

TRANSPORTE DE MUESTRAS MICROBIOLÓGICAS A UN CENTRO DE ENFERMEDADES TRANSMISIBLES EN EL TROPICO¹

David L. Gibbs²

El transporte práctico y eficiente de muestras clínicas es parte esencial del laboratorio de salud pública y de la investigación epidemiológica. Este artículo describe un sistema de transporte de muestras ideado en Bahía, Brasil, cuyas características pueden ser aplicables en cierto grado en muchos otros países tropicales en desarrollo.

Introducción

En 1977, el estado de Bahía, Brasil, realizó la renovación del Laboratorio Estatal Central de Salud Pública en relación con un programa del Ministerio Federal de Salud, diseñado para crear 17 nuevos laboratorios en los puestos de salud de todo el estado.

El laboratorio central tenía como finalidad proporcionar respaldo diagnóstico auxiliar a los laboratorios locales pequeños. El servicio epidemiológico estatal requería también de instalaciones centrales de diagnóstico para procesar las muestras provenientes del interior del estado.

Con respecto a este programa fue necesario idear un sistema para el transporte de muestras que mantuviera los microorganismos patógenos viables durante dos o

más días sin emplear la refrigeración, a temperaturas hasta de 30°C. Hasta ese momento no se disponía de un sistema establecido para el transporte de muestras. Los sistemas usados en otras partes, como los empleados en Estados Unidos (1, 2), proporcionaron modelos potencialmente útiles, pero fue necesario modificarlos para permitir el transporte a distancias grandes, generalmente en autobuses de servicio público, desde los laboratorios que no contaban con instalaciones para preparar o almacenar materiales complejos a temperaturas tropicales. Por tanto, se ideó un sistema de transporte de muestras microbiológicas. Este artículo describe el procedimiento—apropiado para el transporte de sueros, heces, esputo, torundas con material de lesiones, trozos de piel, frotis y otros materiales clínicos para estudios de virus, bacterias, hongos y parásitos—que fue sistematizado y adoptado para usarse en el estado de Bahía.

Técnicas para el transporte de muestras

El primer paso en la puesta en marcha de un sistema de transporte fue preparar

¹ Trabajo patrocinado en parte por un donativo de la fundación Rockefeller. Se publica en inglés en el *Bulletin of the Pan American Health Organization*, Vol. 14, No. 1, 1980.

² Director Adjunto, Department of Clinical and Scientific Affairs, Pfizer Pharmaceuticals, Nueva York, EUA. Anteriormente Profesor Visitante, Laboratorio Gonzalo Moniz, Centro para el Estudio y Control de Enfermedades Transmisibles, Salvador, Bahía, Brasil; Profesor Auxiliar, División de Enfermedades Infecciosas, Colegio de Medicina de la Universidad de Cornell, Nueva York, EUA.

CUADRO 1—Materiales y métodos específicos para el transporte.

Costo estimado de materiales de consumo por 100 muestras (EUA\$, enero de 1979)	Examen de	Muestra	Materiales	Período máximo de viabilidad (días)
5.00	<i>C. diphtheriae</i> , <i>Streptococcus</i> , <i>Staphylococcus</i>	Torunda con material de garganta o lesión	Gel de sílice, tubo de vidrio de 10 × 75 mm, tapón, ^a torunda	3
10.00	<i>Salmonella</i> , <i>Shigella</i> , <i>Yersinia</i> , <i>Vibrio</i>	Torunda con heces	Medio de transporte Cary-Blair (5 ml en un tubo de 10 × 75 mm), tapón, ^a torunda	2
12.00	Poliovirus	a) Torunda con heces	5 ml de medio de carbón vegetal para el transporte de virus, tubo de 10 × 75 mm, tapón, ^a torunda	21
		b) 5-10 g de heces	Recipiente a prueba de fugas, hielo	2 ^c
1.00	Anticuerpos en el suero	3-5 ml de suero	Solución de azida sódica al 10%, tubo de 10 × 75 mm, ^b tapón ^a	3
5.00	Estados detectables por microscopía	Frotis de material	Portaobjetos de vidrio, palillo de madera	5
25.00	Micobacterias	Espuito u otro material	Solución de cloruro de cetilpiridinio-NaCl y recipiente de plástico (tapa de rosca); o hielo para los recipientes si no se usa solución CPC	8 1 ^c
5.00	Dermatofitos	Cabello o piel	Dos sobres de papel	7
25.00	Micosis sistémicas (excepto <i>Histoplasma</i>)	Material apropiado	Dos medios de Sabouraud inclinados en tubos de 10 × 75 mm, uno con antibióticos	2
25.00	<i>Histoplasma</i> , <i>Actinomyces</i>	Material apropiado	Solución salina con antibiótico, copa de plástico de 25 a 50 ml con tapa, hielo	2 ^c
15.00	Parásitos intestinales	Heces (1 parte, 3 partes de fijador)	5 ml de fijador polivinil alcohol, 5 ml de formalina al 10%, 2 frascos de vidrio de 10 ml con tapa	60

