



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES  
"ZARAGOZA"

**MANUAL DE TOMA DE MUESTRAS SANGUÍNEAS  
PARA EL PERSONAL DE ENFERMERÍA DEL  
HOSPITAL SANTELENA**



Tomado de la Referencia No. 75

**T E S I S**

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

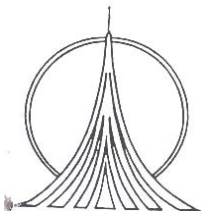
QUÍMICO FARMACÉUTICO BIÓLOGO

P R E S E N T A:

**ALCANTARA CASTRO MARINO**

ASESOR: QBP JOEL SAUCEDO CONSTANTINO

MÉXICO D. F. OCTUBRE 2005





Universidad Nacional  
Autónoma de México



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

# AGRADECIMIENTOS

*A mi madre Leonor por ser una guía y un apoyo incondicional en el camino de la vida.*

*A mis hermanos Patricia, Francisco, José, Ma de la Luz y Valentina, por el apoyo incondicional y por que siempre han creído en mí.*

*In memoriam a mi padre José por las enseñanzas que recibí de su parte*

*A mis sobrinos, ya que gracias a ellos trato de hacer las cosas cada vez mejores para ser un ejemplo para ellos.*

*Y muy en especial un agradecimiento a Julio Cesar por ese ejemplo de lucha y perseverancia que nos demuestra que la incapacidad solo es mental.*

## **A MIS AMIGOS :**

*Magdalena Ordóñez, Ma de Lourdes Espejel, Erika Carrera, Rosa Ma Sánchez, Ma Guadalupe Rincón, Gisela Reyes, Coral Lozano, Patricia Palacio, Silvestre Ramírez, Aurora Coronado, Erika Nava, Antonio Ocampo, Erika Munguía, por la amistad incondicional que me brindaron y el apoyo que recibí en los tiempos difíciles para lograr mis metas.*

## **AL QBP :**

*Joel Saucedo por la paciencia que tubo al asesorarme en mi trabajo realizado.*

## **“AL MAESTRO CON CARIÑO”**

*a todos aquellos que se esforzaron por transmitirme sus conocimientos y que gracias a ello soy lo que soy.*



# ÍNDICE

<i>TEMA</i>	<i>PAGÍNA</i>
<b>1. INTRODUCCIÓN.</b>	1
<b>2. MARCO TEÓRICO.</b>	3
<b>2.1. SISTEMA CIRCULATORIO.</b>	3
<b>2.2. DIVISIONES BASICAS DEL SISTEMA CIRCULATORIO.</b>	4
<b>2.3. LA SANGRE.</b>	5
<b>2.4. CONTROL DE CALIDAD.</b>	8
<b>2.5. QUE ESPERA EL MEDICO DEL LABORATORIO.</b>	9
<b>2.6. QUE ESPERA EL LABORATORIO DEL MEDICO.</b>	10
<b>2.7. ETAPA PRE-ANALITICA.</b>	13
<b>2.8. ERRORES EN EL LABORATORIO CLÍNICO.</b>	14
2.8.1. ERRORES ADMINISTRATIVOS.	14
2.8.2. ERRORES DE LA MUESTRA.	15
2.8.3. ERRORES ANALÍTICOS.	15
<b>2.8.3.1. ERRORES INDETERMINADOS O ALEATORIOS.</b>	15
<b>2.8.3.2. ERRORES DETERMINADOS.</b>	15
2.8.3.2.1. instrumentación y materiales.	15
2.8.3.2.2. el analista.	16
2.8.3.2.3. condiciones de trabajo.	16
2.8.3.2.4. adiestramiento.	16
<b>2.9. VARIABILIDAD BIOLÓGICA.</b>	17
2.9.1 VARIABILIDAD FISIOLÓGICA.	17
2.9.2. VARIABILIDAD PATOLÓGICA.	17
2.9.3. VARIABILIDAD IATROGÉNICA.	17
<b>2.10. VARIABILIDAD BIOLÓGICA RÍTMICA.</b>	18
<b>3. PROBLEMA DE INVESTIGACIÓN.</b>	20

<b>4. OBJETIVOS.</b>	<b>21</b>
<b>4.1. OBJETIVO GENERAL.</b>	<b>21</b>
<b>4.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS.</b>	<b>21</b>
<b>5. MATERIAL.</b>	<b>21</b>
<b>6. DESARROLLO METODOLÓGICO.</b>	<b>22</b>
<b>6.1. RECOLECCIÓN DE LA MUESTRA.</b>	<b>22</b>
<b>(PROCEDIMIENTOS PREVIOS A LA TOMA).</b>	
<b>6.1.1. PREPARACIÓN DEL PACIENTE.</b>	<b>24</b>
6.1.1.1. VARIACIONES DIURNAS.	25
6.1.1.2. DIETA.	25
6.1.1.3. AYUNO DEL PACIENTE.	27
6.1.1.4. MOMENTO PARA LA OBTENCIÓN DE LOS ESPECIMENES SANGUÍNEOS.	28
6.1.1.5. EJERCICIO ANTES DE LA TOMA.	28
6.1.1.6. MANEJO Y ATENCIÓN DEL PACIENTE.	29
6.1.1.7. LA TENSIÓN MENTAL (EL STRESS).	30
6.1.1.8. POSTURA DEL PACIENTE DURANTE LA FLEBOTOMIA.	31
6.1.1.9. INGESTIÓN DE ALCOHOL.	32
6.1.1.10. HABITO DE FUMAR TABACO.	33
6.1.1.11. EFECTOS FISIOLÓGICOS DE LOS FÁRMACOS.	33
6.1.1.12. PROCEDIMIENTOS MÉDICOS.	34
6.1.1.13. USO DEL TORNIQUETE (ÉXTASIS VENOSA).	35
6.1.1.14. COMO APLICA UN TORNIQUETE.	36
6.1.1.15. IDENTIFICACIÓN DEL ESPÉCIMEN SANGUÍNEO.	36
6.1.2. TIEMPO DE MUESTREO.	36
6.1.3. LA SOLICITUD.	37
6.1.4. EL MUESTREO.	41
6.1.5. FACTORES MEDICO-LEGALES.	41
6.1.5.1. CONSENTIMIENTO PARA LOS ANÁLISIS.	41
6.1.5.2. CONFIDENCIALIDAD.	42
6.1.5.3. CADENA DE CUSTODIA.	43

<b>6.2. OBTENCIÓN DE ESPECIMENES DE SANGRE.</b>	<b>44</b>
<b>( ASPECTOS BÁSICOS ANTES DE LA PUNCIÓN).</b>	
6.2.1. HABILIDAD TÉCNICA DEL FLEBOTOMISTA.	45
6.2.2. COMPLICACIONES MAS FRECUENTES DE LAS PUNCIONES VENOSAS.	45
6.2.2.1. <i>COMPLICACIÓN LOCAL INMEDIATA.</i>	45
6.2.2.2. <i>SI LA SANGRE NO ENTRA EN LA JERINGA PUEDE SER CONSECUENCIA DE.</i>	45
6.2.2.3. <i>SI SE PUNCIONA SOLO LA CAPA EXTERIOR DE LA VENA.</i>	45
6.2.2.4. <i>TRANSFIXIÓN DE LA VENA.</i>	46
6.2.2.5. <i>SINCOPE.</i>	46
6.2.2.6. <i>COMPLICACIÓN LOCAL DIFERIDA O TARDÍA.</i>	46
6.2.2.7. <i>COMPLICACIONES GENERALES TARDÍAS.</i>	46
6.2.2.8. <i>PROBLEMAS TÉCNICOS FRECUENTES.</i>	46
6.2.2.9. <i>TRASVASE DE SANGRE.</i>	46
6.2.2.10. <i>SEPARACIÓN DE LA SANGRE.</i>	47
6.2.3. ¿QUÉ HACER SI EL PACIENTE PIERDE EL CONOCIMIENTO DURANTE EL PROCEDIMIENTO?.	47
6.2.4. ETAPAS BÁSICAS DE LA EXTRACCIÓN DE UNA MUESTRA DE SANGRE.	48
6.2.4.1. <i>IDENTIFICACIÓN DEL PACIENTE.</i>	48
6.2.4.1.1. <i>en consulta externa.</i>	48
6.2.4.1.2. <i>en el hospital.</i>	48
6.2.4.2. <i>COMPROBACIÓN DE QUE EL PACIENTE ESTE EN AYUNAS.</i>	48
6.2.4.3. <i>COMPROBACIÓN SI EL PACIENTE ESTA BAJO TRATAMIENTO FARMACOLÓGICO.</i>	49
6.2.4.4. <i>SOSIEGO DEL PACIENTE.</i>	49
6.2.4.5. <i>COLOCACIÓN DEL PACIENTE EN POSICIÓN CORRECTA.</i>	49
6.2.5. INSTRUMENTOS DE RECOLECCIÓN DE MUESTRAS.	49
6.2.5.1. <i>TORNIQUETES.</i>	51
6.2.5.2. <i>HISOPOS PARA LA LIMPIEZA.</i>	51

6.2.5.3. TUBOS AL VACÍO.	52
6.2.5.4. INSTRUMENTOS PARA MICROCOLECCIÓN.	53
6.2.5.5. SISTEMA DE VACÍO.	54
6.2.5.6. AGUJAS.	56
6.2.5.7. JERINGAS DE PLÁSTICO O DE CRISTAL.	58
<b>6.3. ZONAS DE RECOLECCIÓN O DE PUNCIÓN.</b>	<b>60</b>
6.3.1. OBTENCIÓN DE MUESTRAS DE SANGRE CAPILAR O PERIFÉRICA.	60
6.3.1.1. PREPARACIÓN DE LA ZONA DE PUNCIÓN.	65
6.3.1.2. TUBOS PARA LA RECOLECCIÓN DE LA MUESTRA.	65
6.3.1.3. MATERIAL NECESARIO PARA LA PUNCIÓN.	66
6.3.1.4. PROCEDIMIENTO DE LA TÉCNICA PARA LA PUNCIÓN CUTÁNEA.	66
6.3.1.5. IDENTIFICACIÓN DE LAS MUESTRAS.	67
6.3.1.6. VENTAJAS DE LOS ESPECIMENES OBTENIDOS POR PUNCIÓN CUTÁNEA.	68
6.3.1.7. DESVENTAJAS DE LOS ESPECIMENES OBTENIDOS POR PUNCIÓN CUTÁNEA.	68
6.3.2. OBTENCIÓN DE MUESTRAS DE SANGRE VENOSA.	70
6.3.2.1. SELECCIÓN DEL SITIO DONDE SE VA A REALIZAR LA PUNCIÓN.	73
6.3.2.2. FACTORES QUE INFLUYEN EN LA ELECCIÓN DEL LUGAR.	79
6.3.2.3. LOCALIZACIÓN DEL SITIO DE EXTRACCIÓN.	80
6.3.2.4. COLOCACIÓN DEL TORNIQUETE O COMPRESOR.	85
6.3.2.5. LIMPIEZA DE LA ZONA DE PUNCIÓN.	86
6.3.2.6. INSPECCIÓN DE LA AGUJA, JERINGA Y DE EL TUBO DE VACÍO.	87
6.3.2.7. RECOMENDACIONES PRECAUTORIAS PARA LA PRACTICA SEGURA DE LAS VENOPUNCIONES.	87
6.3.2.8. MATERIALES NECESARIOS PARA LA PUNCIÓN.	88
6.3.2.9. PROCEDIMIENTO DE LA TÉCNICA PARA LA PUNCIÓN VENOSA.	89
6.3.2.10. AFLOJAR EL COMPRESOR.	95
6.3.2.11. LLENADO DE LOS TUBOS APROPIADOS CON LAS MUESTRAS EXTRAÍDAS CON LA JERINGA.	96
6.3.2.12. REFRIGERACIÓN DE LAS MUESTRAS	96

<i>(SOLO EN ALGUNOS CASOS).</i>	
<b>6.3.2.13. ELIMINACIÓN DEL NOMBRE DEL PACIENTE DE LA LISTA DE AYUNO.</b>	<b>96</b>
<b>6.3.2.14. OTRAS CONSIDERACIONES.</b>	<b>96</b>
6.3.2.14.1. <i>orden de extracción de tubos.</i>	<b>96</b>
6.3.2.14.2. <i>como evitar la aparición de hematomas durante la punción venosa.</i>	<b>97</b>
<b>6.3.2.15. VENTAJAS DE LOS ESPECIMENES OBTENIDOS POR PUNCIÓN VENOSA.</b>	<b>98</b>
<b>6.3.2.16. DESVENTAJAS DE LOS ESPECIMENES OBTENIDOS POR PUNCIÓN VENOSA.</b>	<b>98</b>
<b>6.3.3. OBTENCIÓN DE MUESTRAS DE SANGRE ARTERIAL.</b>	<b>100</b>
<b>6.3.3.1. PROBLEMAS EN LA EXTRACCIÓN DE MUESTRAS ARTERIALES.</b>	<b>102</b>
6.3.3.1.1. <i>hematomas.</i>	<b>102</b>
6.3.3.1.2. <i>arterioespasmo.</i>	<b>103</b>
6.3.3.1.3. <i>trombosis.</i>	<b>103</b>
<b>6.3.3.2. ELECCIÓN DEL PUNTO DONDE SE VA A PRACTICAR LA PUNCIÓN ARTERIAL.</b>	<b>103</b>
6.3.3.2.1. <i>arteria radial</i>	<b>103</b>
6.3.3.2.2. <i>arteria braquial o humeral</i>	<b>105</b>
6.3.3.2.3. <i>arteria femoral.</i>	<b>106</b>
6.3.3.2.4. <i>arteria temporal.</i>	<b>108</b>
6.3.3.2.5. <i>arteria pedía dorsal o arteria dorsal del pie.</i>	<b>109</b>
<b>6.3.3.3. MATERIALES NECESARIOS PARA LA PUNCIÓN ARTERIAL.</b>	<b>111</b>
6.3.3.3.1. <i>solución antiséptica.</i>	<b>111</b>
6.3.3.3.2. <i>agujas.</i>	<b>111</b>
6.3.3.3.3. <i>jeringas.</i>	<b>112</b>
<b>6.3.3.4. ANESTESIA LOCAL.</b>	<b>112</b>
<b>6.3.3.5. PROCEDIMIENTOS PARA LA REALIZACIÓN DE LA TÉCNICA DE PUNCIÓN ARTERIAL</b>	<b>113</b>
6.3.3.5.1. <i>arteria radial.</i>	<b>113</b>
6.3.3.5.2. <i>arteria braquial.</i>	<b>116</b>
6.3.3.5.3. <i>arteria femoral.</i>	<b>118</b>

