

PROTOSCOLOS
TRATAMIENTO ANTIMICROBIANO
DOMICILIARIO ENDOVENOSO
(TADE)



Sociedad Española de Medicina Interna

PROTOSCOLOS
TRATAMIENTO
ANTIMICROBIANO
DOMICILIARIO
ENDOVENOSO (TADE)

Coordinadores

Manuel Mirón Rubio

Oriol Estrada Cuxart

Víctor José González Ramallo

ESCUB13712REV062008



CAPÍTULO X

Obtención, transporte y conservación de muestras biológicas

ANA ZORNOZA SOLINÍS, RAMÓN YUI-HUAYANCA FERRANDO
Y MANUEL MIRÓN RUBIO
Hospital Universitari Joan XXIII. Tarragona.

INTRODUCCIÓN

El resultado de los estudios microbiológicos y analíticos depende, en gran medida, de que las muestras clínicas se obtengan y se mantengan en condiciones óptimas hasta su procesamiento. Este aspecto resulta especialmente importante cuando la recogida de las muestras se realiza en el domicilio. La obligada demora y la influencia de las condiciones ambientales durante el transporte son aspectos inherentes al modelo de hospitalización a domicilio y pueden alterar seriamente el resultado de los estudios.

En la **tabla 1** se resumen las recomendaciones generales para la utilización de muestras clínicas hasta la llegada al laboratorio. En los apartados siguientes se detallan las condiciones para la obtención, el transporte y la conservación de las muestras con las que el personal sanitario puede encontrarse con más frecuencia en el ámbito domiciliario.

Tabla 1. Recomendaciones generales para la obtención y utilización de muestras clínicas

- Mantener las máximas condiciones de asepsia durante la obtención de las muestras
- Elegir el contenedor y el medio de transporte más adecuados para cada tipo de muestra
- Obtener un volumen de muestra suficiente para su procesamiento
- Etiquetar adecuadamente el material obtenido y la hoja de solicitud
- Enviar el material obtenido al laboratorio lo antes posible
- Mantener unas condiciones óptimas de conservación durante el transporte
- Para estudios microbiológicos, recoger la muestra, siempre que sea posible, antes de iniciar el tratamiento antimicrobiano y evitar el contacto del material destinado a cultivo con desinfectantes y anestésicos

EXUDADO FARINGOAMIGDALINO

Contenedor y medio de transporte. Torunda de algodón. Medio de transporte Stuart/Amies (1).

Técnica. Bajo visión directa y con la ayuda de un depresor se toman muestras del exudado, las membranas o las zonas de inflamación. No se debe tocar la mucosa oral, la lengua o la úvula.

Número de muestras. Es suficiente una muestra (cultivo) o dos (cultivo + antígeno).

Tiempo de envío y conservación. Muestras sin medio de transporte: antes de 2 h a temperatura ambiente. Muestras con medio de transporte: antes de 24 h a temperatura ambiente (2).

Notas

(1) Para detección de antígeno de *Streptococcus pyogenes* se debe utilizar torunda sin medio de transporte.

(2) Para la detección de antígeno de *S. pyogenes* la muestra se puede refrigerar a 2-8 °C.

FROTIS NASAL

Contenedor y medio de transporte. Torundas flexibles de alginato cálcico. Medio de transporte Stuart/Amies.

Técnica. Introducir la torunda unos 2 cm en la nariz, girar suavemente contra la mucosa nasal y extraer (1).

Número de muestras. Es suficiente una torunda.

Tiempo de envío y conservación. Muestras sin medio de transporte: antes de 2 h a temperatura ambiente. Muestras con medio de transporte: antes de 24 h a temperatura ambiente.

Nota

(1) En general sólo es útil para el estudio de portadores de *Staphylococcus aureus*. No es válido para el diagnóstico de sinusitis.

ESPUTO/ESPUTO INDUCIDO

Contenedor y medio de transporte. Bote hermético de plástico, estéril con boca ancha (1). Puede estar adaptado a una sonda de aspiración controlada o a un aspirador.

Técnica. Recogida preferentemente matinal, en ayunas y tras enjuague de la boca con agua (sin antiséptico). El esputo se obtiene tras expectoración voluntaria profunda, sesión de *clapping* o drenaje postural. Si el paciente no consigue expectorar puede inducirse el esputo mediante la nebulización de suero fisiológico estéril (2).

