Rev. Latino-Am. Enfermagem
2016;24:e2805
DOI: 10.1590/1518-8345.1127.2805
www.eerp.usp.br/rlae

RLAE Revista Latino-Americana de Enfermagem

Artículo Original

El impacto del uso de diferentes tipos de guantes y de las manos desnudas en la preparación del instrumental quirúrgico limpio[1]

Camila Quartim de Moraes Bruna[2]
Rafael Queiroz de Souza[3]
Irineu Francisco Silva Massaia[4]
Áurea Silveira Cruz[5]
Kazuko Uchikawa Graziano[6]

Objetivos: determinar si existen diferencias en la seguridad de la preparación del instrumental quirúrgico relacionadas con el uso de diferentes tipos de guantes y de las manos desnudas y evaluar la carga microbiológica de estos preparados sin guantes. Método: experimento de laboratorio con enfoque pragmático, en el que las muestras fueron manejadas con diferentes tipos de guantes y las manos desnudas. Además, un ensayo de citotoxicidad se llevó a cabo mediante el método de difusión en agar. Otras muestras fueron sometidas a análisis microbiológico después de haber sido manipuladas sin guantes. Resultados: ninguna de las muestras presentó efecto citotóxico. Todos los cultivos microbiológicos mostraron crecimiento de microorganismos, pero ningún microorganismo ha sido recuperado después de la esterilización en autoclave. Conclusión: no hubo diferencias en las respuestas citotóxicas con respecto al uso de diferentes tipos de guantes y de las manos desnudas en el manejo del instrumental quirúrgico limpio, lo que podría conllevar riesgo de yatrogenia. Es de destacar que el uso de guantes implica un aumento de los costos del proceso y la generación de residuos, además del potencial riesgo alergénico al látex.

Descriptores: Resíduos Orgánicos; Instrumentos Quirúrgicos; Mano; Guantes Protectores; Toxicidad;

[1] Artículo parte de Tesis de Doctorado "O impacto do uso de diferentes tipos de luvas e das mãos nuas na inspeção e preparo do instrumental cirúrgico limpo", presentada en la Escola de Enfermagem, Universidade de São Paulo, São Paulo, SP, Brasil.

[2] PhD, Profesor Visitante, Faculdade de Ciências Médicas, Santa Casa de São Paulo, São Paulo, SP, Brasil.
[3] PhD, Investigador, Escola de Enfermagem, Universidade de São Paulo, São Paulo, SP, Brasil.
[4] PhD, Profesor Asistente, Faculdade de Ciências Médicas, Santa Casa de São Paulo, São Paulo, SP, Brasil.
[5] PhD, Investigador, Centro de Cultura de Células, Instituto Adolfo Lutz, São Paulo, SP, Brasil.
[6] PhD, Profesor Titular Jubilado, Escola de Enfermagem, Universidade de São Paulo, São Paulo, SP, Brasil.

Cómo citar este artículo

Bruna CQM, Souza RQ, Massaia IFS, Cruz AS, Graziano KU. The impact of the use of different types of gloves and bare hands for preparation of clean surgical instruments. Rev. Latino-Am. Enfermagem. 2016;24:e2805. [Access ___ ___ ___]; Available in: _____. DOI: http://dx.doi.org/10.1590/1518-8345.1127.2805.

mes día año URL

Introducción

La preparación garantiza que los instrumentos quirúrgicos estén disponibles en el campo estéril después de haber sido inspeccionados en lo que se refiere a la limpieza adecuada y en buenas condiciones de funcionamiento. Es también en este momento que los instrumentos son separados, distribuidos de acuerdo con la disposición en la que se presentarán en el campo operatorio y empaquetados para ser enviados posteriormente a la esterilización.

La etapa de preparación se lleva a cabo mediante la manipulación ostensible del instrumental quirúrgico, y debe consistir en una inspección minuciosa, con el fin de identificar la suciedad residual y los posibles fallos mecánicos, incluyendo todas las indentaciones y cremalleras[1-2]. Se recomienda también que el personal involucrado en la preparación de los productos limpios utilicen ropa privada, gorro[3], guantes y máscaras[4].