^a Se recomienda usar tapones de hule y sellar el tubo con una cinta adhesiva. Los tubos cerrados con tapas de rosca o con corchos ordinarios pueden presentar fugas.

^b Los tubos deben estar estériles para disminuir la contaminación.

^c Si la muestra se mantiene fría en una caja con hielo.

información detallada, para los laboratorios del interior, con respecto a la recolección y siembra de las muestras clínicas que debían transportarse. Se indicó a los laboratorios la forma de preparar el material que sería sometido a pruebas microscópicas, de cultivo y serológicas.

En el cuadro 1 se resumen las recomendaciones del Centro para el Control de Enfermedades, de Atlanta, Georgia (1), y la Sociedad Americana de Microbiología (2), modificadas para este propósito. Se mencionan los tipos de muestras necesarios, los materiales requeridos y los períodos de viabilidad máximos. Por regla general las principales bacterias, virus y hongos causantes de enfermedades permanecen viables durante dos días por lo menos en medios de transporte apropiados. Las muestras de virus, micobacterias, hongos y suero se transportan mejor en una caja con hielo. Sin embargo, solo las muestras que pudieran contener *Histoplasma* o *Actinomyces* requieren refrigeración durante el transporte. Otras muestras no necesitan refrigeración a menos que las temperaturas excedan de 30°C.

Los materiales de laboratorio necesarios incluyen medios de cultivo de Cary-Blair (BBL, Beckon, Dickinson & Co., P.O. Box 243, Cockeysville, Maryland, EUA), medios de carbón vegetal y de Sabouraud (BBL) para el transporte de virus, azida sódica, fijador de alcohol polivinílico,³ formalina al 10%, cloruro de cetilpiridinio-NaCl (Sigma Chemical Co., St. Louis, Misuri, EUA), soluciones antibióticas, torundas, sobres, recipientes con tapa de rosca, palillos de madera, portaobjetos de vidrio y hielo. En el cuadro 1 se indica el costo estimado de estos artículos de consumo por cada 100 muestras.

Los materiales que pueden reutilizarse comprenden gel de sílice (Merck, Alemania Occidental), tubos de vidrio de 10 × 75

mm, frascos de vidrio de 10 ml, tapones de hule para tubos de 10 × 75 mm, y recipientes de plástico herméticos para envíos por correo. Las siguientes subsecciones del texto proporcionan detalles específicos sobre el transporte de diferentes tipos de muestras.

Corynebacterium diphtheriae, *estreptococos* y *estafilococos*

Las lesiones que se sospeche que contengan estos microorganismos se frotran con una torunda estéril. Las torundas de alginato de calcio o dacrón ofrecen ciertas ventajas ya que son menos absorbentes que el algodón y, consecuentemente, dan lugar a recuentos bacterianos más altos después de que se las coloca en placas. La torunda se deposita en un tubo de vidrio pequeño con tres a cinco g de gel de sílice desecado, que se sella herméticamente con un tapón y una cinta adhesiva (3, 5, 6). En estas condiciones los microorganismos permanecerán viables durante tres días por lo menos a temperatura ambiente. Después se humedecen las torundas con unos mililitros de caldo antes de sembrar los medios; este paso ayuda a retirar las bacterias de las torundas (3, 11, 18, 19). Los tubos, los tapones de hule y el gel de sílice se lavan y usan nuevamente. El gel de sílice se esteriliza y se deseca de nuevo por calentamiento durante varias horas en una estufa de desecación a 170°C.