Volumen y número de muestras. Es suficiente una muestra superior a 2 ml.

Tiempo de envío y conservación. Antes de 2 h a temperatura ambiente. Cuando no es posible, se puede refrigerar a 2-8 °C, sin superar 24 h.

Notas

(1) No se debe añadir al contenedor ninguna sustancia conservadora ni antiséptica.

(2) Estas muestras de esputo no son adecuadas para el estudio de anaerobios ni de *Pneumocystis jiroveci*. La presencia de saliva indica contaminación del esputo con flora de la boca y, por tanto, no es una muestra adecuada para cultivo. Para la investigación de micobacterias en pacientes ambulatorios es conveniente recoger 2 o 3 muestras en días consecutivos y mantenerlas en la nevera hasta su envío al laboratorio.

SANGRE

Hemocultivos

Contenedor y medio de transporte. Frascos con medio de cultivo para aerobios y anaerobios (1).

Técnica. Desinfectar los tapones de goma de los frascos con solución antiséptica y dejar secar al menos un minuto. Localizar la vena, limpiar la zona de punción con alcohol isopropílico o etílico al 70% y dejar secar 30 s. A continuación aplicar una solución yodada o clorhexidina y dejar secar 30-60 s (2). Proceder a la extracción (3). Inocular sin demora la sangre en los frascos, comenzando por el anaerobio, y evitar en éste la entrada de aire (4). Finalmente, se invierten los fras-

cos varias veces para que la sangre se mezcle con el medio de cultivo.

Volumen y número de muestras. Se recomiendan 2 o 3 extracciones para cada uno de los medios de cultivo (aerobio y anaerobio). El volumen del inóculo recomendado para los adultos es de 10 ml (5).

Tiempo de envío y conservación. Las muestras se deben enviar al laboratorio de forma inmediata. Cuando no es posible se pueden incubar a 35-37 °C. Nunca se deben refrigerar.

Notas

- (1) En niños se puede usar un frasco único pediátrico.
- (2) En pacientes con hipersensibilidad al yodo, realizar la desinfección con alcohol 2 veces consecutivas. Si fuese necesario volver a palpar la vena, deberán desinfectarse de nuevo la zona de punción y los dedos.
- (3) El momento más adecuado de extracción es inmediatamente después del inicio de la fiebre o los escalofríos. En bacteriemias continuas (p. ej., endocarditis) la extracción puede realizarse en cualquier momento. Debe utilizarse una vena distinta para cada extracción. No se ha establecido con claridad el intervalo que debe transcurrir entre extracciones, y puede ser adecuado realizar una extracción a continuación de la otra. No son adecuadas las muestras obtenidas de catéteres. Cuando no haya venas accesibles puede realizarse la extracción de sangre arterial.
- (4) Según algunos estudios el cambio de aguja para inocular la sangre en los frascos no disminuye el riesgo de contaminación de la muestra y aumenta el riesgo de pinchazo accidental.
- (5) Se considera adecuado un volumen de sangre en proporción 1:10 con el medio de cultivo. En prematuros, neonatos, lactantes y niños pequeños puede ser suficiente con 0,5 ml o un

4,5% del volumen total de sangre. En niños mayores se obtienen 1-5 ml.

Hematimetría, bioquímica

Contenedor. Tubos: a) para el estudio de bioquímica, tubo con gelosa, sin anticoagulante; b) para el estudio de hematología, tubo con EDTA (etilendiamino tetracetato), y c) para el estudio de coagulación, tubo con citrato de sodio.

Técnica. Localizar la vena y desinfectar con solución antiséptica una zona de piel de unos 10 cm de forma concéntrica, comenzando por el centro (1). Para la extracción se recomienda utilizar un sistema que evite que los cambios y la manipulación del material contaminen las muestras y alteren los resultados (p. ej., Vacutainer®) (2). Para evitar la coagulación la sangre debe mezclarse inmediatamente con el anticoagulante mediante un movimiento de inversión suave y repetitivo (3). Agitar de forma enérgica el tubo puede provocar hemólisis (4).

Volumen y número de muestras. Se utilizan tubos de 5 ml, o menores en niños. Para estudios sistemáticos es suficiente un tubo de muestra.

Tiempo de envío y conservación. Enviar antes de 1 h a temperatura ambiente. Cuando no es posible se puede refrigerar a 2-8 °C, sin superar 24 h.