Aunque hay recomendación para el uso de guantes en la manipulación realizada durante la preparación, esta se basa en la deducción teórica, ya que no se encontraron en la literatura estudios para apoyar esta recomendación. Con el fin de comprobar si existen riesgos en la preparación del instrumental quirúrgico, esta investigación tuvo como objetivo determinar si existen diferencias en cuanto a la seguridad relacionadas con en el uso de diferentes tipos de guantes y las manos desnudas durante la inspección y la disposición de los instrumentos quirúrgicos después de la limpieza, e identificar y cuantificar la carga microbiana después de manipular estos instrumentos sin el uso de guantes.

Método

Investigación experimental de laboratorio con un enfoque pragmático, aprobada por el Comité de Ética en Investigación del Hospital Universitario de la Universidad de São Paulo - HU-USP, bajo el protocolo CEP-HU/USP:1.264/13. La investigación se dividió en dos etapas, una para el análisis de la citotoxicidad de las muestras manipuladas utilizando guantes y las manos desnudas, y otra para el análisis microbiológico de las muestras manipuladas con las manos desnudas.

Se utilizaron como muestras en la etapa de análisis citotóxico, cánulas de hidrodisección en aluminio para oftalmología con aproximadamente 4,0 cm de largo, 0,6 mm de diámetro y 0,2 mm en la porción distal (Steel Inox®, Brasil). Para la etapa de análisis microbiológico se utilizaron instrumentos quirúrgicos nuevos de acero inoxidable (Pinzas anatómicas sin dientes - *Erwin Guth*™, Brasil) de 14 cm. La elección de estos instrumentos se basó en la posibilidad de inoculación de la muestra (cánulas de hidrodisección) directamente sobre la capa de agar, sin causar daño a la monocapa celular debido al peso de la muestra, y la inoculación de la muestra (pinza anatómica) directamente en el tubo que contiene medio cultural.

En la etapa de análisis citotóxico, las muestras (cánulas de hidrodisección) fueron sometidas a limpieza manual con agua potable, detergente enzimático (Detergente multienzimático, 3M®, Brasil) y cepillo de cerdas suaves. Posteriormente, la investigadora preparó las muestras mediante manipulación, de acuerdo con el grupo al que pertenecían, de la siguiente manera: cinco muestras usando guantes de látex con polvo (Grupo C1), cinco muestras usando guantes de látex sin polvo (Grupo C2), cinco muestras usando guantes de vinilo (Grupo C3) y cinco muestras usando guantes de nitrilo (Grupo C4). Cinco muestras fueron manipuladas por el personal del Centro de Material y Esterilización (CME) sin el uso de guantes (Grupo C5). La manipulación se caracterizó por el contacto de las manos a lo largo de toda la longitud de las muestras durante 30 segundos. Este tiempo representó un promedio de tiempo calculado por la investigadora, basado en la observación práctica, para la inspección de pinzas complejas y simples. Las muestras se embalaron usando papel/película de grado quirúrgico y se esterilizan en un autoclave bajo presión de vapor saturado a 135°C durante 5 minutos. Las muestras se analizaron a continuación con respecto a la toxicidad celular por el método de difusión en agar[5]. Sobre la base de la *United States Pharmacopeia* – USP-34[6], la línea celular utilizada fue la NCTC clon 929 (Célula L, derivada de la línea L - tejido conectivo de ratón) catalogada en el acervo del Núcleo de Cultivo de Células del IAL (Instituto Adolfo Lutz) bajo el número de protocolo CCIAL020, procedente de la *American Type Culture Collection* (ATCC® CCL-1™). Ensayos de citotoxicidad *in vitro* se pueden utilizar como un primer paso en la evaluación biológica de un material. Estos métodos son diseñados para determinar la respuesta biológica de un cultivo celular cuando expuestos al material o extractos de este. La citotoxicidad se determina cualitativa o cuantitativamente mediante la medición de una serie de parámetros en una escala que va de cero a cuatro, con grado cero representando ausencia de daño celular y grado cuarto representando expresiva muerte celular[5]. Las pruebas se realizaron en una cabina de seguridad biológica, en sala limpia con sistema de filtro absoluto y presión positiva. La línea de células NCTC clon 929 se cultivó en medio mínimo de Eagle, suplementado con 0,1 mM de aminoácidos no esenciales, 1,0 mM de piruvato de sodio y suero bovino fetal al 10% sin antibióticos (MEM con un 10% de SFB). Las células suspendidas se sembraron en 5 ml en placas de Petri (3,0 x 10^5 células/ml). Las células se incubaron