Patógenos bacterianos entéricos

Las muestras de heces se recogen con torundas con punta de algodón y se siembran en 5 ml de medio de transporte Cary-Blair (1, 2) en tubos de vidrio. El palillo de la torunda, que se rompe, permanece en el medio y el tubo se cierra después ajustadamente con un tapón, se le coloca una cinta adhesiva y se le adhiere una

³ (PVA powder and PVA fixative solution, Delkote, Inc., Wilmington, Delaware, EUA).

etiqueta. Mediante este procedimiento se mantendrá la viabilidad de microorganismos como *Salmonella*, *Shigella*, *Yersinia* y *Vibrio* durante dos días por lo menos a temperatura ambiente.

Aunque se dispone comercialmente del medio Cary-Blair, puede prepararse con facilidad y a bajo costo de la siguiente manera: mézclase tioglicolato de sodio (1.5 g), fosfato disódico (1.1 g), cloruro de sodio (5.0 g), agar (5.0 g) y agua destilada caliente (991.0 ml). Después de dejarlo enfriar a 50°C, añádanse 9.0 ml de cloruro de calcio al 1% recientemente preparado, y ajústese a un pH de 8.4 con NaOH 1N o HCl 1N. Distribúyase el medio en tubos de 10 × 75 mm, déjense vaporizar durante 15 minutos y tápense herméticamente (1). Los tubos llenos con este medio pueden almacenarse a temperaturas de 5 a 26°C hasta por seis meses.

Poliovirus

Las muestras de heces se colocan en un medio de carbón vegetal (CVTM) desarrollado por Leibovitz (4) para el transporte de virus. Una torunda con materia fecal se introduce en 5 ml del medio contenido en un tubo de vidrio de 10 × 75 mm, y dicho tubo se cierra herméticamente con un tapón de hule y una cinta adhesiva. Los virus permanecen viables con títulos altos durante 21 días por lo menos, cuando se les mantiene a temperaturas hasta de 25°C.

Este CVTM se prepara mezclando cloruro de sodio (4 g), cloruro de potasio (0.2 g), fosfato dipotásico (1.7 g), carbón vegetal (10 g de un producto activado-neutralizado que se obtiene de Sigma Chemical Co., St. Louis, Misuri), agar (4 g) y agua destilada (1,000 ml). El pH se ajusta a 7.6; el medio se distribuye después en tubos de 10 × 75 mm y se colocan en autoclave. Un método alternativo es transportar la muestra de heces (de 5 a 10 g) en un recipiente a prueba de agua, sellado her-

méticamente, que se enfría en hielo o se congela.

Suero

El suero para pruebas de anticuerpos se recoge lo más asépticamente posible en tubos de vidrio pequeños estériles que se cierran con un tapón y se sellan con cinta. Los tapones deben esterilizarse en autoclave o enjuagarse con alcohol al 70% antes de usarse. Se añade una gota de solución madre de azida sódica al 10% por cada 5 ml de suero (concentración final, 0.1%) para retardar el crecimiento bacteriano. Como alternativa puede añadirse una gota de merthiolate al 1% por cada 5 ml de suero (1). Deben tomarse precauciones máximas para prevenir la contaminación, la que interfiere con las pruebas de fijación de complemento (dependiendo del microorganismo contaminante) y puede interferir también con otras pruebas serológicas. El enfriamiento de las muestras retarda el crecimiento de las bacterias contaminantes (1, 2). Los títulos de anticuerpos de sueros almacenados a 5°C durante varios meses no cambian de manera significativa.

Muestras microscópicas

Los frotis para coloración de gram, ácido-rápida, micológicos o de protozoos en sangre se preparan en portaobjetos a partir de la parte más mucopurulenta o sanguínea de la muestra. Deben secarse totalmente con aire y después sellarse con una cinta adhesiva entre dos tablillas de madera (para evitar la ruptura), y enviarse (1, 2, 9). Los abatidores de lengua son convenientes para este propósito. Puede ocurrir contaminación bacteriana y micótica en áreas húmedas si los portaobjetos se mantienen sin tratar durante un período prolongado antes de ser coloreados y examinados.