6.3.3.6. <i>EXTRACCIÓN DE MUESTRAS DE CATÉTERES Y CÁNULAS ARTERIALES.</i>	120
6.3.4. <i>OBTENCIÓN DE MUESTRAS DE SANGRE PARA HEMOCULTIVOS.</i>	121
6.3.4.1. <i>PROCEDIMIENTO PARA REALIZAR LA TOMA DE MUESTRAS PARA UN HEMOCULTIVO.</i>	123
6.3.4.2. <i>INDICACIONES CLÍNICAS BÁSICAS PARA PRACTICAR HEMOCULTIVOS.</i>	125
6.3.4.3. <i>IMPORTANCIA DE LA DESINFECCIÓN DE LA PIEL.</i>	126
6.3.4.4. <i>AGENTES EFICACES PARA LA DESINFECCIÓN DE LA PIEL.</i>	126
6.3.4.5. <i>PREPARACIÓN DEL LUGAR DE LA PUNCIÓN.</i>	127
6.3.4.6. <i>PREPARACIÓN DEL RECIPIENTE PARA EL HEMOCULTIVO.</i>	127
6.3.4.7. <i>RECOLECCIÓN DE LA MUESTRA.</i>	127
6.3.4.7.1. <i>lugar.</i>	128
6.3.4.8. <i>MATERIALES NECESARIOS PARA LA PUNCIÓN.</i>	129
6.3.4.9. <i>PROCEDIMIENTO DE LA TÉCNICA.</i>	129
6.3.4.10. <i>VOLUMEN DE LA MUESTRA.</i>	131
6.3.4.11. <i>NUMERO E INTERVALO DE CULTIVOS.</i>	132
6.3.4.12. <i>CONTAMINACIÓN DE LOS HEMOCULTIVOS.</i>	133
6.3.5. <i>OBTENCIÓN DE MUESTRAS DE SANGRE PARA GASOMETRIAS (GASES ARTERIALES).</i>	134
6.3.5.1. <i>ELEMENTOS BÁSICOS DE LAS MUESTRAS DE GASES EN SANGRE.</i>	138
6.3.5.2. <i>RECIPIENTES PARA LA RECOLECCIÓN DE ESPECIMENES PARA LA DETERMINACIÓN DE GASES EN SANGRE.</i>	138
6.3.5.3. <i>ANTICOAGULANTES USADOS PARA LA MEDICIÓN DE GASES SANGUÍNEOS.</i>	140
6.3.5.4. <i>DATOS DEL PACIENTE.</i>	141
6.3.5.5. <i>FACTORES EN LA TOMA DE MUESTRA QUE PUEDEN ALTERAR LOS RESULTADOS.</i>	142
6.3.5.5.1. <i>dilución debida al anticoagulante (heparina).</i>	142
6.3.5.5.2. <i>burbujas de aire.</i>	143
6. 3.5.5.3. <i>refrigeración.</i>	143
6.3.5.5.4. <i>tiempo de la toma.</i>	143

6.3.5.5.5. coágulos.	143
<b>6.3.5.6. MATERIALES NECESARIOS PARA LA OBTENCIÓN DE MUESTRAS PARA GASES ARTERIALES.</b>	<b>144</b>
6.3.5.6.1. heparina.	144
6.3.5.6.2. dispositivos de cierre.	144
6.3.5.6.3. gasas.	144
6.3.5.6.4. etiquetas o impresos.	144
6.3.5.6.5. agua helada.	145
6.3.5.6.6. jeringas.	145
6.3.5.6.7. capilares.	145
6.3.5.6.8. desinfectante.	145
<b>6.3.5.7. PREPARACIÓN DE LA JERINGA PARA LA EXTRACCIÓN DE LAS MUESTRAS DE SANGRE.</b>	<b>145</b>
<b>6.3.5.8. PREPARACIÓN E INFORMACIÓN DEL PACIENTE.</b>	<b>146</b>
<b>6.3.5.9. TÉCNICA DE EXTRACCIÓN DE SANGRE ARTERIAL.</b>	<b>147</b>
<b>6.3.5.10. CUIDADOS DEL PACIENTE DESPUÉS DE LA FLEBOTOMIA.</b>	<b>150</b>
<b>6.3.5.11. CONDICIONES DEL ESPÉCIMEN DURANTE EL TRANSPORTE AL LABORATORIO.</b>	<b>151</b>
6.3.5.11.1. condiciones anaerobias.	151
6.3.5.11.2. temperatura de la muestra.	151
<b>6.3.5.12. VENTAJAS DE LOS ESPECIMENES OBTENIDOS POR PUNCIÓN ARTERIAL.</b>	<b>152</b>
<b>6.3.5.13. DESVENTAJAS DE LOS ESPECIMENES OBTENIDOS POR PUNCIÓN ARTERIAL.</b>	<b>152</b>
<b>6.3.5.14. SANGRE CAPILAR ARTERIALIZADA.</b>	<b>153</b>
6.3.5.14.1. técnica de extracción de sangre capilar arterializada.	153
6.3.5.14.2. secuencia de obtención de la sangre de capilares arterializada.	154
<b>6.3.6. OBTENCIÓN DE MUESTRAS SANGUÍNEAS EN RECIÉN NACIDOS, LACTANTES Y NIÑOS PEQUEÑOS.</b>	<b>157</b>
<b>6.3.6.1. OBTENCIÓN DE MUESTRAS SANGUÍNEAS POR PUNCIÓN CUTÁNEA.</b>	<b>157</b>

6.3.6.1.1. <i>sangre capilar.</i>	157
6.3.6.1.2. <i>punción en el talón.</i>	158
6.3.6.1.3. <i>punción en el dedo.</i>	161
6.3.6.1.4. <i>técnica para la recogida de las muestras de sangre capilar.</i>	162
6.3.6.1.5. <i>identificación de las muestras por punción cutánea.</i>	163
6.3.6.1.6. <i>complicaciones de la punción cutánea.</i>	163
6.3.6.1.7. <i>exámenes en los que se emplea la sangre capilar.</i>	163
<b>6.3.6.2. OBTENCIÓN DE MUESTRAS DE SANGRE POR PUNCIÓN VENOSA EN LACTANTES Y NIÑOS PEQUEÑOS.</b>	<b>164</b>
6.3.6.2.1. <i>sangre venosa de cordón umbilical.</i>	164
6.3.6.2.2. <i>sangre venosa de la vena yugular externa.</i>	164
6.3.6.2.3. <i>vena femoral.</i>	165
6.3.6.2.4. <i>notas importantes.</i>	166
<b>6.3.7. OBTENCIÓN DE MUESTRAS SANGUÍNEAS EN SITUACIONES ESPECIALES.</b>	<b>167</b>
6.3.7.1. <b>OBTENCIÓN DE MUESTRAS SANGUÍNEAS DE ZONAS DONDE SE ADMINISTRA TRATAMIENTO INTRAVENOSO (LÍQUIDOS INTRAVENOSOS).</b>	<b>167</b>
6.3.7.2. <b>OBTENCIÓN DE MUESTRAS SANGUÍNEAS DE CATÉTERES INTRAVENOSOS.</b>	<b>168</b>
6.3.7.3. <b>PROCEDIMIENTO PARA LA TOMA DE MUESTRA.</b>	<b>169</b>
6.3.7.4. <b>BUCLES (LOCKS) DE HEPARINA.</b>	<b>170</b>
<b>6.3.8. OBTENCIÓN DE MUESTRAS DE SANGRE EN PACIENTES CON DIÁLISIS Y TRASPLANTES RENALES.</b>	<b>171</b>
6.3.8.1. <b>OBTENCIÓN DE MUESTRAS DE UNA CÁNULA.</b>	<b>171</b>
6.3.8.1.1. <i>objetivos de esta técnica.</i>	173
6.3.8.1.2. <i>procedimiento de la técnica.</i>	173
6.3.8.1.3. <i>problemas que se presentan en este tipo de técnica.</i>	173
6.3.8.2. <b>OBTENCIÓN DE MUESTRAS DONDE HAY UNA FÍSTULA.</b>	<b>174</b>



6.3.9. OBTENCIÓN DE MUESTRAS DE SANGRE EN ZONAS DE AISLAMIENTO.	175
6.3.9.1. <i>EL PACIENTE AISLADO.</i>	175
6.3.9.2. <i>SISTEMAS DE AISLAMIENTO.</i>	175
6.3.9.3. <i>TIPOS DE AISLAMIENTO.</i>	175
6.3.9.3.1. <i>aislamiento estricto (tarjeta amarilla).</i>	175
6.3.9.3.2. <i>aislamiento respiratorio (tarjeta roja).</i>	176
6.3.9.3.3. <i>aislamiento de heridas y piel (tarjeta verde).</i>	176
6.3.9.3.4. <i>aislamiento protector (tarjeta azul).</i>	177
6.3.9.3.5. <i>aislamiento intestinal (tarjeta marrón oscuro).</i>	177
6.3.9.3.6. <i>aislamiento para la hepatitis viral (tarjeta marrón claro).</i>	178
6.3.9.3.7. <i>aislamiento en la enfermedad de creutzfeld-jacob.</i>	178
6.3.9.3.8. <i>aislamiento protector cardiaco para la unidad de coronarias.</i>	179
6.3.9.4. <i>INFORMACIÓN GENERAL.</i>	179
6.3.9.5. <i>PROCEDIMIENTO PARA LA ZONA DE AISLAMIENTO.</i>	179
6.3.10. TÉCNICAS DE RECOLECCIÓN DE MUESTRAS DE SANGRE PARA PRUEBAS ESPECIALES.	182
6.3.10.1. <i>MUESTRAS PARA PRUEBA DE ALCOHOL EN SANGRE.</i>	182
6.3.10.2. <i>MUESTRAS RECOGIDAS CON INTERVALOS DE TIEMPO.</i>	182
6.3.10.3. <i>MUESTRAS PARA ANÁLISIS DE TRAZAS DE METALES.</i>	183
6.3.10.4. <i>MUESTRAS PARA PRUEBAS DE COAGULACIÓN.</i>	184
6.3.11. MUESTRAS PARA BANCO DE SANGRE.	186
6.3.11.1. <i>ERRORES EN HEMOTERAPIA DESDE LA PUNCIÓN VENOSA A LA TRANSFUSIÓN.</i>	186
6.3.11.2. <i>ESTABLECIMIENTO DE PROTOCOLOS ESCRITOS.</i>	187
6.3.11.3. <i>SEGUIMIENTO DE LOS PROTOCOLOS ESTABLECIDOS.</i>	187
6.3.11.3.1. <i>norma E.2.100 para la identificación de muestras de sangre.</i>	188

6.3.11.3.2. norma E.2. 200 para la identificación de la información de la muestra de sangre.	188
<b>6.3.11.4. SITUACIONES POCO FRECUENTES CON QUE SE ENCUENTRA EL FLEBOTOMISTA.</b>	<b>188</b>
6.3.11.4.1. ausencia del brazalete de identificación del paciente hospitalizado.	189
6.3.11.4.2. ausencia del brazalete de identificación en el paciente del servicio de urgencias.	189
6.3.11.4.3. paciente con una información incorrecta en el brazalete.	190
6.3.11.4.4. pacientes con el mismo nombre o con nombre similar en el hospital.	190
<b>6.4. CRITERIOS PARA EL RECHAZO DE ESPECIMENES INACEPTABLES (VALIDEZ DE LAS MUESTRAS).</b>	<b>192</b>
6.4.1. IDENTIFICACIÓN INADECUADA.	192
6.4.2. LUGAR PARA LA TOMA DE ESPECIMENES SANGUÍNEOS.	193
6.4.3. VOLUMEN DE SANGRE INADECUADO RECOGIDO EN TUBOS O JERINGAS CON ADITIVOS.	193
6.4.4. UTILIZACIÓN DE TUBOS DE RECOLECCIÓN INADECUADOS.	193
6.4.5. CONTAMINACIÓN DE LOS ESPECIMENES.	193
6.4.6. SUERO ICTÉRICO.	194
6.4.7. SUERO LACTESCENTE O LÍPEMICO.	194
6.4.8. INTERFERENCIAS QUÍMICAS DEBIDAS A LA PRESENCIA DE FÁRMACOS Y METABOLITOS ENDÓGENOS EN ESPECIMENES BIOLÓGICOS.	195
6.4.9. LISIS O FUGA DE LAS CÉLULAS (HEMÓLISIS).	196
6.4.10. TRANSPORTE INAPROPIADO.	197
6.4.11. TIEMPO PRE-ANALÍTICO PERMISIBLE.	197
6.4.12. ANTICOAGULANTES Y CONSERVANTES.	197
6.4.13. OTRAS INTERFERENCIAS.	198