durante 48 horas a 37ºC en una atmósfera humidificada que contiene un 5% de CO_2. El medio de cultivo se descartó después de la formación de la monocapa de células y se añadieron 5 ml de medio *overlay* en las placas de Petri. El medio *overlay* se compone de MEM dos veces concentrado con agar al 1,8%, que contenga un 0,01% de colorante vital rojo neutro. El agar se fundió y se mezcló con el MEM a 44±1ºC. Las placas de Petri se incubaron una vez más en una incubadora, en una atmósfera con un 5% de CO2 a 37°C durante 24 horas. Las cánulas se depositaron sobre el agar de los cultivos de células en las placas de Petri con el fin de evaluar la posible toxicidad, siempre usando materiales estériles y técnicas asépticas. Fragmentos de 0,5 cm de cada tipo de guante (látex con polvo, látex sin polvo, vinilo y nitrilo) también se depositaron sobre las monocapas como control de la toxicidad del guante aisladamente. Fragmentos de 0,5 cm de látex de caucho se utilizaron como controles positivos, y fragmentos de 0,5 cm de papel de filtro no tóxico como controles negativos. Un control negativo en el que las muestras fueron manipuladas con pinzas (sin el tacto de las manos) se llevó a cabo para evaluar la toxicidad. Se observó la toxicidad celular macroscópicamente mediante la formación de halo incoloro en o alrededor del material tóxico, medido con un calibre pie de rey calibrado, y microscópicamente a través de los cambios en la morfología celular y la muerte alrededor de las muestras. Todos los ensayos se realizaron por triplicado. La interpretación de estos resultados se basa en los grados de reactividad biológica del método de difusión en agar, que se describe en la Norma ISO 10.993-5:2009[5].

En la fase de análisis microbiológico, las muestras (pinzas anatómicas sin dientes) fueron sometidas a una limpieza manual con cepillo de cerdas suaves, agua limpia y detergente enzimático (HS Zyme – H Strattner™, Brasil). Después de la limpieza, 20 muestras fueron manipuladas por el personal del CME, que utilizaron máscara, gorro y ropa privativa. La manipulación siguió el mismo patrón establecido para el paso de análisis citotóxico. Después de la manipulación, las muestras se dividieron en dos grupos. Diez muestras fueron colocadas por el propio personal en bolsas de plástico estériles que contenían 200 ml de suero fisiológico al 0,9% (SF – Baxter™, EE.UU.), que después se sellaron, formando el Grupo M1. Otras diez muestras también fueron inoculadas por el propio personal directamente en tubos de vidrio con tapón de rosca que contenían 100 ml (suficiente para sumergir completamente las pinzas) de *Tryptic Soy Broth* (TSB – BD Difco™, EE.UU.), formando el Grupo M2. Otras diez muestras manipuladas por el personal fueron colocadas directamente en papel de grado quirúrgico y fueron esterilizadas en autoclave a 134°C durante 5 minutos, formando el grupo de control de esterilización. Las muestras se enviaron a continuación, para incubación y análisis. Después de la inoculación en medio TSB, las muestras del Grupo M2 y del Grupo de Control de esterilización se incubaron en una incubadora (FANEM®, Brasil) a 37°C ± 2ºC durante 14 días, con mediciones diarias para identificar posible turbidez. La identificación de los microorganismos se llevó a cabo para las muestras del Grupo M2 que exhibieron turbidez.