Notas

(1) Evitar venas muy pinchadas para no extraer sangre de un hematoma.

(2) Otras causas de alteración de resultados: a) extracción homolateral proximal a la infusión endovenosa de una solución (se debe interrumpir la infusión y esperar al menos 2 minutos); b)

extracción a través de catéter (se debe desechar una proporción de sangre para «lavar» la vía de acceso). No se recomienda la extracción a través de catéter para estudios de coagulación; c) extracciones sin ayuno, ingestas copiosas y nutrición parenteral (muestra lipémica); d) alteración del orden de extracción (cuando se realiza una extracción múltiple se recomienda el siguiente orden de llenado: primero, tubos de hemocultivo; segundo, tubos sin aditivos; tercero, pruebas de coagulación; cuarto, velocidad de sedimentación globular; quinto, hemograma; sexto, resto de estudios).

(3) Las extracciones difíciles y duraderas también son causa de coagulación de la muestra.

(4) Otras causas de hemolisis: a) aguja demasiado fina (elegir un calibre de 22 a 20 G); b) aspiración enérgica (desplazar el embolo suavemente), y c) inoculación violenta en el tubo (dejar «resbalar» la sangre por las paredes del tubo).

CATÉTER INTRAVASCULAR (BACTERIEMIA ASOCIADA A CATÉTER)

Sin retirada del catéter

Contenedor y medio de transporte. Frascos con medio de cultivo para aerobios y anaerobios.

Técnica. Proceder como en la extracción de hemocultivos. Se extrae igual volumen de sangre a través de cada una de las conexiones del catéter central y de una vena periférica, empezando por la venopunción periférica y consignando en el frasco y en el volante a cuál corresponde cada muestra. El intervalo entre ambas extracciones no debe superar los 5 minutos.

Volumen y número de muestras. Se debe extraer exactamente el mismo volumen de sangre de la vena periférica y del catéter central.

Tiempo de envío y conservación. Las muestras se deben enviar al laboratorio de forma inmediata. Cuando no es posible se pueden incubar a 35-37 °C. Nunca se deben refrigerar.

Interpretación de resultados. Si los cultivos obtenidos a través del catéter no muestran crecimiento bacteriano, el resultado se informa como negativo. Si en la sangre obtenida a través del catéter se observa un número de colonias 5 o más veces superior al obtenido de sangre periférica, el resultado se informa como positivo (el catéter probablemente es el origen de la bacteriemia).

Con retirada de catéter

Contenedor y medio de transporte. Contenedor hermético estéril con tapa de rosca.

Técnica. Para desinfectar la zona de extracción proceder como en la obtención de hemocultivos. A continuación se retira el catéter con la máxima asepsia. Se corta la punta con tijera estéril y se introduce en el contenedor.

Volumen y número de muestras. Es suficiente un fragmento de 5 cm de la porción distal del catéter.

Tiempo de envío y conservación. Enviar antes de 15 min a temperatura ambiente. Cuando no sea posible se puede mantener a 2-8 °C sin superar 24 h.

ORINA

Urocultivo

Contenedor y medio de transporte. Bote hermético de plástico, estéril con boca ancha. Alternativamente se puede utilizar un medio conservador (ácido bórico-formiato de sodio).

Técnica

- Adultos: lavar los genitales externos con agua y jabón. Aclarar por arrastre con abundante agua. Retraer el prepucio, en el hombre, o separar los labios con los dedos, en la mujer, con la precaución de no tocar con la mano o los genitales el interior del recipiente. Recoger la orina de la parte intermedia de la micción sin interrumpir el chorro (1). No trasvasar la muestra de unos recipientes a otros.
- Niños sin control de esfínteres: lavar y secar los genitales. Colocar una bolsa colectora adhesiva adaptada a los genitales. Para evitar la contaminación se debe cambiar la bolsa cada 20-30 minutos si no se obtiene muestra. Trasvasar de inmediato la orina a un recipiente estéril.
- Incontinencia urinaria y obstrucción: realizar sondaje vesical en condiciones de asepsia y obtener la muestra después de desechar la primera parte de la orina.
- Sondaje vesical permanente (2): pinzar la sonda durante 30-60 minutos. Limpiar una zona de la sonda con alcohol etílico al 70% o una solución yodada. Aspirar 2-5 ml de orina pinchando con aguja estéril en la zona desinfectada o a través del dispositivo disponible a tal efecto (3).
- Otras sondas (nefrostomía, ureterostomía): si no disponen de dispositivo para obtener muestras, desconectar la sonda de la bolsa, desinfectar el extremo y obtener la muestra después de desechar las primeras gotas. Nunca se deben pinzar estas sondas.