<b>7. PREPARACIÓN DE EXTENSIONES DE SANGRE PERIFÉRICA.</b>	<b>199</b>
<b>7.1. ELABORACIÓN DE EXTENSIONES DE SANGRE.</b>	<b>200</b>
7.1.1. PREPARACIÓN DE EXTENSIONES DE SANGRE EN CUÑAS.	202
7.1.2. PREPARACIÓN DE EXTENSIONES POR EL MÉTODO DE LOS CUBREOBJETOS.	206
7.1.3. PREPARACIÓN DE EXTENSIONES SANGUÍNEAS DE FORMA SEMIAUTOMATIZADA Y AUTOMATIZADA.	208
7.1.3.1. PREPARACIÓN DE EXTENSIONES EN CUÑA MEDIANTE EL AUTOSLIDE.	208
7.1.3.2. ELABORACIÓN DE EXTENSIONES EN CUÑA POR EL METODO DEL MINNIPREP.	209
7.1.3.3. ELABORACIÓN DE EXTENSIONES POR EL METODO DE CYTOCENTRIFUGA	210
7.1.3.4. ELABORACIÓN DE EXTENSIONES POR EL METODO DE CENTRIFUGACIÓN SPINNERS.	210
<b>7.2. DEFECTOS DE LAS EXTENSIONES MANUALES.</b>	<b>211</b>
<b>8. FRACCIONAMIENTO DE LAS MUESTRAS SANGUÍNEAS.</b>	<b>212</b>
<b>8.1. FRACCIONAMIENTO DE LOS ESPECIMENES.</b>	<b>212</b>
8.1.1. FASE DE PRECENTRIFUGACIÓN.	212
8.1.1.1. SELECCIÓN DEL EQUIPO DE CENTRÍFUGACIÓN.	212
8.1.1.2. TIPOS DE SEPARADORES (DISPOSITIVOS SEPARADORES DE SUERO).	214
8.1.1.3. SISTEMAS DE GEL INTEGRADO AL TUBO.	215
8.1.1.4. INTERFERENCIAS POR EL USO DE GEL SEPARADOR.	216
8.1.1.5. GRÁNULOS DE POLIESTIRENO CON DOSIFICADORES.	216
8.1.1.6. OTROS SISTEMAS DE SEPARACIÓN.	216
8.1.1.7. PROCEDIMIENTO DE OBTENCIÓN (RECOMENDACIONES PARA LA OBTENCIÓN DE SUERO Y PLASMA).	217
8.1.1.8. COAGULACIÓN DE LAS MUESTRAS.	217
8.1.1.8.1. suero.	218
8.1.1.8.2. plasma.	219
8.1.2. FASE DE CENTRIFUGACIÓN.	219

8.1.2.1. <i>APLICACIÓN DE LA FUERZA CENTRÍFUGA RELATIVA (FCR).</i>	219
8.1.2.2. <i>LA CENTRIFUGACIÓN.</i>	220
8.1.2.3. <i>OBTENCIÓN Y MANEJO DE LAS FRACCIONES SANGUÍNEAS.</i>	221
8.1.2.2.1. <i>plasma.</i>	223
8.1.2.2.2. <i>suero.</i>	224
8.1.2.3. <i>VENTAJAS DEL PLASMA SOBRE EL SUERO.</i>	224
8.1.2.4. <i>DESVENTAJAS DEL PLASMA CONTRA EL SUERO.</i>	225
8.1.3. <i>FASE DE POSTCENTRIFUGACIÓN.</i>	225
8.1.3.1. <i>RECENTRIFUGACIÓN.</i>	225
8.1.3.2. <i>DECANTACIÓN O PIPETEO.</i>	226
<b>9. PREVENCIÓN DE INFECCIONES.</b>	227
9.1. <i>RIESGOS ASOCIADOS CON LOS ESPECIMENES DE SANGRE.</i>	227
9.2. <i>MANEJO GENERAL DE LAS MUESTRAS.</i>	228
9.3. <i>COMO EVITAR LAS PICADURAS ACCIDENTALES.</i>	229
9.3.1. <i>¿QUÉ ES UN PINCHAZO ACCIDENTAL?.</i>	229
9.3.2. <i>¿QUIÉN ESTA EN RIESGO?.</i>	229
9.3.3. <i>¿CÓMO SE PUEDEN EVITAR LOS PINCHAZOS ACCIDENTALES?.</i>	229
9.3.4. <i>¿QUÉ HACER ANTE UN PINCHAZO ACCIDENTAL?.</i>	230
9.3.5. <i>RECOMENDACIONES.</i>	230
9.4. <i>PRECAUCIONES UNIVERSALES.</i>	231
9.5. <i>LAVADO DE MANOS.</i>	232
9.5.1. <i>INTRODUCCIÓN.</i>	232
9.5.2. <i>EL LAVADO DE MANOS.</i>	232
9.5.3. <i>LOS GERMENES PUEDEN SER TRANSMITIDOS.</i>	233
9.5.4. <i>MATERIAL Y EQUIPO.</i>	233
9.5.5. <i>CUANDO LAVARSE LAS MANOS.</i>	233
9.5.6. <i>COMO LAVARSE LAS MANOS.</i>	234
9.5.7. <i>OBSERVACIONES IMPORTANTES.</i>	235
<b>10. ALMACENAMIENTO.</b>	236

<b>10.1. ESTABILIDAD DE LAS MUESTRAS SEPARADAS.</b>	<b>238</b>
10.1.1. EFECTOS ASOCIADOS AL INTERCAMBIO GASEOSO.	239
10.1.2. CAMBIOS OCASIONADOS POR CONTINUACIÓN DE LA ACTIVIDAD METABÓLICA DENTRO DE LA CÉLULA.	239
10.1.3. HEMÓLISIS O CAMBIOS DE PERMEABILIDAD EN LA MEMBRANA.	240
10.1.4. DESNATURALIZACIÓN Y PERDIDA DE LA ACTIVIDAD BIOLÓGICA.	240
10.1.5. EFECTO DEL TIEMPO DE CONSERVACIÓN SOBRE LAS MUESTRAS.	240
10.1.6. ERRORES INDUCIDOS POR EVAPORACIÓN.	242
10.1.7. PRECAUCIÓN.	242
<b>10.2. ALTERNATIVAS DE ALMACENAMIENTO PARA MANTENER LA ESTABILIDAD DE LAS MUESTRAS SANGUÍNEAS SEPARADAS.</b>	<b>243</b>
10.2.1. 10 RECOMENDACIONES PARA MANTENER FRESCAS LAS MUESTRAS.	243
10.2.2. OTRAS RECOMENDACIONES ÚTILES PARA EL MANEJO DE MUESTRAS.	244
<b>11. ANTICOAGULANTES.</b>	<b>246</b>
<b>11.1. HEPARINA.</b>	<b>247</b>
<b>11.2. ETILEN-DIAMINO-TETRA-ACETATO (EDTA).</b>	<b>248</b>
<b>11.3. HIRUDINA.</b>	<b>249</b>
<b>11.4. OXALATO.</b>	<b>249</b>
<b>11.5. MEZCLA DE OXALATOS.</b>	<b>249</b>
<b>11.6. FLUORURO.</b>	<b>250</b>
<b>11.7. OXALATO/FLUORURO.</b>	<b>250</b>
<b>11.8. CITRATOS.</b>	<b>251</b>
<b>11.9. SOLUCIONES ANTICOAGULANTES CONSERVADORAS.</b>	<b>251</b>
<b>11.10. DESFIBRINACIÓN.</b>	<b>253</b>
<b>11.11. OTROS.</b>	<b>253</b>
<b>12. RECIPIENTES PARA LOS ESPECIMENES DE SANGRE (CARACTERÍSTICAS DE LOS TUBOS Y TAPONES).</b>	<b>255</b>
<b>12.1. INTERFERENCIAS.</b>	<b>258</b>

<b>13. RESIDUOS PELIGROSOS BIOLÓGICO-INFECCIOSOS (RPBI).</b>	<b>260</b>
<b>13.1. CLASIFICACIÓN DE LOS ESTABLECIMIENTOS GENERADORES DE RPBI.</b>	<b>261</b>
<b>13.2. CLASIFICACIÓN DE LOS RPBI.</b>	<b>262</b>
<b>13.3. IDENTIFICACIÓN Y ENVASADO.</b>	<b>264</b>
<b>13.4. RECOLECCIÓN Y TRANSPORTE INTERNO.</b>	<b>265</b>
<b>13.5. ALMACENAMIENTO.</b>	<b>266</b>
<b>13.6. RECOLECCIÓN Y TRANSPORTE EXTERNO.</b>	<b>267</b>
<b>13.7. TRATAMIENTO.</b>	<b>267</b>
<b>13.8. DISPOSICIÓN FINAL.</b>	<b>268</b>
<b>14. CONCLUSIONES.</b>	<b>269</b>
<b>15. ANEXOS.</b>	<b>270</b>
<b>15.1. ANEXO No. 1. HEMÓLISIS.</b>	<b>270</b>
15.1.1. FACTORES CAUSANTES DE LA HEMOLISIS.	271
15.1.2. PREVENCIÓN DE LA HEMOLISIS.	274
<b>15.2. ANEXO No. 2. PRUEBA DE ALLEN.</b>	<b>275</b>
15.2.1. SECUENCIA DE LA PRUEBA.	275
<b>15.3. ANEXO No. 3. PROCEDIMIENTO DE EXTRACCIÓN CON EL SISTEMA BD VACUTAINER.</b>	<b>277</b>
<b>15.4. ANEXO No. 4. MATERIALES NECESARIOS PARA LAS EXTRACCIONES DE SANGRE.</b>	<b>279</b>
15.4.1. ACCESORIOS.	279
<b>15.4.1.1. HOLDERS Y ADAPTADORES BD VACUTAINER, TORNQUETES STRECH.</b>	<b>279</b>
15.4.2. RECOLECCIÓN DE SANGRE CAPILAR.	279
<b>15.4.2.1. LANCETAS METALICAS Y LANCETAS AUTOMATICAS.</b>	<b>279</b>
<b>15.4.2.2. TUBOS MICROTAINER.</b>	<b>280</b>
<b>15.4.2.3. TUBOS CAPILARES.</b>	<b>280</b>
15.4.3. RECOLECCIÓN DE SANGRE VENOSA.	281
<b>15.4.3.1. AGUJAS BD VACUTAINER Y ADAPTADOR LUER.</b>	<b>281</b>
<b>15.4.3.2. EQUIPOS ALADOS.</b>	<b>281</b>

15.4.3.3. <i>TUBOS DE COLOR ROJO SIN ADITIVO.</i>	282
15.4.3.4. <i>TUBOS DE COLOR LAVANDA CON EDTA.</i>	282
15.4.3.5. <i>TUBOS DE COLOR AZUL CON CITRATO DE SODIO.</i>	283
15.4.3.6. <i>TUBOS DE COLOR ORO Y ROJO/GRIS CON GEL SEPARADOR (SST).</i>	283
15.4.3.7. <i>TUBOS PARA PRUEBAS ESPECIALES.</i>	284
15.4.3.8. <i>TUBOS DE COLOR VERDE CON HEPARINA DE SODIO/LITIO.</i>	285
15.4.4. RECOLECCION DE SANGRE PARA DETERMINACIÓN DE GASES ARTERIALES.	285
15.4.4.1. <i>JERINGAS PARA GASES ARTERIALES.</i>	285
15.4.5. SISTEMA MONOVETTE PARA TOMA DE SANGRE.	286
<b>15. 5. ANEXO No. 5. PREVENCIÓN DE PINCHAZOS ACCIDENTALES.</b>	287
<b>15.6. ANEXO No. 6. RESIDUOS PELIGROSOS BIOLÓGICO-INFECCIOSOS.</b>	288
15.6.1. LETREROS DE RESIDUOS PELIGROSOS BIOLÓGICO–INFECCIOSOS.	288
15.6.2. LETREROS DE PUNZOCORTANTES.	290
15.6.3. RECOLECTORES PARA AGUJAS Y PUNZOCORTANTES.	292
15.6.4. LETREROS DE CONTENEDORES PARA DERIVADOS DE SANGRE.	293
15.6.5. LETREROS DE RESIDUOS MUNICIPALES.	294
<b>15.7. ANEXO No. 7. SÍMBOLO UNIVERSAL DE RIESGO BIOLÓGICO.</b>	295
<b>15.8. NOMOGRAMA PARA EL CALCULO DE LA FCR.</b>	296
<b>16. BIBLIOGRAFÍA.</b>	297

# ♣ INTRODUCCIÓN ♣

Se destaca mucho la veracidad y la precisión de las técnicas analíticas modernas, pero, es de igual importancia asegurar que se preste la misma atención a las fases pre-analíticas y que las muestras analizadas sean de alta calidad.

La preparación cuidadosa del paciente, la toma y el manejo adecuados de las muestras son los primeros pasos que garantizan muestras de alta calidad, así como resultados válidos, aunque, frecuentemente se descuidan. Existen muchas variables pre-analíticas al preparar al paciente o al manejar las muestras, que influirán en el resultado de la medición y por consiguiente afectando la calidad del servicio que se ofrece.

Para la elaboración del siguiente instructivo se tomaron en cuenta las disposiciones que se establecen en la Norma Oficial Mexicana NOM-166-SSA1-1997, en cuanto a los puntos que se deben de cumplir en la elaboración de los manuales de procedimientos, así como también se indican los procedimientos necesarios para minimizar el efecto de los factores pre-analíticos, y reconocer la necesidad de proporcionar la comodidad del paciente durante la toma de la muestra, así como la seguridad de todos los implicados durante la misma<sup>38</sup>. Por lo que el presente trabajo, no pretende ser un tratado de toma de muestras sanguíneas, sino únicamente un manual para orientar a los profesionales de la salud (médicos, químicos, enfermeras, técnicos, etc.) de los procedimientos rutinarios en el área de la toma de muestra, por lo que se presentarán todas las metodologías actuales de recolección de sangre, las cuales se detallan de manera sistemática y ordenada, para poder ilustrar adecuadamente al profesional.

Este manual también muestra los diferentes tipos de anticoagulantes existentes en el mercado y con los cuales se puede disponer; así como también muestra cual es el más adecuado, de acuerdo al tipo de análisis que se desee realizar.

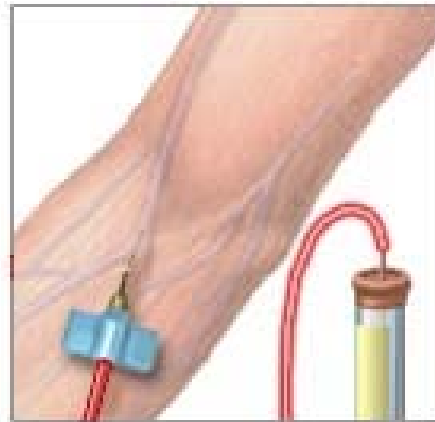
La elaboración de este manual tiene como fundamento el resolver las dudas que se posean o se tengan en el momento de llevar a cabo la toma de muestras



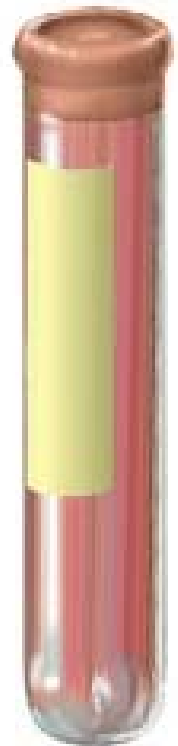
sanguíneas. Ya que muchos de los problemas que se presentan, son debido a la falta de información que se tiene con respecto a las diferentes opciones con las que se cuenta para llevar a cabo la toma, para escoger el recipiente adecuado, así como el saber cual es el anticoagulante indicado según la prueba que se desee realizar.