Las muestras del grupo M1 y la mitad de las muestras del Grupo Control de esterilización, colocadas en bolsas de plástico que contenían SF al 0,9%, fueron sometidas tres veces a ultrasonidos durante 5 segundos en una lavadora ultrasónica (Modelo USC-2800, Enge Solutions™, EE.UU.). Posteriormente, las muestras se agitaron en un agitador orbital durante 10 minutos (Modelo 255 - B, Fanem®, Brasil) a 160 revoluciones por minuto (rpm), con el fin de separar y eluir los microorganismos presentes en las muestras. En una cabina de seguridad biológica (Modelo VLFS 12 - VECO®, Brasil), los sellos de las bolsas se extrajeron con una tijera esterilizada y sus contenidos se vertieron en el sistema para filtración estéril (Sterifil® Milipore™, EE.UU.), acoplado a un Kitasato matraz conectado a una bomba de vacío, utilizando una membrana de 0,20 micras (Merck Milipore™, EE.UU.), configurando el método de filtración por membrana[6]. Los contenidos de las bolsas se han dividido en dos. Por lo tanto, cada membrana filtró 100 ml del lavado de la extracción de la carga microbiana de cada muestra, y una membrana se colocó en una placa de Petri que contenía agar sangre (Probac®, Brasil), con el objetivo de promover el crecimiento no selectivo de microorganismos aerobios, y la otra membrana se colocó en agar Anaerinsol (Probac®, Brasil), para promover el crecimiento de microorganismos anaerobios. Las placas se sellaron y se incubaron en una incubadora (FANEM®, Brasil) a 37ºC ± 2ºC durante 14 días, con medición diaria para determinar el crecimiento microbiano. Las placas de agar Anaerinsol fueron colocadas previamente en frascos anaeróbicos (Probac®, Brasil). La identificación de los microorganismos se llevó a cabo en las placas que presentaron crecimiento microbiano, por medio de sus propiedades morfotinctoriales, prueba de catalasa, prueba de la coagulasa, prueba de hemólisis en agar sangre y prueba de la bilis esculina[7].

Para definir el tamaño de la muestra, se utilizaron todos los tipos de guantes disponibles en el mercado para utilización inmediata (látex con polvo, látex sin polvo, nitrilo y vinilo) en el experimento. Inicialmente, se trabajó con cinco repeticiones para cada tipo de guante como tamaño de la muestra, seleccionándolos al azar de cada caja. Con base en los resultados de esta muestra, se propuso ampliar el tamaño de la muestra

basado en las posibles diferencias que se encontrarían. Teniendo en cuenta la inexistencia de diferencias en los resultados entre los dos grupos, fue posible completar la encuesta con cinco muestras para cada grupo.

Resultados

Ninguna de las muestras mostró toxicidad (Grado 2) en la etapa de análisis citotóxico, independientemente del tipo de guante utilizado en la manipulación de los mismos. Todas las muestras de guantes presentaron toxicidad (Grado 3) cuando depositadas directamente sobre la capa de células. Los controles positivos de las pruebas de citotoxicidad mostraron halos de muerte celular (efecto citotóxico) y los controles negativos no mostraron toxicidad. Los controles negativos (sin manipulación) no mostraron toxicidad en ninguna de las muestras.

Los resultados de los ensayos de la etapa de análisis microbiológico mostraron crecimiento microbiano para todas las muestras de las etapas cuantitativas de M1 y en la etapa cualitativa de M2. En la etapa de análisis cuantitativo de los microorganismos aeróbicos y anaeróbicos, se observó crecimiento microbiano en las cinco muestras y los microorganismos fueron aislados, así como sus respectivas cargas, como se describe en la Tabla 1.

Tabla 1 - Distribución de los microorganismos aerobios y anaerobios de la etapa cuantitativa aislados de las muestras manipuladas sin guantes. São Paulo, SP, Brasil, 2014

Muestra	Microorganismo aerobio	UFC*
1	*Staphylococcus coagulasa negativo* *Bacillus spp*	23 2
2	*Staphylococcus coagulasa negativo* *Bacillus spp*	1 Incontable†
3	*Micrococcus spp* *Staphylococcus coagulasa negativo* *Bacillus spp*	1 Incontable† 4
4	*Micrococcus spp* *Bacillus spp* *Staphylococcus coagulasa negativo*	3 2 2
5	*Staphylococcus coagulasa negativo*	3
Muestra	**Microorganismo anaerobio**	**UFC***
1	*Klebsiella pneumoniae* *Bacillus spp*	1 1
2	*Micrococcus spp*	1
3	*Klebsiella oxytoca* *Staphylococcus coagulasa negativo* *Clostridium spp*	16 3 2
4	*Acinetobacter baumannii*	1
5	*Staphylococcus coagulasa negativo*	2

*Unidad formadora de colonias
†Por encima de 300 UFC

Los microorganismos identificados en la fase cualitativa de la etapa microbiológica se describen en la Figura 1.