Volumen y número de muestras. Para estudio sistemático de bacterias es suficiente una muestra de 1 a 10 ml (4).

Tiempo de envío y conservación. Antes de 1 o 2 h a temperatura ambiente. Cuando no es posible se puede refrigerar a 2-8 °C sin superar las 24 h. Cuando no es posible refrigerar la muestra se puede mantener a temperatura ambiente durante 24 h en tubos con medio conservador.

Notas

- (1) La muestra más idónea es la primera micción de la mañana.
- (2) En general no se considera una muestra adecuada.
- (3) Nunca se deben recoger para cultivo orinas procedentes de bolsas colectoras. Para el estudio de anaerobios es necesario obtener la orina por punción suprapúbica, enviarla inmediatamente al laboratorio o usar un medio de transporte para anaerobios.
- (4) Para la búsqueda de micobacterias, se recogerá un volumen superior de orina (> 20 ml) durante 3 días consecutivos.

Análisis sistemático

Contenedor. Recipiente de plástico de 10 o 50 ml.

Técnica. Proceder como para la obtención de urocultivo (1).

Volumen y número de muestras. Es suficiente una muestra de 3 a 10 ml.

Tiempo de envío y conservación. La muestra debe enviarse al laboratorio antes de 1 h, conservada a temperatura ambiente (2). Si no fuera posible, conservar en frigorífico a 2-8 °C durante un máximo de 24 h (3).

Notas

(1) La muestra debe estar libre de contaminación fecal o papel higiénico. Se debe valorar retrasar la recogida de muestra en caso de menstruación. Como alternativa al análisis sistemático de orina se pueden usar tiras reactivas: tienen la ventaja de evitar el transporte, pero su análisis debe ser inmediato y no pueden utilizarse con muestras de orina refrigeradas.

(2) A partir de la primera hora se inicia la descomposición de eritrocitos, leucocitos y cilindros.

(3) Si se pretende determinar sustancias fotosensibles (p. ej., bilirrubina) se debe proteger de la luz.

HECES: COPROCULTIVO

Contenedor y medio de transporte. Bote estéril de boca ancha, con cucharilla y tapa de rosca. Alternativamente se puede emplear un hisopo con medio de transporte Cary-Blair (1).

Técnica. Con la cucharilla se obtiene una muestra del recipiente donde hayan sido emitidas las heces y se transfieren al recipiente contenedor eligiendo zonas donde haya sangre, moco o pus. No son válidas las heces mezcladas con orina o agua ni las recogidas con papel higiénico (2).

Volumen y número de muestras. Heces pastosas: 2-4 g. Heces líquidas: 5-10 ml (3). Normalmente se necesitan 3 muestras tomadas en diferentes días.

Tiempo de envío y conservación. Antes de 2 h temperatura ambiente. Cuando no es posible se pueden refrigerar a 2-8 °C sin superar 24 h (4).

Notas

(1) En general no se recomienda el uso de hisopo rectal, aunque puede ser útil cuando no se obtienen heces (neonatos, adultos debilitados).

(2) Para obtener la muestra con hisopo se introduce éste sobrepasando el esfínter anal, se rota, se deja durante unos segundos y se extrae.

(3) Sólo se admitirán heces consistentes para estudio de *Salmonella* o parásitos.

(4) Muestras tomadas con hisopo: sin medio de transporte, envío inmediato; con medio de transporte (Cary-Blair) enviar antes de 24 h a temperatura ambiente. Estudio bacteriológico y citológico de *Clostridium difficile*: enviar lo antes posible o refrigerar a 2-8 °C (hasta 48 h). Sospecha de *Shigella* spp.: mantener a temperatura ambiente sin refrigerar. Estudio de parásitos: enviar una muestra de heces en un medio fijado (acetato sódico/ácido acético/formalina) y conservarla a temperatura ambiente (muestras no líquidas). Las muestras líquidas se deben enviar inmediatamente. Es conveniente evitar el uso previo de antiácidos, laxantes oleosos y compuestos para estudios radiológicos digestivos (bario, bismuto). Antes de descartar la presencia de un parásito intestinal debe repetirse el examen al menos 3 veces con un intervalo entre la toma de muestras de 4 o 5 días.