Esperando que este manual sea una forma de estímulo para todas aquellas personas que lo lean y que tengan oportunidad de llevarlo a la práctica, así como para aquellos profesionales que sientan la necesidad de actualizarse y superarse constantemente.

Se aplica el torniquete y se desinfecta el área



Se introduce la aguja en la vena y se extrae la sangre hacia el interior del frasco para analizarla



 ADAM.

Figura. tomada de la referencia No. 76.

# ♣ MARCO TEÓRICO ♣

## **EL SISTEMA CIRCULATORIO.**

Cada una de las numerosísimas células vivientes que forman el cuerpo humano recibe materiales que le permiten llevar a cabo sus actividades y, al mismo tiempo, las sustancias derivadas de su actividad son excretadas y liberadas al medio. La mayor parte de las células está muy alejada de las fuentes de suministro y de los órganos de eliminación; por lo tanto, es necesario la existencia de un medio que distribuya y recoja estos materiales. Dicha función es desempeñada por los líquidos tisulares (sangre, linfa y tejido linfático) que están formados por células y un líquido intercelular<sup>2</sup>.

El organismo de los vertebrados está surcado por un sistema tubular en cuyo interior circulan la sangre y la linfa al servicio de la respiración, el metabolismo, la defensa, la regulación del calor y las correlaciones químicas. Órganos que sirven para la renovación, la limpieza y la destrucción de los humores orgánicos y sus componentes celulares<sup>1</sup>.

El sistema circulatorio consiste en una red de estructuras tubulares interconectadas por medio de las cuales un órgano muscular, el corazón, impulsa la sangre a todas las partes del cuerpo. El sistema circulatorio está relacionado con el bazo, hígado y médula ósea para la formación y restitución de células sanguíneas<sup>3</sup>.

Las funciones del sistema circulatorio son las siguientes<sup>3</sup>:

1. Contener la sangre.
2. Mover la sangre por acción de una bomba que es el corazón y la distribuye a las regiones corporales por una serie de ramas vasculares llamadas arterias.
3. Hace posible la difusión de las sustancias nutritivas y el oxígeno desde la sangre hacia los espacios intercelulares (tejidos) del cuerpo por medio de una red continua de vasos de pared delgada (capilares). Esta misma red recibe desechos, bióxido de carbono y parte del exceso de líquido tisular.
4. Regresa la sangre al corazón a través de las venas.

5. Lleva la sangre a órganos como: riñones, hígado y pulmones, donde puede desintoxicarse de los desechos de la actividad metabólica de los tejidos corporales.

Como resultado de la existencia de estructuras que proporcionan estas funciones, el sistema circulatorio contribuye a lo siguiente<sup>3</sup>:

1. Conservación de la vida, ya que el metabolismo de los órganos vitales del cuerpo es imposible sin nutrición, oxígeno, eliminación de metabolitos y la recepción de sustancias nutritivas que han sido absorbidas por órganos del aparato digestivo. El sistema circulatorio transporta y distribuye estas sustancias a los órganos que las modifican, las almacenan o las emplean en su metabolismo.
2. La regulación de la temperatura corporal por el aumento o la disminución del volumen de sangre que circula por los tejidos subcutáneos, piel y glándulas sudoríparas.
3. La distribución de hormonas importantes de las glándulas endocrinas.
4. La transferencia de reservas corporales de sales minerales.
5. La diseminación de sustancias que participan en las respuestas inmunológicas y alérgicas del cuerpo.
6. La provisión de una reserva móvil de fuerzas de defensa corporales contra infección, alérgenos y partículas de materia; los leucocitos que circulan constantemente en los vasos sanguíneos. Instantáneamente se disponen a ayudar a las células fagocíticas tisulares atravesando las delgadas paredes endoteliales de los capilares.

## **DIVISIONES BÁSICAS DEL SISTEMA CIRCULATORIO.**

Las divisiones básicas del sistema circulatorio son: 1). El **corazón**, una bomba muscular que consta de dos cámaras receptoras (aurículas) y dos impulsoras (ventrículos) y 2). Dos circuitos cerrados, el **circuito pulmonar**, que lleva sangre poco oxigenada del corazón (ventrículo derecho) a las superficies respiratorias (alveolares) de los pulmones y regresa sangre oxigenada al corazón (aurícula izquierda), y el **circuito general**, que lleva sangre rica en oxígeno del corazón (ventrículo izquierdo) a todas las porciones del cuerpo excepto la superficie respiratoria de los pulmones y regresa sangre mal oxigenada al corazón (aurícula derecha)<sup>10</sup>.

Cuando los ventrículos se contraen, la sangre es impulsada en forma simultánea a ambos circuitos, las arterias, son las que reciben esta sangre a gran presión y velocidad y la conducen a través del cuerpo. El árbol arterial termina en vasos cortos, delgados, llamados *arteriolas*, desde las cuales la sangre entra a tubos endoteliales simples conocidos como *capilares*. Estos capilares delgados, microscópicos son permeables al oxígeno, bióxido de carbono, nutrientes celulares vitales, hormonas y productos de desecho, y sirven como sitio para el intercambio de sustancias entre el torrente circulatorio y el líquido intersticial que rodea a las células corporales<sup>10</sup>.

Desde los capilares, la sangre se mueve más lentamente y con baja presión, entra a vasos pequeños llamados *vénulas*, que convergen para formar venas que llevan finalmente la sangre de regreso al corazón<sup>10</sup>.

## **LA SANGRE.**

La sangre es el tejido líquido contenido dentro de los vasos del sistema circulatorio. La sangre se compone de un líquido, el plasma sanguíneo, en el que están suspendidas las células sanguíneas, cuyo color varía entre rojo escarlata brillante en las arterias a un rojo azulado oscuro en las venas<sup>2,3</sup>, esto depende del volumen de oxígeno que transporte<sup>3</sup>. La sangre es un líquido viscoso, su viscosidad es de 4.5 a 5.5 veces la del agua, o sea, fluye 4.5 a 5.5 veces más lentamente que el agua cuando se las coloca en las mismas condiciones. Es un poco más densa que el agua; su densidad varía entre 1.041 y 1.067, la sangre del hombre es un poco más densa que la de la mujer, en general el término medio es de 1.058. Tiene un olor peculiar, sabor salado, temperatura alrededor de 38°C, y pH de 7.35 a 7.45 aproximadamente. Estos valores incluyen tanto la sangre arterial como la venosa<sup>2</sup>. La masa de sangre en adultos sanos constituye alrededor de 6 a 8 por 100 del peso del cuerpo; es mayor en hombres que en mujeres y está sujeta a muchas variaciones de índole individual<sup>4</sup>.

En el adulto se estima el volumen de sangre en un treceavo del peso corporal, y el volumen plasmático en un veinteavo del peso corporal<sup>2</sup>. El volumen de sangre normal en la mujer se ha estimado en unos 65 ml por Kg de peso corporal y en el hombre en 79 ml por Kg de peso, por lo que es mayor en hombres que en mujeres. Con base en esta estimación, el cuerpo de un hombre de 70 Kg de peso corporal contendrá alrededor de 5,500 ml de sangre. El volumen de sangre

varía en general de 2,000 a 2,900 ml por metro cuadrado de superficie corporal, y es casi más proporcional al área superficial que al peso del cuerpo<sup>4</sup>.

Además de las respectivas células la sangre contiene diversos componentes como se muestra en la Fig. No. 1.

**Figura No. 1. Composición de la sangre<sup>10</sup>.**

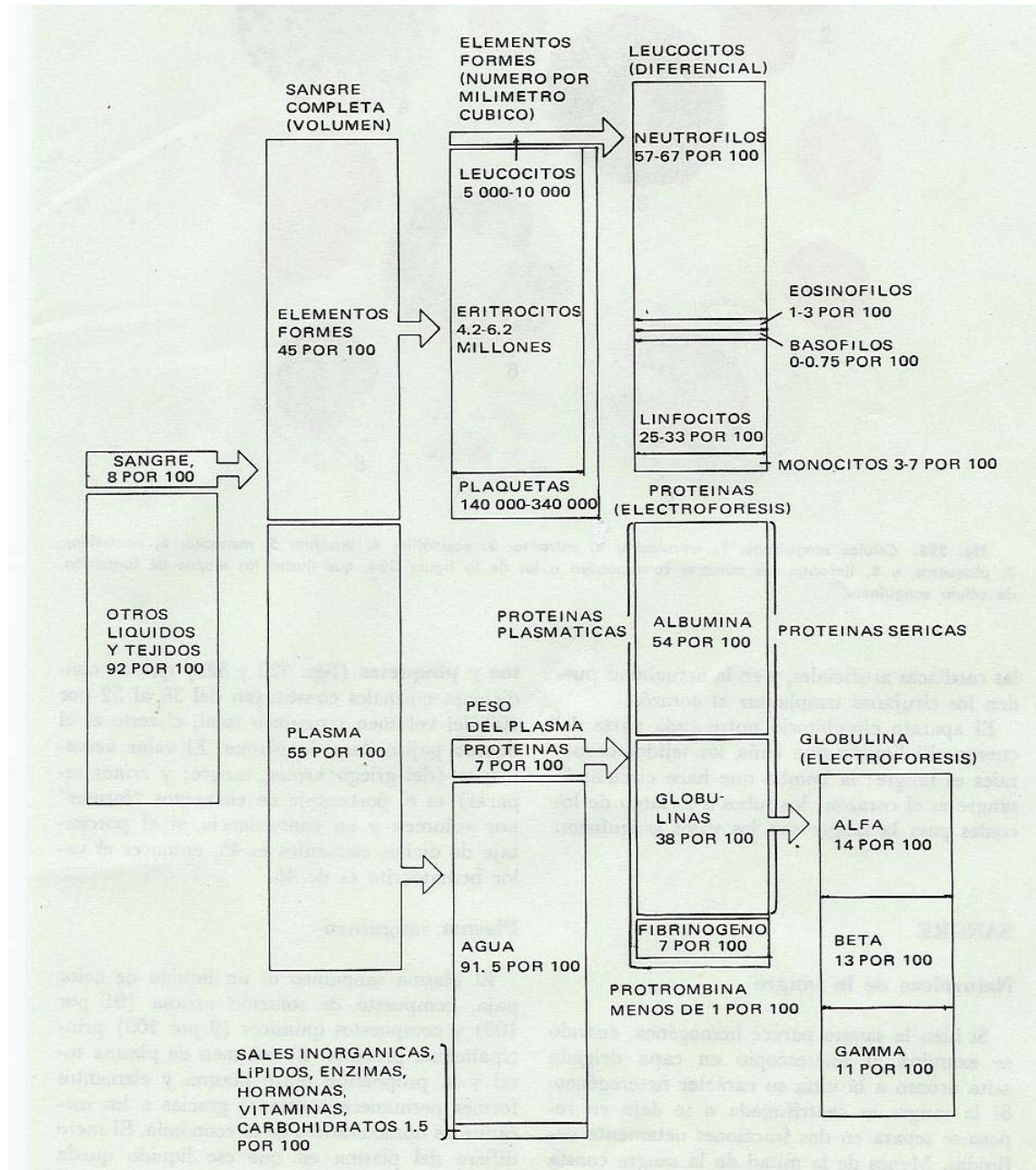


Fig. No. 1. tomado de la referencia No. 10

La sangre circulante esta contenida en un recipiente compuesto de grandes vasos que funcionan como conductos y una superficie de separación para el

intercambio entre los líquidos de la sangre y el espacio intersticial. Las arterias contienen aproximadamente 20% del volumen total, los capilares 10% y las venas 70%. Así las venas representan la zona de almacenamiento de sangre más importante del organismo<sup>22</sup>.

La cantidad de sangre varía con la edad, el sexo, la musculatura, la obesidad, la actividad, el grado de hidratación, el estado del corazón y de los vasos sanguíneos y algunos otros factores más<sup>2</sup>.

Las funciones generales de la sangre pueden subdividirse y clasificarse como sigue<sup>4</sup>:

- Transporte de alimento
- Transporte de productos de desecho
- Transporte de gases
- Transporte de hormonas
- Regulación del pH
- Regulación del equilibrio líquido entre la sangre y los tejidos
- Regulación de la temperatura del cuerpo
- Defensa contra infecciones
- Prevención de hemorragia

La sangre oxigenada por el pulmón es bombeada por el corazón hacia todos los órganos y tejidos para cubrir las necesidades metabólicas. Esta sangre arterial tiene una composición prácticamente uniforme en todo el organismo. Por el contrario, la composición de la sangre venosa varía según la actividad metabólica del organismo o tejido perfundido, por lo que el punto de donde se extrae la muestra puede influir en la composición de la sangre venosa. La sangre venosa tiene menos oxígeno que la arterial, pero también se diferencia de ésta por el pH, su concentración de dióxido de carbono y su hematocrito. A veces varían también las concentraciones de glucosa, ácido láctico, cloro y amonio. La sangre obtenida por punción de la piel, incorrectamente denominada sangre capilar, es una mezcla de sangre procedente de arteriolas, vénulas y capilares, por lo que es en parte arterial y en parte venosa. El aumento de presión en las arteriolas hace que la muestra sea más rica en sangre arterial. La sangre de punción cutánea también contiene líquido intersticial e intracelular<sup>6,22</sup>.

## CONTROL DE CALIDAD.

Cada día es imprescindible poseer un control de calidad en el laboratorio de análisis, para que los resultados emitidos, sean de la aprobación general. Este control de calidad se ha definido como el estudio de aquellos errores de los que es responsable el laboratorio, así como los procedimientos empleados para identificarlos y minimizarlos. En todo control de calidad hay que considerar la calidad del dato analítico, que depende a su vez de la calidad del método utilizado y que debe estar regido tanto por unas normas estrictas como por buenas prácticas de laboratorio. El control de calidad en el laboratorio clínico comienza antes de recogerse la muestra del paciente<sup>19,20,33</sup>.