Muestra	Microorganismo
1	*Staphylococcus coagulasa negativo* *Bacilo Gram positivo no esporulado*
2	*Bacilo Gram positivo* *Staphylococcus aureus*
3	*Staphylococcus coagulasa negativo* *Bacilo Gram positivo*
4	*Bacilo Gram positivo* *Staphylococcus coagulasa negativo*
5	*Staphylococcus coagulasa negativo* *Streptococcus sp* *Bacilo Gram positivo* *Bacilo Gram positivo no esporulado*
6	*Bacilo Gram positivo* *Staphylococcus coagulasa negativo*
7	*Staphylococcus coagulasa negativo* *Bacilo Gram positivo*
8	*Staphylococcus coagulasa negativo* *Streptococcus Grupo viridans* *Bacilo Gram positivo no esporulado*
9	*Acinetobacter calcoaceticus* *Staphylococcus coagulasa negativo* *Bacteroides sp*
10	*Acinetobacter calcoaceticus* *Burkholderia cepacia* *Staphylococcus aureus* *Bacteroides sp*

Figura 1 - Distribución de los microorganismos de la fase cualitativa aislados de las muestras manipuladas sin guantes. São Paulo, SP, Brasil, 2014

El grupo control de esterilización no mostró crecimiento de microorganismos en ninguna de las muestras.

Discusión

Los resultados mostraron toxicidad (Grado 3) de los guantes cuando colocados directamente sobre la capa de agar. Dado que las muestras aisladas no mostraron citotoxicidad, se dedujo que la toxicidad encontrada en los resultados de las muestras manipuladas fue transferida por la manipulación. Sin embargo, esta toxicidad fue más leve (Grado 2) y no representó riesgo toxicológico para las células. De acuerdo con la norma ISO 10.993-5:2009[5], productos de salud son liberados para su uso cuando sus grados de toxicidad van hasta el Grado 2.

Inicialmente se pensó que habría diferencias con respecto a la toxicidad para cada tipo de guante ya

que se sabe que el látex es agresivo a las células y se utiliza incluso como un control positivo en los ensayos de citotoxicidad. Los guantes de nitrilo, que hasta entonces se consideraban menos tóxicos, presentaron una toxicidad similar a otros guantes.

La manipulación de las muestras sin el uso de guantes mostró el mismo grado de reactividad que con el uso de guantes. No fue posible determinar qué elemento o residuo proporcionó la toxicidad de las manos a las muestras, lo que representa una limitación del estudio. Posiblemente, las endotoxinas surgieron, como una forma más suave, después de la esterilización de los instrumentos.

Las endotoxinas son toxinas derivadas de la lisis celular de las bacterias Gram-negativas, son estables al calor y por lo tanto no se degradan después de la esterilización en autoclave, lo que puede conducir a graves respuestas inmunes e inflamatorias[8]. Ellas son capaces de destruir la capa de células en un ensayo de citotoxicidad.

Los microorganismos aislados de las muestras en la etapa de análisis microbiológico tienen como su hábitat natural la microbiota humana y el medio ambiente, pero algunos de ellos, tales como *Burkholderia cepacia, Acinetobacter baumannii, Klebsiella pneumoniae* y *Acinetobacter calcoaceticus,* por ejemplo, pueden desempeñar un papel importante en infecciones nosocomiales[9].

En este estudio, las bacterias encontradas fueron en su mayoría similares a las bacterias aisladas de las manos de los profesionales de la salud en otros estudios, así como el número de especies aisladas[10-11]. Aunque no se haya llevado a cabo una búsqueda de microorganismos anaerobios durante la fase cualitativa, *Bacteroides sp* y microorganismos anaerobios estrictos que forman parte de la microbiota humana fueron aislados[12]. Este hecho se configuró como un hallazgo probablemente debido a la condición anaeróbica que se formó en los tubos roscados y al gran volumen de medio.

Los resultados mostraron crecimiento microbiano de alrededor de una a cuatro unidades formadoras de colonias (UFC) por muestra y dos muestras mostraron crecimiento incontable, caracterizado por $\geq 10^2$ log. Los estudios han demostrado que la carga microbiana de las manos de los profesionales involucrados en la atención de salud varía de $3,9 \times 10^4$ a $4,6 \times 10^6$ UFC/cm^2[13].

A pesar de todas las muestras manipuladas sin guantes han sido esterilizadas de manera satisfactoria (lo que no excluye la presencia de endotoxinas), estos resultados merecen ser considerados, ya que indican un posible fallo en la higiene de las manos del personal involucrado en la preparación de los instrumentos.

