell GL. The accuracy and efficacy of disinfection by spray atomization on elastomeric impressions. J Prosthet Dent 1989; 62(4): 468-75.
15. Ghahramanloo A, Sadeghian A, Sohrabi K, Bidi A. A microbiologic investigation following the disinfection of irreversible hydrocolloid materials using the spray method. J Calif Dent Assoc 2009; 37(7): 471-7.
16. Powell GL, Runnells RD, Saxon BA, Whisenant BK. The presence and identification of organisms transmitted to dental laboratories. J Prosthet Dent 1990; 64(2): 235-7.
17. Turhan BB, Yilmaz H, Aydin C, Al FD, Sultan N. Efficacy of various disinfecting agents on the reduction of bacteria from the surface of silicone and polyether impression materials. Eur J Prosthodont Restor Dent 2007; 15(4): 177-82.
18. Sobottka I, Cachovan G, Sturenburg E, Ahlers MO, Laufs R, Platzer U, et al. In vitro activity of moxifloxacin against bacteria isolated from odontogenic abscesses. Antimicrob Agents Chemother 2002; 46(12): 4019-21.
19. Khalesi EZ, Shahidi Bonjar GH, Aghighi S, Mahdavi MJ, Ayatollahi Moosavi A. Anti yeast activity of streptomyces olivaceus strain 115 against candida albicans. J Applied Sci 2006; 6(3): 524-6.
20. Kariyama R, Mitsuhata R, Chow JW, Clewell DB, Kumon H. Simple and reliable multiplex PCR assay for surveillance isolates of vancomycin-resistant enterococci. J Clin Microbiol 2000; 38(8): 3092-5.
21. Virox Technologics inc. Available from: www://virox.com/infection-control/peer-ducment/defult.aspex
22. Essential industries, inc. Available from: www://Essind.com/disinfectants/images/bulletins/00256.pdf
23. Herald PJ, Zottola EA. Effect of Various Agents Upon the Attachment of Pseudomonas fragi to Stainless Steel. Journal of Food Science 2006; 54(2): 461-4.
24. al Omari WM, Jones JC, Hart P. A microbiological investigation following the disinfection of alginate and addition cured silicone rubber impression materials. Eur J Prosthodont Restor Dent 1998; 6(3): 97-101.
25. Rowe AH, Forrest JO. Dental impressions. The probability of contamination and a method of disinfection. Br Dent J 1978; 145(6): 184-6.
26. Samaranayake LP, Hunjan M, Jennings KJ. Carriage of oral flora on irreversible hydrocolloid and elastomeric impression materials. J Prosthet Dent 1991; 65(2): 244-9.
27. Hudson-Davies SC, Jones JH, Sarll DW. Cross-infection control in general dental practice: dentists' behaviour compared with their knowledge and opinions. Br Dent J 1995; 178(10): 365-9.

Archive of SID

www.SID.ir

28. Beyerle MP, Hensley DM, Bradley DV, Jr., Schwartz RS, Hilton TJ. Immersion disinfection of irreversible hydrocolloid impressions with sodium hypochlorite. Part I: Microbiology. Int J Prosthodont 1994; 7(3): 234-8.

29. Jennings KJ, Samaranayake LP. The persistence of microorganisms on impression materials following disinfection. Int J Prosthodont 1991; 4(4): 382-7.

30. Wilson SJ, Wilson HJ. The effect of chlorinated disinfecting solutions on alginate impressions. Restorative Dent 1987; 3(4): 86-9.

31. Rueggeberg FA, Beall FE, Kelly MT, Schuster GS. Sodium hypochlorite disinfection of irreversible hydrocolloid impression material. J Prosthet Dent 1992; 67(5): 628-31.

32. Peutzfeldt A, Asmussen E. Effect of disinfecting solutions on accuracy of alginate and elastomeric impressions. Scand J Dent Res 1989; 97(5): 470-5.

33. Bock JJ, Fuhrmann RA, Setz J. The influence of different disinfectants on primary impression materials. Quintessence Int 2008; 39(3): e93-e98.

34. Pavarina AC, Pizzolitto AC, Machado AL, Vergani CE, Giampaolo ET. An infection control protocol: effectiveness of immersion solutions to reduce the microbial growth on dental prostheses. J Oral Rehabil 2003; 30(5): 532-6.

35. An infection control protocol: effectiveness of immersion solutions to reduce the microbial growth on dental prostheses.J Oral Rehabil 2003; 30(5):532-6.

36. Sofou A, Larsen T, Fiehn NE, Owall B. Contamination level of alginate impressions arriving at a dental laboratory. Clin Oral Investig 2002; 6(3): 161-5.

37. Anusavice KJ, Phillips RW. Phillips' science of dental materials. 11st ed. Philadelphia: W.B. Saunders; 2003.

38. Jawets E, Melnick J, Adelberg EA. Medical Microbiology. 23rd ed. New York: McGraw-Hill; 2004.

39. Andrews JM. Determination of minimum inhibitory concentrations. J Antimicrob Chemother 2001; 48(Suppl 1): 5-16.

40. Lederberg J. Bacterial protoplasts induced by penicillin. Proc Natl Acad Sci USA 1956; 42(9): 574-7.

41. Taylor RL, Wright PS, Maryan C. Disinfection procedures: their effect on the dimensional accuracy and surface quality of irreversible hydrocolloid impression materials and gypsum casts. Dent Mater 2002; 18(2): 103-10.

42. Merchant VA, McNeight MK, Ciborowski CJ, Molinari JA. Preliminary investigation of a method for disinfection of dental impressions. J Prosthet Dent 1984; 52(6): 877-9.

43. Infection control recommendations for the dental office and the dental laboratory. ADA Council on Scientific Affairs and ADA Council on Dental Practice. J Am Dent Assoc 1996; 127(5): 672-80.

44. Turhan BB, Yilmaz H, Aydin C, Al ED, Sultan N. Efficacy of various disinfecting agents on the reduction of bacteria from the surface of silicone and polyether impression materials. Eur J Prosthodont Restor Dent 2007; 15(4): 177-82.

Archive of SID

www.SID.ir