Existen criterios de calidad cuantificables basados en técnicas estadísticas (exactitud, precisión, sensibilidad, límites de detección, costos, etc.), y otros que son en función de la observancia de unos procedimientos normalizados de trabajo, protocolos consensuados, control de calidad Inter e intra laboratorios y en suma todo aquello que ha venido a denominarse “*~buenas practicas de laboratorio~*”, de cumplimiento obligado en todos ellos y establecidas con arreglo a unas normativas de las que cabe mencionar las de la FDA (Food and Drug Administration), las directivas 88/320 y 90/18 de la Comunidad Económica Europea, las ISO-9,000 y la guía ISO-25 sobre requerimientos generales para los laboratorios de ensayo<sup>19,33</sup>.

Obtener una muestra de sangre de un paciente es mucho más que insertar una aguja en la vena o extraer una gota de sangre de un dedo. Es el primer eslabón de una cadena de eventos que se completa cuando el médico recibe los resultados de las pruebas de su paciente y es el principio del control de calidad en el laboratorio clínico<sup>22</sup>.

La importancia del laboratorio clínico es incuestionable; pero así como un buen laboratorio representa una gran ayuda, un mal laboratorio es una amenaza para la salud del paciente y, en el mejor de los casos, un factor de encarecimiento innecesario de los costos de atención médica<sup>22</sup>.

Se intenta, con todo esto, imponer la norma de que en un laboratorio no tiene valor ninguna técnica, método o procedimiento si no está por escrito y no ha sido previamente validada. Cada línea de trabajo que se lleva a cabo en el laboratorio clínico tiene unas normas específicas. Se debe tener el personal calificado que se requiera y renovar el material cada cierto tiempo, así como el reciclaje y la capacitación continua del personal técnico<sup>33</sup>.

Hemos de tener en cuenta que la calidad del trabajo en un laboratorio depende; más que de los aparatos e instalaciones, de la forma de usarlos y mantenerlos, de la seguridad y el cuidado en el trabajo, así como de la búsqueda sistemática de errores<sup>33</sup>.

El paciente acepta los costos de servicios de laboratorio cuando los exámenes contribuyen en forma efectiva al diagnóstico o al tratamiento. Sin embargo, exámenes mal ordenados, en malas condiciones de preparación del paciente, ejecutados en forma inapropiada, o mal reportados al médico, bien por mala rotulación de la muestra o por confusión de las unidades o de las cifras que corresponden a un espécimen determinado, confunden y dilatan las decisiones médicas, aumentan innecesariamente los costos médicos, hacen perder credibilidad en el médico y en el laboratorio y los exponen a riesgos legales innecesarios<sup>22</sup>.

## **QUÉ ESPERA EL MÉDICO DEL LABORATORIO.**

El médico espera del laboratorio lo siguiente<sup>22</sup>:

- ❖ Que los resultados sean confiables. Esto implica que las técnicas usadas, los reactivos, los materiales y equipos que se utilizan sean los adecuados, así como también cuenten con el debido mantenimiento y que la persona que ejecuta los exámenes esté actualizada en forma constante.
- ❖ Que el laboratorista sea un investigador que esté probando e introduciendo permanentemente nuevas y mejores metodologías.
- ❖ Que el laboratorista sea un educador capaz de actualizar a los médicos y al personal paramédico sobre los avances que suceden en el laboratorio clínico, cuyas áreas se van haciendo cada vez más amplias. Es por esto que la época en que el médico pretendía poder dominar no sólo su profesión sino todos los aspectos relacionados con el laboratorio y demás ramas para-clínicas ha sido superada tiempo atrás. Actualmente el desarrollo de la ciencia impone la buena preparación y el estudio permanente del personal del laboratorio para que pueda ser el interlocutor adecuado con los médicos y, en lo posible, el gestor de los cambios y mejoramiento del laboratorio clínico.
- ❖ Los médicos esperan que el laboratorista sea un buen consultor y miembro del equipo de trabajo, que ayude a conjuntar a la clínica con los resultados del laboratorio para obtener así una buena interpretación en beneficio del paciente.



## **QUÉ ESPERA EL LABORATORIO DEL MÉDICO.**

Las solicitudes más frecuentes de quien trabaja en el laboratorio para los médicos se pueden resumir así<sup>22,32</sup>:

- ✓ Que las órdenes para el laboratorio sean las adecuadas. En los laboratorios de las instituciones hospitalarias se reconoce el cambio de internos o residentes por la cantidad de órdenes que llegan al laboratorio. Algunas veces se ordenan exámenes redundantes; exámenes que se han sustituido con ventaja por técnicas mucho más modernas; exámenes que no guardan ninguna relación el uno con el otro o hasta exámenes que no existen.
- ✓ Que el médico se encuentre lo mejor preparado para así hacer un mejor uso del laboratorio.
- ✓ Que exista una buena comunicación entre el laboratorio y el médico, para que en aquellos casos en los cuales su diagnóstico no coincida con lo esperado en los exámenes realizados, se valore la posibilidad de que se deba a interferencias como: procesos patológicos, dietas, drogas o medios de contraste.
- ✓ También se espera del médico una crítica seria del trabajo que se le entrega y no el comentario que a menudo se oye sobre la calidad de los resultados que se le entregan, simplemente porque no coinciden con su diagnóstico.
- ✓ El laboratorio esperaría que el médico le ayudara a racionalizar la urgencia de los estudios, ya que en ocasiones se exagera al ordenar como urgente estudios que el médico llega a revisar uno o varios días después, sin tener en cuenta que esto recarga innecesariamente el trabajo y los costos, y hace que algunos exámenes, que pueden ser importantes se demoren más de lo necesario, por dar prioridad a sus urgencias.

El control de calidad en la medicina analítica se ha definido de muchas maneras; una de ellas se refiere al estudio de aquellos errores de los que es responsable el laboratorio y de los procedimientos empleados para identificarlos y

minimizarlos, por lo que el laboratorio debe asegurar que exista tanto control de precisión como control de exactitud<sup>44</sup>.

Actualmente, la organización internacional de normalización (ISO) define la calidad como la totalidad de características de un organismo (producto, proceso, persona u organización) que hacen referencia a su capacidad de satisfacer necesidades explícitas (por ejemplo resultados de medida idóneos, fiables, rápidos y diagnósticamente eficaces) o implícitas. Dicho trabajo requiere la participación de todo el personal de laboratorio y es coordinado con eficacia por el responsable de los registros de control de calidad que debe informar periódicamente al personal de laboratorio<sup>27,44</sup>.

En lugar de considerar al laboratorio como el sitio físico en el que se hacen estudios, hay que pensar en la información del laboratorio como algo que incluye todo lo que sucede, desde el momento en el que un médico solicita un estudio hasta que se ponen en sus manos los resultados del mismo. Las etapas involucradas son<sup>22,45</sup>:

1. Etapa pre-analítica (pre-metrológica). Todas las fases que ocurren desde el momento en el que médico ordena el estudio hasta que la muestra llega al laboratorio.
2. Etapa analítica (metrológica). Todas las fases que ocurren desde el momento en que ingresa la muestra al laboratorio hasta que se produce el informe de resultados.
3. Etapa post-analítica (postmetrológica). Todas las fases que ocurren desde el momento en que sale el informe del laboratorio hasta que los resultados llegan al médico.

La obligación de todo laboratorio clínico es suministrar productos de calidad, esto es, satisfacer unos requisitos preestablecidos. Antes de proporcionar sus productos, el laboratorio clínico debe comprobar si se satisfacen dichos requisitos. Si después de la comprobación, un informe de laboratorio clínico satisface los requisitos preestablecidos, se considera conforme y se acepta para ser suministrado a su solicitante; si por el contrario no los satisface, se considera inconforme y se rechaza<sup>22</sup>.

Para poder confiar en que los productos del laboratorio clínico cumplan los requisitos preestablecidos es necesario realizar un conjunto de acciones conocido como aseguramiento de la calidad. Estas acciones pueden ser internas o externas y en ambos

casos, deben ser planificadas, deben realizarse sistemáticamente y deben ser demostrables<sup>22</sup>.

El programa de control de calidad incluye parámetros como control de adquisición de muestras, de procedimientos de toma, instrumentos y reactivos y de procesamiento y distribución de la información. El programa de control se basa en un sistema de vigilancia de calidad que establece normas aceptables para todos los procedimientos<sup>5</sup>.

El control de calidad en el proceso de producción del informe de laboratorio clínico de un paciente determinado consta de los siguientes puntos<sup>5</sup>:

1. Preparación del paciente.
2. Obtención de los especímenes.
3. Identificación de los especímenes.
4. Preparación de los especímenes.
5. Almacenamiento de los especímenes.
6. Transporte de los especímenes.
7. Calibración de los sistemas.
8. Procesamiento de especímenes.
9. Obtención de resultados
10. Control de los resultados.
11. Preparación del informe del laboratorio.
12. Validación del informe.

La fase pre-analítica comprende los puntos del 1 al 6 en los cuales es importante normalizar todas las actividades que las integran y controlar los instrumentos propios de esta fase<sup>22</sup>.

La fase analítica comprende los puntos 7, 8 y 9. En esta fase se realizan las mediciones de las magnitudes bioquímicas<sup>27</sup>.

La fase post-analítica la conforman los pasos 11 y 12, en esta fase los problemas más frecuentes que se presentan son la pérdida de resultados o de informes, así como la entrega tardía de dichos informes. Por lo que es importante la planificación del trabajo<sup>22</sup>.

El equipo de laboratorio implicado en el control de calidad incluye personal que informa al paciente de lo que debe hacer (o dejar de hacer) antes de la recogida de la muestra; los técnicos que recogen, procesan, almacenan y transportan la muestra; los analistas que practican las etapas de medición, y el personal del laboratorio que decide si la

medición resultante es de calidad suficiente para ser enviada al médico que la solicitó. La etapa final, la de aceptar y evaluar la medición y actuar de acuerdo con ella, suele llevarse a cabo por el médico que la solicitó<sup>6</sup>.

## **ETAPA PRE-ANALÍTICA.**

El objetivo de cualquier trabajo analítico es proporcionar resultados de análisis con un alto nivel de exactitud reproducible, además de un nivel alto de precisión, de tal manera que se puedan sacar conclusiones y tomar decisiones con base en una información que tenga niveles aceptables de error y ambigüedad. Es importante la veracidad y la precisión de las técnicas analíticas modernas, así como también se debe prestar atención a la fase pre-analítica y que las muestras analizadas sean de buena

exactitud, la precisión, y el tiempo de retorno de los datos del laboratorio. El resultado de un tiempo de retorno prolongado produce retrasos para llevar a cabo las órdenes del médico, la obtención de la muestra y el transporte de la misma. La mayoría se relaciona con la falta de exactitud que es secundario a la mala obtención y manejo inadecuado de la muestra. Esto ocasiona que muchos no reconocen la forma en que los problemas de la etapa pre-analítica afectan la confiabilidad. Por lo que es fundamental inculcar al personal la ideología de lo importante que es la verificación de la calidad con que se recibe la materia prima a trabajar, así como la importancia de una adecuada toma del producto<sup>45</sup>.

Se le ha prestado una considerable atención al tema de los errores analíticos, sin embargo al tema del error pre-analítico sólo se le ha prestado atención recientemente. Las diferentes etapas que preceden a un análisis comienzan con la preparación del paciente para la recolección de sangre, las condiciones del paciente antes y durante la obtención de la muestra. Es por ello que las venipunciones se deben estandarizar en términos de la hora de recolección. Se debe definir muy bien el protocolo de preparación de muestras. El tiempo que se deja puesto o el tiempo de aplicación del torniquete, la èstasis venosa, la postura del paciente durante la toma de la sangre, la temperatura del transporte, el método de transporte y la temperatura de almacenamiento<sup>22,40</sup>.

Otras variables pre-analíticas que podemos mencionar son: el tiempo, la temperatura y la velocidad de centrifugación usados en el proceso de separación del suero

o plasma. Este conjunto de variables contribuyen a que el resultado sea o no adecuado<sup>22</sup>. Por lo que todas las etapas del proceso de recolección del suero o plasma, pueden ocasionar el error pre-analítico si no se hacen correctamente. Dado que el ideal es comparar al paciente con personas de una población de referencia en condiciones tan semejantes como sea posible, con lo que estas consideraciones se deben tener en cuenta cuando se establecen los valores de referencia<sup>40</sup>.

Es fundamental seguir estrictamente las normas de control de calidad en las etapas de la solicitud para evitar posibles errores, tales como dar entrada a las pruebas en forma incorrecta o perderlas, equivocar el orden de prioridades, consignar erróneamente la hora o la fecha de la solicitud. Peor aún es el hecho de extraer sangre a un paciente al cual no se le piden estudios de algún tipo<sup>44</sup>.

## **ERRORES EN EL LABORATORIO CLÍNICO.**

En toda determinación de laboratorio hay un grado de incertidumbre. No es posible obtener siempre el valor exacto en todas las determinaciones. Sin embargo, puede reducirse considerablemente el grado de incertidumbre con un buen programa de control de calidad<sup>18</sup>.

Los errores encontrados en los laboratorios clínicos pueden dividirse por comodidad aproximadamente en tres grupos<sup>18</sup>:

- **Errores administrativos:** Son aquellos errores que no tienen nada que ver con el manejo de la muestra o con el análisis. Se originan por confusión en el ingreso de los pacientes, desde el momento en que se solicita la prueba analítica hasta la emisión de los resultados. Todas estas operaciones pueden denominarse operaciones administrativas. Cuando se manejan cientos o miles de pacientes y especímenes, hay posibilidades de alguna confusión entre especímenes o entre pacientes. Por lo tanto, un buen laboratorio, entusiasta en mantener un servicio de calidad, no puede permitir una simple equivocación. Ningún paciente tolerará una equivocación en su prueba analítica, aunque sea la primera equivocación que haya hecho el laboratorio<sup>18</sup>.