Micobacterias

El esputo para cultivo se mezcla con un volumen igual de una solución de cloruro de cetilpiridinio (1%)—cloruro de sodio (2%) (CPC-NaCl), en recipientes pequeños de plástico con tapa de rosca. Esta solución digiere el esputo grueso e inhibe el crecimiento de otras bacterias durante el transporte. Las micobacterias permanecen viables en esta solución hasta por ocho días (8). Las muestras pueden enviarse en recipientes de plástico bien sellados, colocados en hielo y sin agregárseles solución de CPC-NaCl si el tiempo de transporte no excede de 24 horas (1, 2, 7).

Muestras micológicas

Las muestras dermatofitas generalmente se componen de residuos de piel o cabello. Estas muestras se colocan en un sobre de papel, que se dobla, se rotula, se sella y se introduce después en un segundo sobre que puede enviarse por correo al laboratorio. Las muestras permanecen viables hasta por siete días a temperaturas hasta de 30°C si se mantienen secas.

Las muestras de infecciones generales de hongos deben sembrarse en dos medios de agar de Sabouraud inclinados, uno sin antibióticos y otro que contenga 100 µg/ml de cloranfenicol y 0.5 mg/ml de cicloheximida (Sigma Chemical Co.) (2). Estos tubos, después de ser tapados herméticamente y sellados con una cinta adhesiva, pueden enviarse al laboratorio a temperaturas hasta de 30°C. Se asegura la viabilidad hasta por tres días.

Las muestras que se sospeche que contienen *Histoplasma* o *Actinomyces* deben depositarse en una cantidad pequeña de solución salina con cloranfenicol (0.05 mg/ml) y mantenerse en hielo mientras llegan al laboratorio. El tiempo de transporte no debe exceder de 48 horas.

El medio de Sabouraud se prepara mez-

clando dextrosa (40 g), peptona (10 g), agar (15 a 20 g) y agua (1,000 ml). El pH se ajusta a 5.6; después se distribuye en porciones de 5 ml en tubos de 10 × 75 mm y estos se colocan en autoclave. Si los tubos se mantienen sellados herméticamente pueden conservarse hasta por seis meses a 5°C.

Quistes de protozoos, trofozoitos, y huevecillos y larvas de helmintos

Estas muestras se preservan mejor mediante la técnica de dos frascos (fijador de alcohol polivinílico y formalina al 10%) (1, 2). El fijador PVA se compone de ácido acético glacial al 5%, glicerol al 1.5% y PVA al 5% en fijador de Schaudinn (una parte de alcohol etílico al 95% y dos partes de solución acuosa saturada de cloruro de mercurio). Es muy eficaz para preservar quistes y trofozoitos si las heces frescas se mezclan rápida y completamente con la solución (2, 20). La formalina al 10% contenida en el segundo frasco preserva huevecillos y larvas de helmintos y quistes de protozoos. Ambos frascos deben cerrarse ajustadamente y sellarse con una cinta adhesiva.

* * *

Todas las muestras, cualquiera que sea su naturaleza, deben tener una etiqueta mecanografiada o escrita a mano con pluma de tinta o lápiz de cera para frotis, en la que se indique la fecha y la hora de recolección. En un formulario que acompañará a la muestra debe anotarse una historia clínica breve y el agente etiológico del que se sospeche. Debe evitarse usar tubos o frascos rotos o estrellados; todos los envases deben sellarse y empacarse con cuidado para evitar roturas. Todas las muestras líquidas deben empacarse en algodón absorbente o toallas de papel dentro de un recipiente de plástico o de espuma de esti-

reno a prueba de fugas. En el marbete exterior del recipiente deben estar impresas claramente la dirección del laboratorio y la del remitente. Debe añadirse una etiqueta que diga "Fragil—Materiales micobiológicos" para advertir a quienes los manejen en caso de fuga o rotura de las muestras.

Discusión

Este sistema de transporte satisface los requisitos básicos para el transporte de muestras microbiológicas en un clima tropical. Los procedimientos especificados proporcionan una viabilidad máxima y requieren materiales poco costosos que pueden obtenerse, prepararse y almacenarse con facilidad.