EXUDADOS GENITALES (URETRAL Y VAGINAL)

Contenedor y medio de transporte. Torundas de alginato cálcico o dacrón. Medio de transporte Stuart/Amies (1).

Técnica

– Exudado uretral. Obtener la muestra antes de la primera micción de la mañana o al menos 2 horas después de la última

micción. Si la secreción es abundante se puede recoger el exudado directamente o exprimiendo la uretra. En caso contrario se introduce la torunda 2-3 cm en la uretra (3-5 cm para estudio de *C. trachomatis*) y se realizan movimientos de rotación.

- Exudado vaginal. Con la mujer en posición ginecológica se introduce el espéculo lubricado en agua tibia (no usar otros lubricantes) y se toma muestra del exudado. Si éste no es abundante se frota la torunda por el fondo de saco vaginal posterior (2).

Volumen y número de muestras. Se recomienda la obtención de 2 muestras (para cultivo y tinción de Gram).

Tiempo de envío y conservación. Muestras sin medio de transporte: enviar antes de 15 min a temperatura ambiente. Muestras con medio de transporte: enviar antes de 24 h a temperatura ambiente. No refrigerar, especialmente si se sospecha infección gonocócica (3).

Notas

- (1) Para estudio de *Chlamydia* se usa un medio de transporte específico.
- (2) Cuando se sospeche infección por *Neisseria gonorrhoeae*, *Chlamydia trachomatis*, *Mycoplasma hominis* o *Ureaplasma urealyticum*, deberá enviarse muestra endocervical.
- (3) Las muestras para estudio de *Chlamydia* pueden conservarse a 2-8°C durante 24 h.

EXUDADOS CUTÁNEOS (HERIDAS ABIERTAS)

Contenedor y medio de transporte. Torundas de alginato o la misma jeringa de extracción. Es preferible utilizar torundas con

medios de transporte Stuart/Amies o medios específicos para anaerobios.

Técnica. Eliminar el material necrótico y el tejido desvitalizado. Lavar por arrastre con abundante suero salino estéril. La muestra se puede obtener mediante: a) frotis, muestrear la torunda a lo largo de la profundidad de los bordes de la herida (1); b) aspiración, recoger el pus mediante jeringa y aguja, aspirando preferentemente de zonas profundas; cuando la muestra sea insuficiente, instilar suero y aspirarlo nuevamente en la jeringa, y c) raspado o biopsia: emplear bisturí, punción-aspiración con aguja fina o sacabocados.

Volumen y número de muestras. Muestras con torunda: 2 muestras (para cultivo y tinción de Gram). Muestras líquidas: 1-10 ml.

Tiempo de envío y conservación. Muestras sin medio de transporte: envío inmediato, antes de 2 h a temperatura ambiente. Muestras con medio de transporte: antes de 24 h a temperatura ambiente (2). Las muestras no se deben refrigerar.

Notas

(1) Las muestras obtenidas con torunda son de escasa rentabilidad y no se aconseja su uso sistemático.

(2) En las muestras recogidas con jeringa y aguja se debe expulsar el aire e inocular el contenido en frasco de transporte para anaerobios. Alternativamente se puede enviar al laboratorio de forma inmediata la misma jeringa de extracción, tapando el cono con un tapón. Para las biopsias y muestras de tejido, si el fragmento es pequeño, se puede inocular en un frasco de transporte (anaerobio), y si es grande, se introduce en un contenedor estéril envuelto en una gasa impregnada en suero salino.

ABSCESOS CERRADOS

Contenedor y medio de transporte. Frasco con transporte para anaerobios. Alternativamente, jeringa de extracción.

Técnica. Desinfectar la piel con alcohol isopropílico o etílico al 70% de forma concéntrica, comenzando por el centro. Repetir la operación con povidona iodada o clorhexidina (1). Dejar secar al menos 1 minuto y eliminar los restos de povidona con alcohol. Realizar una punción-aspiración del absceso con jeringa y aguja. Expulsar el aire de la jeringa e inocular el contenido en el frasco para anaerobios (2).

Volumen y número de muestras. Es suficiente una muestra de 1-5 ml.

Tiempo de envío y conservación. Muestras sin medio de transporte: envío inmediato, antes de 2 h a temperatura ambiente. Muestras con medio de transporte: antes de 24 h a temperatura ambiente.