La naturaleza de los errores administrativos puede variar de un lugar a otro, dependiendo del sistema de comunicación establecido entre los clínicos, el personal de enfermería y el laboratorio. El origen exacto de los errores puede, desde luego, ser difícil de clasificar. La siguiente clasificación engloba algunos

ejemplos de errores típicos encontrados en operaciones administrativas, clasificados en tres grandes grupos<sup>18</sup>:

- ◆ ***Paciente equivocado.***
- ◆ ***Espécimen equivocado.***
- ◆ ***Entrada equivocada.***

➤ **Errores de la muestra:** Se originan durante el procesamiento de las muestras en las pruebas analíticas. Estos errores pueden ser como los métodos no apropiados de recolección y conservación de los especímenes para las pruebas analíticas, lo cual puede introducir errores en los resultados analíticos<sup>18</sup>.

➤ **Errores analíticos:** Se presentan en la realización de las pruebas analíticas. Los errores analíticos son de dos tipos<sup>18</sup>:

❖ ***Errores indeterminados o aleatorios:*** Son aquellos errores cuyas causas no pueden ser determinadas. Estos pueden ser debidos a fluctuaciones incontroladas en la temperatura o en el voltaje, pequeñas variaciones en los aparatos volumétricos o diminutas diferencias en la longitud de onda de las medidas. Estas causas no son fáciles de encontrar. Los errores aleatorios pueden ser positivos o negativos. Deben usarse métodos estadísticos para resolver los errores aleatorios<sup>18</sup>.

❖ ***Errores determinados:*** Estos pueden derivarse de uno o más de los siguientes problemas<sup>18</sup>:

- **Instrumentación y materiales.** Las operaciones incorrectas, el funcionamiento defectuoso en la instrumentación o mala calidad de materiales como el vidrio y productos químicos. Por ejemplo un espectrofotómetro que registra una densidad óptica más alta o un patrón descompuesto usado en la prueba analítica, pueden dar resultados más altos, mientras que una temperatura del análisis más

baja o un período de incubación más corto pueden dar resultados más bajos. Resultados constantemente más bajos o más altos son causados usualmente por algún error determinado, que puede ser descubierto mediante un examen cuidadoso<sup>18</sup>.

- **El analista.** Los errores sistemáticos o determinados pueden deberse también a errores del analista. Los errores causados por el analista son algo difíciles de detectar y rectificar. Pueden originarse como consecuencia de malas condiciones de trabajo o adiestramiento<sup>18</sup>.
- **Condiciones de trabajo.** El agobio en el trabajo en un laboratorio influencia la habilidad del técnico en desarrollar un buen análisis. Si el laboratorio está cargado de trabajo y el número de técnicos aptos son incapaces de hacer el trabajo dentro del horario normal, puede haber una degradación en la calidad del desempeño del laboratorio. Cuando hay tensión por la excesiva carga de trabajo, se hace difícil para los técnicos el prestar suficiente atención a los pequeños detalles de las pruebas analíticas. Es malo también para la calidad del desempeño del laboratorio. Si los técnicos tienen muy poco trabajo a realizar. Ello tenderá a hacerlo aburrido y letárgico. En conclusión, es esencial que todo el personal del laboratorio este ocupado lo suficiente, pero no demasiado ocupado. Además, una atmósfera de trabajo agradable en el laboratorio es también una necesidad, no sólo para una mejor productividad, sino también para la calidad en el trabajo realizado<sup>18</sup>.
- **Adiestramiento.** Casi todo el mundo puede realizar un análisis etapa por etapa con la ayuda de un manual de procedimientos y el adiestramiento necesario en las operaciones básicas del laboratorio. Con el fin de mantener la calidad de la actuación del laboratorio, el técnico debería de ser consciente de la importancia del control de calidad, principios de las pruebas analíticas y el significado clínico de los resultados de las pruebas analíticas. Sin un conocimiento de estos aspectos de la prueba analítica, el técnico puede pasar por alto un error. Sin el

conocimiento de lo que es correcto, el técnico no puede detectar lo que es erróneo<sup>18</sup>.

## **VARIABILIDAD BIOLÓGICA.**

El conocimiento de todas las causas de variabilidad en los resultados es imprescindible para la correcta interpretación de los valores de las magnitudes bioquímicas observados en los pacientes y para el establecimiento de intervalos de referencia<sup>27</sup>.

Existen muy pocas magnitudes biológicas humanas que sean constantes. Son ejemplos de estas magnitudes: el número de riñones, el número de cromosomas por célula, el número de ojos, etc. A no ser que se produzca un accidente o una intervención quirúrgica. Por el contrario, la inmensa mayoría de las magnitudes biológicas son variables, y en el caso particular de las magnitudes bioquímicas cuya medición posee interés clínico, obviamente todas son variables. En efecto, para cualquier magnitud bioquímica los valores observados en individuos distintos suelen ser diferentes. Este fenómeno, se denomina **variabilidad biológica**. Según cuál sea su naturaleza, la variabilidad biológica puede dividirse en<sup>27</sup>:

- ✓ **Variabilidad fisiológica;** causada por las fluctuaciones metabólicas y otros procesos fisiológicos.
- ✓ **Variabilidad patológica;** causada por las enfermedades.
- ✓ **Variabilidad iatrogénica;** causada por actos terapéuticos, incluida la ingesta de medicamentos, o diagnósticos.

La variabilidad biológica de las magnitudes bioquímicas se debe a diversos factores de variación. Algunos de estos factores son inherentes al individuo y es muy difícil o imposible que puedan modificarlos. Como ejemplos tenemos el sexo, la edad, mientras que otros pueden ser controlados por él mismo, como son el ejercicio físico o la ingesta de alimentos. Entre los principales factores de variación biológica se incluyen los siguientes: sexo, raza, edad, ritmos biológicos, grupo



sanguíneo, masa corporal, embarazo, hábitat, alimentación, ayuno, xenobióticos (alcohol, cafeína, nicotina, etc.), ejercicio, estrés y posición corporal<sup>27</sup>.

## VARIABILIDAD BIOLÓGICA RÍTMICA.

Se conoce desde hace años que el organismo está sujeto a ritmos biológicos, es decir a variaciones que se repiten cada determinado tiempo como lo muestra la TABLA No. 1. Reflejo de estos ritmos son las variaciones no aleatorias que presentan muchas magnitudes biológicas a lo largo del tiempo<sup>27</sup>.

Los ritmos biológicos están determinados genéticamente, y en el organismo existen ciertas estructuras, denominadas osciladores o “relojes internos”, que marcan su cadencia endógena. Por otra parte, los ritmos biológicos se encuentran adaptados al entorno por medio de los diferentes factores externos que le son propios, denominados sincronizadores, como por ejemplo, los ciclos luz/oscuridad y sueño/actividad, la alimentación, la influencia social, las estaciones, la temperatura, la humedad y los campos magnéticos. Los sincronizadores influyen sobre el “reloj interno” hasta conseguir que éste oscile en función de los factores ambientales. La existencia de diferentes osciladores y la interacción entre ellos da lugar a la presencia de diferentes ritmos biológicos en el organismo<sup>22,27</sup>.

**TABLA No. 1. CLASIFICACIÓN DE LOS RITMOS BIOLÓGICOS SEGÚN SU PERIODO<sup>27,22</sup>.**

Ritmo Biológico	Periodo Medio
➤ Circadiano	24 horas
➤ Ultradiario	<20 horas
➤ Infradiario	>28 horas
• Circasemiseptano	½ semana
• Circaseptano	7 días
• Circadiseptano	14 días
• Circavigentano	21 días
• Circatrigentano	30 días
• circanual	365 días

Se consideran circadianos aquellos ritmos cuyo período varía entre 20 y 28 horas. Estos ritmos han sido los más ampliamente estudiados, ya que se encuentran presentes en muchos procesos metabólicos y funciones fisiológicas del organismo. Ejemplos de ritmos circadianos son los que poseen la temperatura corporal, la presión sanguínea o diversas magnitudes biológicas<sup>27</sup>.

Los ritmos ultradiarios tienen una frecuencia superior a la diaria; se considera que presentan una periodicidad inferior a las 20 horas, ya sea de segundos, minutos u horas. Poseen ritmo ultradiario la progresión del sueño, la memoria, los ciclos cardíaco y respiratorio o la secreción de diversas hormonas<sup>27</sup>.

Los ritmos infradiarios tienen una frecuencia inferior a la diaria, con una periodicidad superior a las 28 horas. Se han caracterizado, entre otros, ritmos con períodos medios de 7, 30 y 365 días. Un ejemplo del ciclo infradiario es el ciclo reproductivo en las mujeres<sup>27</sup>.

Los diferentes tipos de ritmos coexisten en los distintos niveles de la organización biológica, la duración y las características del ritmo están relacionadas con las necesidades del organismo en determinados procesos y funciones para conseguir la máxima eficiencia biológica<sup>27</sup>.

Los datos sobre la variabilidad biológica rítmica pueden contribuir a la comprensión de los mecanismos fisiológicos y fisiopatológicos de las enfermedades, así como su prevención, diagnóstico y tratamiento. En el laboratorio clínico, el conocimiento de las variaciones rítmicas de las magnitudes biológicas tiene interés en la interpretación de los resultados, principalmente cuando la amplitud del ritmo es acentuada<sup>22</sup>.

## ♣ PROBLEMA DE INVESTIGACIÓN ♣

El diseño de este proyecto se plantea partiendo de la problemática existente con la toma de muestras sanguíneas por el personal de enfermería, debido a que en ocasiones por no conocer las zonas adecuadas para realizar una punción, se realizan punciones innecesarias, por lo que se pincha demasiado al paciente provocándole en ocasiones hematomas. Por otra parte el no saber seleccionar un buen sitio para la punción traerá consigo que se obtenga una muestra insuficiente o que con la obtención de una muestra por punción cutánea sea suficiente y por lo tanto no sea necesario realizar una punción venosa, la cual es mas traumante para el paciente.

Cuando no se conoce el tipo de tubo adecuado para recolectar la muestra de acuerdo al análisis que se desee realizar, trae como consecuencia el que la muestra se tome en tubos inadecuados y por consiguiente esta sea rechazada por el laboratorio. Otra problemática presentada es el desconocer los tiempos de envío al laboratorio, ya que en ocasiones las muestras son tomadas y no son enviadas inmediatamente al laboratorio, lo cual provoca que se reporten resultados incorrectos, esto se debe a que algunos analitos siguen metabolizandose y esto ocasiona que se consuman aun después de ser extraída la sangre, por lo cual se debe separar el suero lo más rápidamente posible y acondicionarlo en base al tipo de análisis que se requiera realizar.

Desafortunadamente todos estos inconvenientes repercuten directamente ya sea en los resultados o en el paciente mismo, esto es debido a que por ejemplo si la muestra es rechazada o si no se sabe escoger el sitio de la punción será necesario practicarle otra punción, originando mayores molestias al paciente y un retraso en el tiempo de entrega de los resultados.

Es por todo esto, que la elaboración del presente trabajo espera resolver todos los inconvenientes que se presentan durante las punciones sanguíneas, debido a que todo se origina por una inadecuada o nula información.

## ♣ OBJETIVOS ♣

### ***OBJETIVO GENERAL:***

Se Elaborara un manual para la toma de muestras sanguíneas, en la realización de análisis clínicos por el personal involucrado en el proceso de la flebotomía.

### ***OBJETIVOS ESPECÍFICOS:***

1. Elaboración de un manual en el que se indique el procedimiento para la realización de las punciones capilares o periféricas, punciones venosas, punciones arteriales, las punciones para gasometrías, para hemocultivos, así como también las punciones recomendadas para los lactantes, además de los procedimientos especiales que se presentan durante la obtención de las muestras sanguíneas para los diferentes tipos de análisis existentes, ocasionando la menor molestia posible al paciente.
2. Elaboración de un manual en el que se indique el tipo de recipiente más adecuado, así como el anticoagulante correcto, dependiendo del tipo de estudio que se valla a realizar.
3. Elaboración de un manual en el que se den a conocer los lineamientos necesarios para realizar una correcta toma de muestra (preparación del paciente, adecuada elaboración de la orden de estudios, tiempo de la toma, ética profesional, etc.).
4. La elaboración de este manual, tiene también por objetivo dar la orientación adecuada al personal de enfermería para llevar a cabo una adecuada toma de muestras y evitar punciones innecesarias.

## ♣ MATERIAL ♣

Consulta bibliográfica, consulta electrónica y material informativo distribuido por proveedores.

# ♣ DESARROLLO METODOLÓGICO ♣

## RECOLECCIÓN DE LA MUESTRA (Procedimientos previos a la toma)

La palabra **flebotomía** deriva de las palabras griegas **flebos**, que significa vena, y **tomos**, que significa cortar. Traducida literalmente, flebotomía es el acto de realizar un corte en una vena<sup>36</sup>.

La flebotomía es un procedimiento que cuenta con unos tres mil años de historia. El hábito de la sangría se practicó a lo largo de los siglos para ayudar a aliviar las enfermedades de la humanidad. Originada en las ceremonias mágicas y religiosas, se suponía que facilitaba la liberación de los espíritus del mal de cualquier parte del cuerpo. Con el tiempo llegó a ser un método para limpiar el cuerpo de impurezas mal definidas<sup>36</sup>.

Hace mucho tiempo los griegos establecieron la teoría humoral en la cual la bilis negra y verde, flemas y sangre, eran considerados como los cuatro “humores” del cuerpo humano. Esta teoría fue responsable de la práctica del sangrado (flebotomía)<sup>23</sup>.

Hipócrates (460-377 a. de C.) desarrolló el concepto de que la salud dependía del equilibrio de cuatro humores corporales: sangre, flema, bilis amarilla y bilis negra. De acuerdo con esto la sangría se transformó en un concepto clínico que se utilizaba para ajustar uno de los cuatro humores corporales a su equilibrio correcto<sup>36</sup>.