La preocupación acerca de cuestiones relacionadas con la calidad de la higiene de las manos del personal del CME es relevante. La adhesión a este procedimiento varía del 30% al 48% para los trabajadores de la salud involucrados en el cuidado directo del paciente[14-15]. Se supone que esta adhesión es aún menor en el área limpia del CME, debido a la falta de contacto directo con el paciente y el material contaminado.

Las organizaciones que regulan la rutina en el CME[1,3,16] recomiendan que los empleados que inspeccionan el material siempre se laven las manos al manipular el material limpio, antes y después de usar el sanitario, comer y ejecutar otras tareas distintas de la manipulación del instrumental limpio.

Incluso en la ausencia de crecimiento de microorganismos en las muestras después del método de esterilización utilizado, la preparación no debe aumentar la carga microbiana de los instrumentos. Instituir el uso de guantes debido a fallas en el control de la higiene de las manos del personal implicado en la preparación no es la solución ideal, ya que no resuelve el problema de la baja adherencia a la higiene de las manos.

Del mismo modo, el uso de guantes con el fin de proteger a los empleados de los posibles residuos no eliminados con la limpieza de los instrumentos dificulta la solución de otro problema: la mala calidad del proceso de limpieza, ya que independientemente de cómo los instrumentos se lavan, mecánica o manualmente, ellos deben venir limpios para el área de preparación. Después de todo, la limpieza ha demostrado su eficacia en la reducción de la carga orgánica e inorgánica de los instrumentos[17-20], lo que garantiza la seguridad en la manipulación de estos materiales cuando están limpios, sin la necesidad del uso de Equipo de Protección Personal, como guantes.

Lavadoras que completan sus ciclos y todavía dejan el instrumental con olor de la sangre, o grasa o con suciedad aparente, requieren manutención, seguido de validación y certificación. Del mismo modo, los empleados que realizan la limpieza manual de los instrumentos y los dejan sucios, también necesitan entrenamiento. Por lo tanto, el hecho de que el instrumento viene sucio para el área de preparación, no sería, *a priori*, el aspecto decisivo para el uso de guantes.

Cuando no indicado, el uso de guantes es una pérdida de recursos y no contribuye a la reducción de la transmisión cruzada de microorganismos, que también puede reducir las oportunidades para la higiene de las manos.

En Brasil, aunque hayan evidencias de que la alergia al látex aumenta con la exposición ocupacional y que el asma ocupacional es causada exclusivamente por el uso continuado de guantes de látex, su uso sigue

siendo significativo[21]. Algunos autores creen que el uso de guantes de látex debe restringirse y desalentarse, en particular los guantes con polvo, en los casos en que no hay riesgo de exposición a los contaminantes[21].

El problema de los gastos debe ser considerado, tanto en relación con la compra del guante como su eliminación. Los datos indican que la aplicación de precauciones universales en un hospital escuela puede representar un incremento del 92% en los costos globales de la entidad y los gastos con la compra de guantes representan dos terceras partes de esta cantidad[22]. No se encontraron datos sobre el coste de la utilización de guantes en Brasil.

Otro motivo de preocupación es la eliminación de estos guantes. Se cree que cada año, se descartan 100 mil millones de guantes en el mundo[23]. En Brasil, la ley considera los guantes utilizados como residuos del tipo A4, y por lo tanto, no adecuado para el reciclaje[24].

Los diferentes tipos de manipulación de los instrumentos quirúrgicos llevados a cabo en este estudio fueron equivalentes, ya que tienen grados similares de citotoxicidad. Por lo tanto, desde la perspectiva de la generación de residuos resultantes del uso de guantes, es evidente la recomendación de la preparación sin el uso de guantes, contrariando la recomendación actualmente vigente en Brasil[4]. Por lo tanto, se debe prestar mayor atención a la higiene de las manos durante esta etapa de reprocesamiento.

Conclusión

En Brasil, en la actualidad, hay una recomendación para el uso de guantes en la preparación de instrumentos quirúrgicos, sin embargo, este estudio demostró que no hay diferencia en la preparación con respecto a la toxicidad en la preparación con o sin el uso de diferentes tipos de guantes. Además, existen las desventajas que se presentan aquí con el uso de guantes, tales como el riesgo de sensibilización al látex del profesional de la salud debido a la utilización del guante, además de los costos de compra y el impacto de la generación de residuos biológicos en el medio ambiente. Por lo tanto, la preparación sin el uso de los guantes, con las manos desnudas, parece ser la recomendación ideal.