Las técnicas de gel de sílice son tan seguras para *C. diphtheriae* (3) y estreptococos (5, 6) como el cultivo directo. Se utilizan de manera efectiva en el método de "envío por correo" en el que se emplean paquetes de hojas de aluminio. Otros métodos opcionales para el transporte de estreptococos y *C. diphtheriae* bajo condiciones de campo incluyen procedimientos en los que se utilizan medios selectivos (3, 10, 12, 13), torundas preparadas especialmente (14, 15), medios de cultivo de transporte y tiras de papel filtro (16, 17). Aunque el método de medio selectivo resultó eficaz bajo condiciones tropicales, la técnica de torunda con gel de sílice es el método de elección debido a que las tasas de sobrevivencia bacteriana son similares y los problemas de transporte de los medios y su siembra en el campo se eliminan (5). Otros medios de transporte (de Amie, de Stuart y de Cary-Blair) son insatisfactorios debido a las bajas tasas de aislamiento. Esto se debe principalmente a la proliferación excesiva de otros microorganismos de crecimiento rápido que también están presentes en el inóculo.

El medio de transporte de Cary-Blair es el que se recomienda más ampliamente

para el transporte de bacterias entéricas (1, 2). También se dispone de agua alcalina-peptona, de Amie y de Stuart. Las muestras de *Salmonella*, *Shigella*, *Yersinia* y *Vibrio* por lo general permanecen viables en el medio de Cary-Blair durante dos días. Este medio se obtiene comercialmente o se puede preparar, y es muy estable durante el almacenamiento.

El medio de carbón vegetal para el transporte de virus (CVTM) es sencillo y seguro para transportar enterovirus. Leibovitz demostró que el CVTM es superior al medio Dextran y al medio de Amie para el transporte de virus y que proporciona resultados comparables a los que se logran con enjuagues de garganta y siembra directa en cultivos de tejidos junto al enfermo (4). Los virus de la influenza y los adenovirus se han aislado con títulos altos después de 14 y 21 días a temperaturas hasta de 25°C. Se ofrecen otras técnicas opcionales diferentes de la congelación (preferentemente a -70°C) para la conservación de muestras virológicas durante recorridos largos o períodos prolongados. El método recomendado consiste en sembrar el material adecuado del huésped tan pronto como sea posible sin usar conservadores o fijadores.

Las muestras de micobacterias pueden presentar un crecimiento excesivo de otros microorganismos después de 24 horas, aun cuando se les mantenga frías. La técnica CPC-NaCl de descontaminación-conservación constituye una manera económica y efectiva de transportar muestras sin refrigeración. El material empleado digiere el esputo espeso y descontamina la muestra durante el período en tránsito. Sin embargo, las temperaturas ambiente por encima de 30°C aumentan rápidamente la velocidad del proceso de digestión-descontaminación y reducen el período de viabilidad. Las tasas de aislamiento de micobacterias obtenidas después de ocho días de tratamiento se compararon favorablemente con las obtenidas

con los métodos de *n*-acetil-*l*-cisteína e hidróxido de sodio, y la tasa de micobacterias atípicas realmente fue superior con la técnica CPC-NaCl (8). Sin embargo, dado que este último procedimiento requiere un mínimo de 24 horas, las muestras que puedan procesarse en el laboratorio el día de la recolección deben transportarse sin esta solución en un recipiente con hielo.

Las muestras dermatofitas pueden enviarse en sobres por correo. También pueden sembrarse directamente en dos medios de Sabouraud inclinados, uno con antibióticos y otro sin ellos. La siembra directa puede dar lugar a una tasa de aislamiento un poco más alta.

Las muestras de cromoblastomycosis, micetoma y esporotricosis (que contengan gránulos, pus, líquido serosanguíneo, etc.) es mejor sembrarlas en este medio antes del transporte. Las muestras de micosis generalizadas pueden sembrarse también directamente en medios inclinados de Sabouraud en tubos.