En el siglo XII, los barberos comenzaron a hacer sangrías, siendo su poste rojo y blanco un símbolo de este comercio. La sangría como práctica terapéutica alcanzó su punto culminante en los Estados Unidos y Europa a finales del siglo XVIII y principios del siglo XIX, momento en el que comenzó a perder su significación en el tratamiento de las enfermedades. En 1882 Oliver Wendell Holmes, en su discurso de despedida de la Facultad de Medicina de Harvard, se refirió a que en el pasado la sangría “obró maravillas en la enfermedad”. “La lanceta dijo fue la varita mágica de los tiempos oscuros de la

medicina". A comienzos del siglo XX, sin embargo se popularizó de nuevo. Durante la primera guerra mundial, llegó a ser un tratamiento de rutina para los soldados intoxicados con fosgeno que presentaban disnea y cianosis grave. Hoy en día, la extracción de sangre se usa principalmente para la obtención de muestras diagnósticas, más que como terapéutica, aunque todavía sigue siendo un tratamiento reconocido en los casos de policitemia y en los casos de hemocromatosis. Así pues, un arte tan antiguo como la flebotomía se utiliza todavía en la práctica actual de la medicina. El lugar donde se emplea la flebotomía con más frecuencia es el laboratorio, donde facilita la recogida de las muestras de sangre para análisis; y la técnica más utilizada para este fin es la punción venosa. El propósito de este trabajo es presentar una revisión de los procedimientos más adecuados para la obtención de muestras de sangre, con esta técnica<sup>36</sup>.

El objeto de invadir una vena con una aguja fijada a una jeringa o un tubo recolector cerrado al vacío, es obtener un espécimen de sangre para realizar análisis múltiples de sus constituyentes en el laboratorio clínico. La recolección de sangre incluye la venosa, arterial y la de punción en piel, este último término es preferido o al menos más preciso que punción capilar<sup>23</sup>.

La recolección adecuada comienza con una preparación estandarizada del paciente. El laboratorio es el responsable directo de seleccionar y utilizar bien el tipo y la cantidad de anticoagulantes y conservadores, así como evitar la exposición de la muestra a condiciones ambientales adversas, tanto durante la recolección y el transporte, como durante la medición de la misma<sup>46</sup>.

El conocimiento de todas las causas de variabilidad de los resultados es imprescindible para la correcta interpretación de los valores de las magnitudes bioquímicas observados en los pacientes y para el establecimiento de intervalos de referencia. Los resultados obtenidos en la medición de las magnitudes bioquímicas están sometidos a diversos factores de variación, tanto en la fase analítica, como en la pre-analítica y post-analítica. Pero en general, la variabilidad debida a factores analíticos y post-analíticos es menor que la causada por los factores pre-analíticos. Por lo que debe dedicarse especial atención al control de la variabilidad pre-analítica, principalmente la debida a la obtención, conservación y transporte de los especímenes. Supongamos que obtenemos una serie de especímenes de un paciente durante un determinado

período y que procedemos al ensayo de cada espécimen en busca de una sustancia determinada. La variación total de la cantidad durante el tiempo puede dividirse por la variación debida a los factores biológicos que operan antes de la recogida de una muestra y la variación debida a los factores analíticos y biológicos en combinación. Estos últimos factores incluyen la inconsistencia en la recogida del espécimen, en su procesamiento y en su análisis subsiguiente. Parte de la variación biológica puede explicarse teniendo en cuenta las diversas tensiones y estímulos a los que se enfrenta el individuo antes del momento de recogida del espécimen y los cuales no están relacionados con el problema clínico que ha exigido la solicitud del análisis de laboratorio<sup>44</sup>. Todos estos aspectos requieren una normalización y un control de la calidad tan riguroso como los que se aplican a las mediciones bioquímicas. La normalización se ha de aplicar a aspectos tales como la preparación e identificación del paciente, el origen del espécimen, las condiciones ambientales, el procedimiento de obtención, la idoneidad del recipiente, los aditivos o conservadores, las etiquetas y códigos, las condiciones de almacenamiento y prevención de los riesgos para la salud<sup>27</sup>.

Todos estos factores de variación han de tenerse en cuenta para la estimación de los intervalos de referencia, para la elección del espécimen más apropiado y el momento de su obtención, así como para cualquier preparación especial del paciente previa al estudio<sup>27</sup>.

**Preparación del Paciente.** La variación total de una serie de mediciones de laboratorio consecutivas obtenidas del mismo sujeto es el resultado de muchos factores. Dichos factores relacionados con el paciente que pueden afectar los resultados, se dividen en aquellos que no pueden ser modificados y los que pueden controlarse por medio del paciente, el personal del laboratorio o el médico. El primer tipo de factores incluye la edad, el sexo, el origen étnico, embarazo, fase de ciclo menstrual y su documentación correcta al tomar la muestra para incluirlos en la interpretación, el segundo tipo de factores sin embargo, a menudo requiere de una intervención activa y control para que los resultados tengan sentido y ejemplo de esto puede ser el estrés el ejercicio, el fumar, la ingesta de alcohol, el estado dietético del paciente, etc. El clínico debe



intentar minimizar los efectos de aquellos factores que no están relacionados con el estado de salud del paciente<sup>6,12</sup>.

Por todo lo anterior, es importante recordar que los valores de los diversos componentes sanguíneos frecuentemente se ven influenciados por agentes o acciones en torno al paciente, y éste debe ser preparado de un modo estandarizado por el laboratorio clínico. Por ejemplo, los datos obtenidos de sangre venosa no pueden compararse con los obtenidos de sangre capilar. Los valores hematológicos dependen también de la hora del día, posición erecta o supina del paciente durante la toma, duración de la éstasis venosa producida por un torniquete y la administración de líquidos intravenosos o drogas<sup>22</sup>.

El efecto de estos factores no es constante ni previsible y se modifica más aún por la acción de los procesos patológicos y su tratamiento. Por lo que en este trabajo se mencionan factores cuyos efectos son acentuados. Entre los que están<sup>22</sup>:

**Variaciones Diurnas.** El primer punto de importancia para la evaluación del significado clínico de los resultados es la hora del día en que la muestra fue obtenida. Algunas sustancias exhiben variaciones diurnas de importancia son: cortisol, hierro, corticosteroides, glucosa, estriol, catecolaminas y triglicéridos<sup>20</sup>.

Estas sustancias pueden variar de un 30 a un 50% durante el día. A menos que se especifique lo contrario, es mejor recoger las muestras apenas el paciente se despierta<sup>20</sup>.

**Dieta:** La situación dietética del paciente puede ser relevante para la medición que se vaya a efectuar. Aunque se ha recomendado que, antes de someterse a una venipunción, el paciente esté en ayunas para asegurar que las determinaciones de laboratorio sean compatibles con los valores de referencia<sup>44</sup>. Los efectos fisiológicos (*in vivo*) de tomar una comida incluyen un aumento de la concentración plasmática de potasio y de los triglicéridos. Los cambios que tienen lugar in vivo depende del tipo y cantidad de alimentos ingeridos, así como de la cronología de la venopunción respecto a la ingesta<sup>44</sup>. De 2 a 4 horas después de consumir una comida rica en contenido graso, muchos individuos presentaran un aumento apreciable de la actividad sérica de la fosfatasa alcalina, debido primordialmente a un aumento de la actividad intestinal de la isoenzima. Además de las variaciones fisiológicas antes mencionadas, el aumento de la

turbidez como resultado de la hiperquilomicronemia, puede interferir en un cierto número de análisis<sup>6,12,44</sup>.

Las variaciones en la concentración de lípidos después de una comida grasosa han sido bien documentadas. El suero sanguíneo muestra una apariencia lechosa debido a la presencia de triglicéridos y quilomicrones. Estos sueros hiperlipidémicos influyen en las mediciones y, aunque no siempre sea factible, es recomendable tomar muestras después de un período de ayuno, usualmente de toda la noche, para cualquier investigación. La insulina, la gastrina y la calcitonina séricas son ejemplos de hormonas cuyos niveles se alteran significativamente después de una comida<sup>12</sup>.

Ciertos alimentos o regímenes dietéticos especiales pueden afectar determinados constituyentes del suero y de la orina. Una dieta rica en proteínas de carne da como resultado un aumento de la urea, del amoníaco, urato y del ácido úrico en suero; sin embargo no afecta apreciablemente la concentración de creatinina en suero. Una dieta con alta proporción de ácidos grasos no saturados respecto a saturados provocará una disminución de la concentración sérica del colesterol. La ingesta de una dieta rica en purinas va seguida por un incremento de la concentración sérica del urato. Las bebidas que contienen cafeína llegan hasta triplicar la concentración plasmática de los ácidos grasos libres no esterificados, provocando una liberación de catecolaminas en la medula suprarrenal y tejido cerebral<sup>6,44</sup>.

Cuando se requiere de una carga dietética especial o de abstenerse de ciertos alimentos en particular durante un período previo a tomar la muestra para la determinación de algunos componentes que deben mantenerse a una concentración establecida por el laboratorio, como lo son la dieta hiposódica para la medición de la actividad de la renina y la dieta rica en carbohidratos para la prueba de tolerancia a la glucosa ingerida. Para estos y otros casos, el laboratorio puede recurrir a proporcionar instrucciones en material impreso además de las clásicas instrucciones orales que deben ser claras con anterioridad, con la finalidad de mejorar la orientación del paciente y evitar que éste olvide las instrucciones verbales, además de verificar que se hayan seguido antes de tomar la muestra<sup>12,22</sup>.

Si bien se ha recomendado que el paciente se encuentre en ayunas antes de ser sometido a punción venosa, el ayuno prolongado que supera las 18 horas

puede dar lugar a resultados inesperados, como es el caso del aumento de bilirrubina en un 240% tras 48 horas de ayuno, o la reducción de la glucosa plasmática en mujeres jóvenes después de un ayuno de 72 horas, así como un notable incremento en la concentración de los triglicéridos, glicerol y ácidos grasos libres en plasma<sup>6,44</sup>.

***Ayuno del Paciente.*** Las cifras normales habituales de las pruebas de las sustancias en la sangre han sido determinadas mediante el análisis de las muestras “en ayuno” reunidas después de 8 a 12 horas de abstinencia de alimento. Con pocas excepciones, el agua se permite por lo general, según se desee<sup>28</sup>. Si exceptuamos la glucosa, los triglicéridos y el fósforo inorgánico, los demás elementos sanguíneos no se alteran significativamente después de un desayuno normal, por lo que el paciente no precisa guardar ayuno absoluto antes de la toma de sangre. Sin embargo, la lipemia (lactescencia) provocada por un aumento transitorio de los triglicéridos (como por ejemplo los quilomicrones) después de una comida que contenga grasa, puede provocar interferencias con un gran número de determinaciones químicas, debido a la turbidez. Por lo tanto, frecuentemente se recoge la muestra del paciente en estado postabsortivo. La concentración plasmática de muchos de los compuestos que se miden comúnmente varía dependiendo del tiempo transcurrido desde la última comida, y se requiere de un ayuno de 12 horas para obtener una medición e interpretación correctas. Esto suele lograrse permaneciendo en ayunas durante la noche (12 o 14 horas, especialmente con relación a lípidos), aunque en general es suficiente un ayuno de 4 a 6 horas antes de la punción<sup>12,23,44</sup>. El ayuno prolongado por ejemplo, más de 24 horas, puede conducir a resultados inesperados, ya que ha sido relacionado con aumentos de la concentración sérica de la bilirrubina, de la concentración plasmática de ácidos grasos no esterificados y de las concentraciones plasmáticas de valina, leucina e isoleucina, así como disminuciones en las concentraciones plasmáticas de glucosa y proteínas: albúmina, prealbúmina, transferrina y complemento C3<sup>44</sup>.

La hiperlipemia postprandial transitoria suele desaparecer de 4 a 6 horas después de la comida, y los ayunos breves con la duración señalada son aceptables<sup>48</sup>. Pocas pruebas sistemáticas son alteradas de las cifras habituales en ayuno si se extrae la sangre 3 a 4 horas después del ayuno. Cuando la sangre es extraída 3 a 4 horas después del almuerzo, es más probable que varíen las

cifras de las obtenidas en un verdadero estado de ayuno, la medición válida de la cifra de triglicéridos en el suero o en el plasma requiere de la abstinencia de alimentos durante 10 a 14 horas<sup>28</sup>.

***Momento para la Obtención de los Especímenes Sanguíneos:*** Para la evaluación del significado clínico de algunos resultados, debe considerarse la hora del día en que la muestra fue obtenida. Algunas sustancias exhiben variaciones diurnas de importancia. Como ejemplo tenemos el cortisol, el hierro, los corticosteroides, glucosa, triglicéridos y estríol, las cuales pueden variar de un 30 a un 50% durante el transcurso del día. A menos que se especifique lo contrario, es mejor obtener las muestras de sangre de 7 a 9 de la mañana. Las alteraciones antes dichas están asociadas a los ritmos circadianos o ritmos biológicos, que provocan cambios relacionados con el día, como por ejemplo la secreción de catecolaminas es mayor durante el día que durante la noche, excepto en los veladores<sup>49</sup>.

***Ejercicio Antes de la Toma:*** La actividad física o muscular tiene efectos, tanto transitorios como de larga duración, sobre diversos parámetros químicos o pruebas de laboratorio. Las variaciones bioquímicas transitorias de los constituyentes del plasma inducidas por el ejercicio incluyen una disminución inmediata y el posterior incremento en la concentración, como ocurre en los ácidos grasos libres, en la alanina que llega a ser de hasta un 180% o en el lactato que alcanza hasta un 300%<sup>22,6</sup>. La actividad muscular tiene efectos tanto transitorios como de larga duración sobre diversas cantidades químicas clínicas<sup>44</sup>.

Debe evitarse el ejercicio o trabajo muscular vigoroso o extenuante durante los tres días previos a la toma de una muestra ya que alteran los niveles de creatinfosfocinasa, deshidrogenasa láctica, Ión potasio, glucosa, lactato, creatinina y factores de coagulación. El ejercicio más suave, incluyendo la flexión excesiva del antebrazo ( por ejemplo bombear con la mano o apretar los puños durante el proceso de la recolección) antes de una punción venosa, provoca cambios en el Ión potasio, lactato, glucosa, proteínas y algunas enzimas, por lo que también debe evitarse inmediatamente antes de la toma de una muestra<sup>12,23</sup>.

Al igual que la tensión mental, el ejercicio estimula la producción y secreción de varias hormonas entre las que están la hormona del crecimiento, la prolactina, el cortisol y la renina plasmática. El aumento depende del grado de ejercicio y de la condición física del individuo. Los niveles hormonales en estado de reposo pueden modificarse incluso por subir las escaleras del laboratorio<sup>12</sup>.