Notas

(1) En pacientes con hipersensibilidad al yodo se utilizará alcohol 2 veces consecutivas.

(2) Se debe expulsar el aire de la jeringa, desinfectar el tapón de goma del frasco y cambiar la aguja de extracción por una estéril antes de inocular el contenido en el medio de cultivo. Alternativamente se puede enviar al laboratorio de forma inmediata la misma jeringa de extracción, tapando el cono con un tapón.

FÍSTULAS Y TRACTOS SINUSALES

Contenedor y medio de transporte. Jeringa de extracción o tubo estéril con tapón de rosca.

Técnica. Desinfectar la piel con alcohol isopropílico o etílico al 70% de forma concéntrica comenzando por el centro. Repetir la operación con povidona iodada o clorhexidina. Dejar secar al menos 1 minuto y eliminar los restos de povidona con alcohol (1). Aspirar el exudado de la parte profunda de la fístula con jeringa y aguja o catéter pequeño (2).

Volumen y número de muestras. Es suficiente una muestra de 1-5 ml.

Tiempo de envío y conservación. Muestras sin medio de transporte: antes de 15 min a temperatura ambiente. Muestras con medio de transporte: antes de 24 h a temperatura ambiente.

Notas

(1) En pacientes con hipersensibilidad al podo se utilizará alcohol 2 veces consecutivas.

(2) Este tipo de muestras no son adecuadas para la investigación de anaerobios. Los trayectos fistulosos suelen estar colonizados por microorganismos no implicados en la patogenia del proceso, por lo que en general son muestras poco rentables. Es preferible obtener material mediante desbridamiento quirúrgico o aspirado del contenido de lesiones cerradas. En las infecciones articulares asociadas a prótesis se recomienda cultivar líquido articular o muestras obtenidas mediante cirugía, por la escasa correlación entre los microorganismos del exudado fistuloso y los que causan la infección profunda.

CULTIVO DE LÍQUIDOS ESTÉRILES: PLEURAL, PERITONEAL Y SINOVIAL

Contenedor y medio de transporte. Contenedor estéril con cierre hermético (1). Contenedor con medio de transporte para anaerobios (2). Frascos de hemocultivos (3).

Técnica. Asegurar que el paciente estará inmóvil durante el procedimiento. Desinfectar la piel con alcohol isopropílico o etílico al 70% de forma concéntrica comenzando por el centro. Repetir la operación con povidona iodada o clorhexidina (4). Dejar secar al menos 1 minuto. Infiltrar con anestésico local bajo la piel (5). Introducir la aguja para la obtención de muestras (6): a) líquido pleural (toracocentesis): con el paciente sentado y ligeramente inclinado hacia delante se localiza el espacio intercostal a la altura de la línea escapular; se punciona perpendicularmente a la pared torácica, apoyando la aguja en el borde superior de la costilla inferior para evitar la lesión de los nervios y vasos costales; b) líquido peritoneal (paracentesis): con el paciente en decúbito supino se traza una línea imaginaria desde el ombligo hasta la cresta ilíaca anterosuperior izquierda; se punciona en la unión de los 2 tercios mediales con el tercio externo de esa línea; c) líquido sinovial (artrocentesis); la técnica depende de la articulación que se quiera abordar.

Una vez realizada la punción percutánea se aspira el contenido suavemente y se recoge la muestra en el contenedor o medio de transporte, o se transporta en la misma jeringa de extracción (7).

Volumen y número de muestras. Para estudios bacterianos convencionales es suficiente una muestra de 1 a 10 ml para el contenedor de cierre hermético o medio de transporte y una muestra de 5-10 ml para cada uno de los frascos de hemocultivo (8).

Tiempo de envío y conservación. Muestras recogidas en un contenedor sin medio de transporte: enviar antes de 15 min a temperatura ambiente. Muestras recogidas en un contenedor con medio de transporte para anaerobios: enviar antes de 24 h a temperatura ambiente. Los frascos para hemocultivos se procesan como en las muestras de sangre (9).

Notas

(1) Para prevenir la coagulación del líquido se puede añadir heparina sin conservantes.

(2) Se usan especialmente para muestras en las que habitualmente se encuentran anaerobios, como ocurre en los empiemas pleurales.