Las muestras que se sospeche que contengan *Histoplasma* o *Actinomyces* son más difíciles de manejar debido a que estos microorganismos son más sensibles. Pueden sembrarse en dos medios inclinados; sin embargo, se puede esperar un mejor aislamiento si una gran parte del material clínico reciente se coloca en una solución antibiótica en hielo y se envía al laboratorio dentro de un plazo de 48 horas. Otros medios recomendados para estos últimos microorganismos (1, 2) resultan menos prácticos en el campo. Las soluciones antibióti-

cas disminuyen el crecimiento de la flora bacteriana y tienden a aumentar las tasas de aislamiento de hongos (1, 2, 9).

Los métodos de transporte descritos aquí mantienen la viabilidad de los microorganismos patógenos durante dos días por lo menos. Este período permite que las muestras sean transportadas en vehículos motorizados, incluso autobuses para servicio público. El área geográfica para la cual se diseñaron estos métodos de transporte es el estado de Bahía, en donde el 90% de la población del estado vive a un día de viaje del laboratorio central situado en Salvador, lo que hace de este un sistema práctico de recuperación de muestras del campo.

Resumen

Los medios prácticos y eficaces para el transporte de muestras clínicas en el trópico son esenciales para cualquier programa de salud pública e investigación epidemiológica. Este artículo describe en forma somera un sistema de transporte de muestras microbiológicas que se diseñó para ser empleado en el estado de Bahía, Brasil. Las características esenciales del sistema incluyen el uso de materiales económicos con posibilidades de almacenamiento prolongado, empleo de técnicas sencillas e identificación de métodos que mantienen viables los microorganismos por lo menos 48 horas, durante el transporte. □

REFERENCIAS

- (1) Huffaker, R. H. *Collection, Handling and Shipment of Microbiological Specimens*. Departamento de Salud, Educación y Bienestar de EUA. Publicación DHEW (CDC) 75-8263. Washington, D.C., 1974.
- (2) Lennette, E. H., E. H. Spaulding y J. P. Truant. *Manual of Clinical Microbiology* 2ª edición. American Society for Microbiology, Washington, D.C., 1974.
- (3) Sinclair, M. C., S. Bickham y J. H. Schubert. Silica-gel as a transport medium for *Corynebacterium diphtheriae*. *South Med J* 65:1383-1384, 1972.
- (4) Leibovitz, A. A transport medium for diagnostic virology. *Proc Soc Exp Biol Med* 131:127-130, 1969.

- (5) Taplin, D. y L. Lansdell. Value of desiccated swabs for streptococcal epidemiology in the field. *Appl Environ Microbiol* 25:135-138, 1973.
- (6) Redys, J. J., E. W. Hibbard y E. K. Borman. Improved dry-swab transportation for streptococcal specimens. *Public Health Rep* 83:143-149, 1968.
- (7) Vestal, A. L. Procedures for the isolation and identification of mycobacteria. Departamento de Salud, Educación y Bienestar de EUA. Publicación DHEW (CDC) 75-8230. Washington, D.C., 1975.
- (8) Smithwick, R. W., C. B. Stratigos y H. L. David. Use of cetylpyridinium chloride and sodium chloride for the decontamination of sputum specimens that are transported to the laboratory for the isolation of *Mycobacterium tuberculosis*. *J Clin Microbiol* 1(5):411, 1975.
- (9) Estados Unidos de América. Center for Disease Control, Mycology Training Branch. The Preparation and Staining of Direct Smears of Clinical Specimens for Mycological Elements. (Documento mimeografiado.) Atlanta, Georgia, 1976.
- (10) Lattimer, A. D., A. C. Siegel y J. DeCelles. Evaluation of the recovery of beta-hemolytic streptococci from two mail-in methods. *Am J Public Health* 53:1594-1602, 1963.
- (11) Hollinger, N. F. y L. H. Lindberg. Delayed recovery of streptococci from throat swabs. *Am J Public Health* 48:1162-1169, 1958.
- (12) Lowbury, E. J. L., A. Kidson y H. A. Lilly. A new selective blood agar medium for *Streptococcus pyogenes* and other hemolytic streptococci. *J Clin Pathol* 17:231-235, 1964.
- (13) Rosner, R. A new in vitro gram negative rod inhibitory agent which does not interfere with the growth of streptococci. *Am J Med Technol* 32:69-74, 1966.
- (14) Cooper, G. N. The prolonged survival of upper respiratory tract and intestinal pathogens on swabs. *J Clin Pathol* 10:226-230, 1951.
- (15) Rubbo, S. D. y M. Benjamin. Some observations on survival of pathogenic bacteria on cotton-wool swabs. *Br Med J* 1:983-987, 1957.
- (16) Hollinger, N. F. y L. H. Lindberg. Transport of streptococci on filter paper strips. *Public Health Rep* 75:251-259, 1960.
- (17) Smith, R. E., N. M. F. Pease, C. W. Reiquam y E. C. Beatty. A comparison of multiple techniques in the recovery of group A streptococci from throat cultures of children. *Am J Clin Pathol* 44:689-694, 1965.
- (18) Cain, R. M. y H. Steele. The use of calcium alginate soluble wool for the examination of cleansed eating utensils. *Can J Public Health* 44:464-467, 1953.
- (19) Higgins, M. A comparison of the recovery rate of organisms from cotton-wool and calcium alginate wool swabs. *Month Bull Min Health (Great Britain)* 9:50-51, 1950.
- (20) Brooke, M. M. y M. Goldman. Polyvinyl alcohol-fixative as a preservative and adhesive for protozoa in dysenteric stools and other liquid materials. *J Lab Clin Med* 34:1554-1560, 1949.