Referencias

1. Association for advancement of medical instrumentation (AAMI). American National Standards - Comprehensive guide to steam sterilization and sterility assurance in health care facilities. [Internet] Arlington; 2006 [Access 14 Mar 2016]. Available from: http://www.aami.org/productspublications/ProductDetail.aspx?ItemNumber=1383.

2. Center of Desease Control (CDC). Guideline for disinfection and sterilization in healthcare facilities, 2008 [Internet]. [Access 14 Mar 2016]. Available from: http://www.cdc.gov/hicpac/pdf/guidelines/Disinfection_Nov_2008.pdf.

3. Association of perioperative registered nurses (AORN). Perioperative Standards and Recommended Practices, 2013 [Internet]. [Access 14 Mar 2016]. Available from: http://www.aorn.org/.

4. Resolução RDC nº 15 de 15 de MArço de 2012 (BR). Dispõe sobre requisitos de boas práticas para o processamento de produtos para saúde e dá outras providências. Diário Oficial da União [Internet], Brasília, DF, 15 de Março de 2012. [Acesso 14 mar 2016]. Disponível em: http://bvsms.saude.gov.br/bvs/saudelegis/anvisa/2012/rdc0015_15_03_2012.html.

5. International Standard Organization (ISO). ISO 10.993–5. Biological evaluation of medical devices Part 5: Tests for cytotoxicity: in vitro methods, 2009 [Internet]. [Access 14 mar 2016]. Available from: http://www.iso.org/iso/catalogue_detail.htm?csnumber=36406.

6. Jorgensen HJ, Pfaller MA, Carroll KC, Funke G, Landry ML, Richter SS, et al. editors. Manual of Clinical Microbiology. [Internet]. Washington, DC: ASM Press; 2015. [Access 14 mar 2016]. Available from: http://www.asmscience.org/content/book/10.1128/9781555817381.

7. United States Pharmacopeia. 32 ed. USP 34. [Internet]. Rockville: United States Pharmacopeial Convention. 2011. [Access 15 jun 2014]. Available from: http://www.usp.org/sites/default/files/usp_pdf/EN/USPNF/USP34-NF29General%20Notices.pdf.

8. Gorbet MB, Sefton MV. Endotoxin: the uninvited guest. Biomaterials. 2005 [Access 15 mar 2016];26(34):6811-7. Available from: http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0142961205003856.

9. Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee (HICPAC). Guideline for Isolation Precautions: Preventing Transmission of Infectious Agents in Healthcare Settings. [Internet]. 2007. [Access 12 Oct 2015]. Available from: http://www.cdc.gov/ncidod/dhqp/pdf/isolation2007.pdf.

10. Borges LFA, Silva BL, Gontijo PP Filho. Hand washing: Changes in the skin flora. Am J Infect Control. [Internet]. 2007 [Acces: 15 oct 2015];35(6):417-20. Available from: http://dx.doi.org/10.1016/j.ajic.2006.07.012.

11. Rocha LA, Borges LFA, Gontijo PP Filho. Changes in hands microbiota associated with skin damage because of hand hygiene procedures on the health care workers. Am J Infect Control. [Internet]. 2009 [Access 14 mar 2016];37:155-59. Available from: http://dx.doi.org/10.1016/j.ajic.2008.04.251.

12. Hochart-Behra AC, Drobecq H, Tourret M, Dubreuil L, Behra-Miellet J. Anti-stress proteins produced by

Bacteroides thetaiotaomicron after nutrient starvation. Anaerobe. [Internet]. 2014 [Access 15 mar 2016];28:18-23. Available from: http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1075996414000407.

13. Larson EL, Hughes CAN, Pyrek JD, Sparks SM, Cagatay EU, Barktus JM. Changes in bacterial flora asociated with damage on hands of care personel. Am J Infect Control. [Internet]. 1998 [Access 15 mar 2016];26:513-21. Available from: http://dx.doi.org/10.1016/S0196-6553(98)70025-2.