(3) La inoculación de muestras en los frascos de hemocultivo representa un sistema adicional de estudio microbiológico, en especial indicado para líquidos ascíticos y articulares, y cuando se va a retrasar el envío al laboratorio o el líquido que se puede coagular. No se deben emplear para el estudio de micobacterias.

(4) En pacientes con hipersensibilidad al yodo, realizar la desinfección con alcohol 2 veces consecutivas.

(5) Hay que cambiar jeringuilla y aguja para la extracción de la muestra, ya que los anestésicos pueden inhibir el crecimiento bacteriano.

(6) No se deben utilizar jeringuillas que contengan heparina con conservantes, ya que pueden interferir la viabilidad de los microorganismos.

(7) Si se usa para el transporte la jeringuilla utilizada en la toma de la muestra, se deberá extraer el aire y sustituir la aguja por una estéril tapada con el correspondiente protector.

(8) En el caso de que se requiera investigación de *M. tuberculosis* o de hongos, se enviará un volumen superior a los 10 ml.

(9) Las muestras para el estudio de hongos o micobacterias se pueden mantener a 4 °C, sin superara las 24 h.

LÍQUIDO CEFALORRAQUÍDEO

Contenedor y medio de transporte. Contenedor estéril con cierre hermético.

Técnica. Asegurar que el paciente estará inmóvil durante el procedimiento. Colocar al paciente en decúbito lateral con el tronco flexionado hasta que la cabeza toque con las rodillas. Desinfectar una zona de piel con alcohol isopropílico o etílico al 70%, de forma concéntrica comenzando por el centro. Repetir la operación con povidona iodada o clorhexidina (1). Dejar secar al menos 1 minuto. Infiltrar con anestésico local bajo la piel hasta que se haga un pequeño botón subcutáneo. Dejar pasar unos instantes para que el anestésico actúe. Introducir el trocar entre los espacios intervertebrales L3-L4, L4-L5 o L5-S1. Al llegar al espacio subaracnoideo retirar el estilete y dejar salir libremente el líquido cefalorraquídeo, recogiendo la muestra en el contenedor estéril (2).

Volumen y número de muestras. Para estudios bacterianos convencionales es suficiente una muestra de 1 ml (3).

Tiempo de envío y conservación. Para estudios bacterianos convencionales: enviar antes de 15 min a temperatura ambiente. Si no es posible, se mantendrá en estufa a 35-37 °C o, en su defecto, a temperatura ambiente (4). Nunca deberá refrigerarse (5).

Notas

(1) En pacientes con hipersensibilidad al yodo realizar la desinfección con alcohol 2 veces consecutivas.

(2) El líquido cefalorraquídeo se recogerá en 3 tubos. El primero para el estudio bioquímico, el segundo para el estudio microbiológico y el tercero para recuento de células.

- (3) Para hongos o micobacterias se necesitan al menos 2 ml adicionales y para estudio de virus se necesitan al menos 1 o 2 ml más.
- (4) Los patógenos pueden lisarse rápidamente a partir de una hora tras su recogida.
- (5) Las muestras para el estudio de virus se conservan en frío.

ASPECTOS ESENCIALES DEL CAPÍTULO

1. Mantener la asepsia durante la obtención de las muestras.
2. Elegir el contenedor y medio de transporte adecuados.
3. Obtener un volumen de muestra suficiente.
4. Identificar la muestra y el impreso de solicitud.
5. Asegurar las condiciones óptimas de conservación durante el transporte.

BIBLIOGRAFÍA GENERAL

- Isenberg HD. Collection, transport and manipulation of clinical specimens and initial laboratory concerns. En: *Essential Procedures for Clinical Microbiology*. Washington DC: ASM Press; 1998. p. 1-36.
- Murray PR, Baron EJ, Pfaller MA, Tenover FC, Tenover RH. Specimen collection, transport, and storage. En: *Manual of clinical microbiology*. 7th ed. Washington DC: ASM Press; 1999. p. 33-63.
- National Committee for Clinical Laboratory Standards. Procedimientos para la manipulación y transporte de los especímenes diagnósticos y agentes etiológicos. 3.ª ed. Normativa aprobada. Documento del NCCLS H5-A3. NCCLS,771.Villanova: East Lancaster Avenue; 1994.
- Procedimientos en Microbiología Clínica. Sociedad Española de Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica. Disponible en: <http://www.seimc.org/protocolos/microbiologia/>