Transport of microbiological specimens to a tropical communicable disease center (Summary)

Practical and efficient means of transporting clinical specimens in the tropics are essential to any program of public health laboratory and epidemiologic work. This article outlines a system for transport of microbiological specimens that was designed for use in the State of Bahia,

Brazil. The system's essential features include use of inexpensive materials with long storage potentials, employment of simple techniques, and identification of methods that keep microorganisms viable for at least 48 hours during transport.

Transporte de amostras microbiológicas a um centro de doenças contagiosas na zona tropical (Resumo)

Os meios práticos e eficazes para o transporte de amostras clínicas na zona tropical são essenciais para qualquer programa de saúde pública e investigação epidemiológica. Este ar-

tigo descreve brevemente um sistema de transporte de amostras microbiológicas que se planeou para ser empregado no estado da Bahia, Brasil. As características principais do

sistema incluem o emprego de materiais de baixo preço com possibilidades de armazenagem prolongada, uso de técnicas simples e

identificação de métodos que conservam vivos os microorganismos, pelo menos 48 horas, durante o transporte.

Transport de specimens microbiologiques à un centre de maladies tropicales contagieuses (Résumé)

Des moyens pratiques et efficaces de transport des specimens cliniques, dans les tropiques, sont essentiels à tout programme de laboratoire pour la santé publique et à tout travail épidémiologique. Cet article esquisse un système pour le transport de specimens microbiologiques mis au point pour être employé dans l'Etat de Bahia, Brésil. Les caractéristi-

ques essentielles du système comprennent l'utilisation de matériaux peu onéreux avec des potentiels d'emmagasinage très longs, l'emploi de techniques simples et la mise au point de méthodes qui maintiennent les micro-organismes en vie pendant au moins 48 heures de transport.

FEDERACION LATINOAMERICANA DE HOSPITALES

Durante la IV Asamblea de la Federación Latinoamericana de Hospitales, celebrada en el pasado mes de julio en Rio de Janeiro, fue electo el siguiente Consejo de Gobierno, que regirá en el período 1980-1982:

Presidente: Dr. Juan Carlos Albarellos (Argentina)

Vicepresidentes: Sr. Roberto Loría Villarreal (Costa Rica) y Sr. Jorge Brull Nater (Puerto Rico)

Vocales: Dr. Carlos Eduardo Ferreira (Brasil) y Dr. Carlos Martínez Gutiérrez (México)

Director: Dr. Guillermo Fajardo Ortiz (México)

Tesorero: Dr. José Antonio Vila Maunier (México)

La Federación Latinoamericana de Hospitales, con sede en la ciudad de México, tiene por objeto mejorar la atención médica y hospitalaria en esta región, así como contribuir al perfeccionamiento de los servicios hospitalarios. A este efecto colaboran con la Federación las Asociaciones Nacionales de Hospitales, los Ministerios de Salud Pública, los organismos de seguridad social, las direcciones generales de salud y la Organización Panamericana de la Salud.