14. Bischoff WE, Reynolds TM, Sessler CN, Edmond MB, Wenzel RP. Handwashing compliance by health care workers: the impact of introducing an accessible, alcohol-based hand antiseptic. Arch Intern Med. [Internet]. 2000 [Access 15 mar 2016];160:1017-21. Available from: http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/10761968.

15. Krediet AC, Kalman CJ, Bonten MJ, Gigengack AC, Barach P. Hand-hygiene practices in the operating theatre: an observational study. Br J Anaesth. [Internet]. 2011 [Access 14 mar 2016];107(4):553-8. Available from: http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/21665900.

16. Sociedade Brasileira de Enfermeiros de Centro Cirúrgico, Recuperação Pós-Anestésica e Centro de Material e Esterilização (SOBECC). Práticas recomendadas SOBECC [Internet]. São Paulo; 2013. [Acesso 16 mar 2016]. Disponível em: http://www.sobecc.org.br/.

17. Chu NS, McAlister D, Antonoplos PA. Natural bioburden levels detected on flexible gastrointestinal endoscopes after clinical use and manual cleaning. Gastrointestinal Endoscopy. [Internet]. 1998 [Access 15 mar 2016];48(2):137-42. Available from: http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/9717778.

18. Alfa MJ, Nemes R. Manual versus automated methods for cleaning reusable accessory devices used for minimally invasive surgical procedures. J Hosp Infect.[Internet]. 2004 [Access 16 Oct 2015];58:50-8. Available from: http://dx.doi.org/10.1016/j.jhin.2004.04.025.

19. Baxter RL, Baxter HC, Campbell GA, Grant K, Jones A, Richardson P, et al. Quantitative analysis of residual protein contamination on reprocessed surgical instruments. J Hosp Infect. [Internet]. 2006 [Access 16 Oct 2015];63:439-44. Available from: http://dx.doi.org/10.1016/j.jhin.2006.03.011.

20. Murdoch H, Taylor D, Dickinson J, Walker JT, Perrett D, Raven ND, et al. Surface decontamination of surgical instruments: An ongoing dilemma. J Hosp Infect. [Internet]. 2006 [Access 16 Oct 2015];63:432-8. Available from: http://dx.doi.org/10.1016/j.jhin.2006.02.015.

21. Charous BL, Blanco C, Tarlo S, H.amilton RG, Baur X, Beezhold D, et al. Natural rubber latex allergy after 12 years: Recommendations and perspectives. J Allergy Clin Immunol. [Internet]. 2002 [Access 16 Oct 2015];109(1):31-4. Available from: http://dx.doi.org/10.1067/mai.2002.120953.

22. Doebbeling BN, Wenzel RP. The Direct Costs of Universal Precautions in a Teaching Hospital. JAMA. [Internet]. 1990 [Access 14 mar 2016];264(16):2083-7. Available from: http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/2170699.

23. Scott M. Saving the World One Glove at a Time. [Internet]. [Access 16 Oct 2014]. Available from: http://www.businessweek.com/stories/2008-06-12/saving-the-world-one-glove-at-a-timebusinessweek-business-news-stock-market-and-financial-advice.

24. Resolução RDC nº 306 de 7 de Dezembro de 2004 (BR). Dispõe sobre o Regulamento Técnico para o gerenciamento de resíduos de serviços de saúde. Diário Oficial da União [Internet]. Brasília, DF, 07 de Dezembro de 2004 [Acesso 16 out 2015]. Disponível em: http://portal.anvisa.gov.br/wps/wcm/connect/ebe26a00474597429fb5df3fbc4c6735/RDC_306.pdf.

Recibido: 16.7.2015
Aceptado: 16.5.2016

Correspondencia:
Camila Quartim de Moraes Bruna
Av. Rouxinol, 161
Bairro: Moema
CEP: 04516-000, São Paulo, SP, Brasil
E-mail: caquartim@yahoo.com.br

Copyright © 2016 Revista Latino-Americana de Enfermagem
Este es un artículo de acceso abierto distribuido bajo los términos de la Licencia Creative Commons CC BY.
Esta licencia permite a otros distribuir, mezclar, ajustar y construir a partir de su obra, incluso con fines comerciales, siempre que le sea reconocida la autoría de la creación original. Esta es la licencia más servicial de las ofrecidas. Recomendada para una máxima difusión y utilización de los materiales sujetos a la licencia.