Las variaciones transitorias de los constituyentes del plasma dentro del periodo de una hora, inducidas por el ejercicio incluyen una disminución inmediata y a continuación, el posterior incremento en la concentración de ácidos grasos libres, un fuerte aumento de la concentración del aminoácido alanina y un notable incremento en la de lactato. Las variaciones transitorias que se producen durante el ejercicio están relacionadas con la mayor actividad metabólica por motivos energéticos y quedan corregidas a los niveles correspondientes a los de antes del ejercicio poco después de su interrupción<sup>44</sup>. Los efectos duraderos del ejercicio consisten en incrementos de las actividades de las enzimas musculares medidas en suero, y como ejemplo tenemos la creatincinasa (CPK), aldolasa, aspartato-aminotransferasa (AST) y lactato-deshidrogenasa (LDH). También el ejercicio físico prolongado modifica los niveles de cierto número de hormonas sexuales<sup>44,6</sup>.

Respecto al volumen del plasma, éste disminuye significativamente después del ejercicio, después de tres semanas de reposo en cama y después de exponerse al frío. Un pequeño aumento del volumen plasmático se presenta 2 horas después de una comida de 800 calorías y después de exponerse al calor<sup>22</sup>.

El ejercicio además de influir en el volumen plasmático, causa cambios en el consumo de combustibles metabólicos, en la producción de metabolitos y en la permeabilidad de las células, produciéndose así la pérdida de proteínas y enzimas<sup>5</sup>.

***Manejo y Atención del Paciente:*** Por principio, debe tranquilizarse al paciente con palabras bien elegidas para cada caso y mediante una actitud de confianza y seguridad del flebotomista, como se muestra en la TABLA No. 2. El aplomo y la serenidad contribuirán a establecer una adecuada relación. Pues el estrés provocado por la flebotomía puede afectar los resultados de laboratorio<sup>20</sup>.

**TABLA NO. 2. TIPOS DE PACIENTES Y CÓMO ATENDERLOS<sup>22</sup>.**

<p><b><i>Tipo de paciente (Nerviosos)</i></b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>✓ Exigentes</li> <li>✓ Excitables</li> <li>✓ Impacientes</li> </ul>	<p><b><i>Se necesita</i></b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>✓ Consideración</li> <li>✓ Maneras calmadas</li> <li>✓ Prontitud</li> </ul>
<p><b><i>Tipo de Paciente (Inseguros)</i></b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>▪ Tímidos y Sensibles</li> <li>▪ Indecisos</li> <li>▪ Viejos y Sordos</li> <li>▪ Niños</li> </ul>	<p><b><i>Se necesita</i></b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>▪ Gentileza</li> <li>▪ Decisión</li> <li>▪ Compresión</li> <li>▪ Habilidad</li> </ul>
<p><b><i>Tipo de paciente (Desagradables)</i></b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>❖ Escépticos</li> <li>❖ Inquisitivos</li> <li>❖ Platicadores</li> <li>❖ Ínsultantes</li> </ul>	<p><b><i>Se necesita</i></b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>❖ Maneras cándidas</li> <li>❖ Tener conocimiento</li> <li>❖ Brevedad cortés</li> <li>❖ Control de sí mismo</li> </ul>
<p><b><i>Tipo de paciente (Molestos o Exasperantes)</i></b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Criticones</li> <li>• Indiferentes</li> <li>• Silenciosos</li> <li>• Oportunistas</li> </ul>	<p><b><i>Se necesita</i></b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Conocimientos</li> <li>• Tacto</li> <li>• Perseverancia</li> <li>• Maneras convincentes</li> </ul>

La ansiedad del paciente puede producir cambios en la concentración de catecolaminas y gases en sangre, a través de efecto hormonal directo e hiperventilación. Por lo que es necesario realizar todos los esfuerzos posibles para tranquilizar al paciente antes de efectuar una punción<sup>20</sup>.

***La Tensión Mental (Stress):*** Puede afectar los niveles de muchos constituyentes de los líquidos corporales. El paciente no debe estar tenso al tomarle la muestra sino, por el contrario, sentirse relajado, cómodo y en un ambiente agradable. Los pacientes no deben ser asustados al despertarlos bruscamente, ni al cambiarlos de postura repentinamente<sup>12</sup>. La ansiedad y la tensión son poderosos estímulos de la concentración plasmática de somatropina, prolactina, cortisol, catecolaminas, aldosterona y de la renina.

Muchos otros metabolitos como la glucosa y el colesterol, las proteínas transportadoras como la transferrina, junto con los factores de coagulación y las células sanguíneas pueden ser afectados por periodos largos de tensión. Por lo que es importante interpretar los resultados de las mediciones de estos componentes con cuidado después de un suceso de tensión importante, como lo es un infarto al miocardio<sup>12,27</sup>.

El estrés afecta la secreción de hormonas suprarrenales, la ansiedad da por resultado una hiperventilación antes de la punción venosa que conducirá a perturbaciones del equilibrio acidobásico, un aumento del lactato en suero y un profundo aumento de los ácidos grasos libres en plasma<sup>6,44</sup>.

***Posición del Paciente Durante la Flebotomía (Postura):*** Las muestras suelen obtenerse de individuos en posición supina o sentada. A medida que el paciente pasa de la posición supina a la ortostática se produce un flujo hidrostático o trasvase de agua corporal y sustancias filtrables (como por ejemplo albúmina, proteínas totales, lípidos totales, calcio total) del espacio intravascular al líquido intersticial, por lo que una variación en la postura puede causar un efecto apreciable en la concentración de varias sustancias no filtrables, tales como las proteínas, los elementos celulares y los compuestos asociados a células o a proteínas, aumentarán su concentración. El paciente debe estar en una posición cómoda, de preferencia en una silla especial para venopunción con descansos ajustables para los brazos o en una cama o un sillón cómodo<sup>12</sup>. La postura del paciente en el momento de la recolección puede tener un importante efecto sobre las proteínas y las sustancias unidas a proteínas séricas. En consecuencia los componentes que manifiestan una variación a causa de sus modificaciones posturales son: la albúmina, proteínas totales, diversas enzimas, lípidos, hierro, calcio, bilirrubinas, colesterol, triglicéridos y fármacos fijados a las proteínas<sup>6,20,23,44</sup>.

El volumen plasmático medido en una persona que ha estado en la posición de decúbito supino durante varias horas es 12 a 15 % mayor que en una persona que ha estado de pie o sentada durante una hora o algo parecido. Se deduce, por lo tanto que las cifras obtenidas en la sangre de algún individuo, después de que este ha estado acostado durante 1 hora o más reflejarán valores inferiores que cuando la sangre ha sido obtenida después de que el mismo

sujeto ha estado de pie. Un cambio intermedio ocurre al parecer con la posición sedente<sup>28</sup>.

Los valores en el mismo sujeto cambian con la posición de supina a sedente, de la siguiente manera: aumento en la cifra de proteínas totales, albúmina, calcio, potasio, fosfato, colesterol, triglicéridos, aminotransferasa aspartato (AST; transaminasa glutámica oxalacética TGO), las fosfatasas, tiroxina total y hematocrito, cuenta eritrocitaria y hemoglobina<sup>28</sup>.

**Acostado:** Existe un acomodo o distribución hemodinámica y de otros líquidos corporales.

**Sentado:** Empieza la salida de líquido del espacio intravascular al espacio intersticial y, por lo tanto, se produce hemoconcentración<sup>49</sup>.

**Postura erecta (parado):** Cuando un individuo adopta una postura erecta después de un periodo de reclinamiento hay movimiento de ultrafiltrado del compartimiento de fluido intravascular al extravascular. Esto produce 10-20% de hemoconcentración de macromoléculas y de aquellas sustancias que están ligadas a ellas. Cuando los pacientes se levantan de la posición de sentados ocurren los mismos cambios pero en menor grado<sup>12</sup>.

En pacientes ambulatorios, la sangre debe colectarse después de que el sujeto haya permanecido sentado durante 15 min, pero sus resultados no son comparables con los de pacientes hospitalizados cuya sangre a menudo se colecta después de permanecer acostados durante un periodo largo<sup>12,27</sup>.

El sistema renina-aldosterona-angiotensina está fuertemente influido por la posición y, normalmente se recomienda que las muestras de sangre se tomen después de una noche de reposo, sin que el paciente se haya parado ni sentado antes de la toma. Aún un periodo corto de permanecer sentado, producirá aumentos significativos en la concentración de aldosterona<sup>12</sup>.

Concluyendo, cuando un paciente pasa de la postura supina a la posición de pie, ciertos componentes aumentan en un 5 a un 15%. Esto se debe atribuir al movimiento del agua dentro del compartimiento intravascular en la posición de pie<sup>22,20</sup>.

**Ingestión de Alcohol:** La ingestión de etanol conduce a un aumento de los niveles de lactato, ácido úrico (urato) en plasma y metabolitos del etanol, principalmente del acetaldehído y acetato. Por lo que se ha puesto de manifiesto que los alcohólicos crónicos presentan concentraciones de HDL-colesterol en



plasma superiores a los de sujetos control, lo cual parece guardar relación con la cantidad y frecuencia de ingesta de etanol antes de la obtención de la muestra. Antes de la determinación de lípidos debe observarse abstinencia de alcohol durante 24 horas<sup>6,44,50</sup>.

La ingestión de etanol induce a cambios en la composición de los líquidos corporales que dependen del tipo de bebedor que sea el paciente, ya sea que abuse o que sea un bebedor fortuito, y del lapso de tiempo que haya pasado después de la ingestión de alcohol. Los que abusan del alcohol muestran un aumento principalmente de las enzimas hepáticas, como lo son la fosfatasa alcalina, aspartato transaminasa,  $\gamma$ -glutamyltranspeptidasa (GGT), aunque también se modifican otros componentes como el urato, volumen corpuscular medio (VCM), glucosa, triglicéridos y uratos. Se han utilizado diversas combinaciones de análisis, por ejemplo, GGT en suero, HDL-colesterol en plasma y VCM como indicadores del consumo de alcohol<sup>12,6</sup>.

***Hábito de Fumar Tabaco:*** El hábito de fumar tabaco provoca un aumento de los niveles de carboxihemoglobina en sangre. Los efectos agudos del consumo de tabaco incluyen aumento en las catecolaminas plasmáticas, así como incremento del cortisol sérico. Tales modificaciones tal vez guardan relación con la nicotina del tabaco. Las alteraciones en estas hormonas también dan lugar a efectos importantes sobre el recuento leucocitario periférico, produciéndose una notable reducción en la cifra de eosinófilos, aumentando los neutrófilos y los monocitos. Los cambios de los valores hormonales también originan un incremento en los ácidos grasos no esterificados del plasma, además de afectar la lipasa, amilasa, colesterol y glucosa e igualmente, afecta la absorción gástrica, en la prueba de la tolerancia a la glucosa<sup>6,12,44</sup>.

Los efectos crónicos de fumar incluyen un aumento de la concentración de hemoglobina en sangre, una disminución del VCM y un aumento del recuento leucocitario. La concentración media del tiocianato en plasma en los fumadores adultos es de 161  $\mu\text{mol/l}$  en comparación con 62  $\mu\text{mol/l}$  en los no fumadores<sup>6</sup>.

***Efectos Fisiológicos de los Fármacos:*** El tratamiento con medicamentos complica la interpretación de muchos resultados, dado el gran número de

fármacos al alcance del médico para el tratamiento de los pacientes y la variedad de ensayos disponibles en el laboratorio clínico, existen un gran número de posibles interferencias fármaco-ensayo. Este tipo de interferencias pueden agruparse en dos categorías:<sup>12,44</sup>:

- 1) Efectos fisiológicos ***in vivo*** del fármaco o sus metabolitos sobre la cantidad que hay que medir.
- 2) Efectos ***in vitro***, debidos a alguna propiedad física o química del fármaco o sus metabolitos que pueden causar interferencias con el análisis.

La respuesta farmacológica de un individuo sano a la administración de un fármaco puede diferir de la de otro paciente. La respuesta ***in vivo*** al fármaco depende del paciente, de la dosis del fármaco en cuestión, y de otras mediciones que se den al mismo tiempo. Los tratamientos con fármacos son causa de erróneas interpretaciones de los resultados, por lo que en algunos casos será necesario interrumpirlos durante un periodo previo a la extracción, cuando sea posible, deben suspenderse medicamentos con capacidad de interferencia conocida por lo menos 48 horas antes de la recolección de sangre<sup>6,23,27</sup>.

Los anticonceptivos orales afectan profundamente la actividad estrogénica y conducen al aumento de los niveles séricos de la ceruloplasmina, transcortina, de muchas proteínas tales como la globulina fijadora de tiroxina, el cortisol,  $\alpha_1$  –antitripsina, plasminógeno, transferrina, hierro, triglicéridos y las hormonas sexuales. Otros medicamentos tales como los barbitúricos, glutetimida, tolbutamida, clordiacepóxido, fenilbutazona y la fenitoína inducen enzimas hepáticas con niveles altos, por inducción de enzimas microsómicas hepáticas o producción de lesión hepatocelular o ictericia colestásica<sup>12,44</sup>.

***Procedimientos Médicos:*** Algunos procedimientos médicos tales como el masaje y la palpación pueden afectar los niveles de analitos circulantes a corto plazo, por lo que es importante dejar que pase suficiente tiempo después de tales procedimientos para tomar una muestra<sup>12</sup>.

La cirugía o la inyección intramuscular provocan un aumento en la concentración de creatinincinasa (CK) y la exploración rectal o la manipulación prostática pueden causar un aumento en la concentración del antígeno prostático específico circundante. También es importante evitar tomar sangre

de una zona cercana a una inyección intravenosa previa, puesto que las concentraciones de muchos compuestos se encontrarán erróneamente altas o bajas<sup>12</sup>.

***Uso del Torniquete (Éstasis venosa):*** Cuando se obtiene un espécimen de sangre venosa se aplica comúnmente un torniquete para facilitar la venopunción, como los que se muestran en el ANEXO No. 4 (accesorios), debido a que permite acrecentar el llenado venoso, la distensión venosa y facilitar la localización de las venas<sup>12</sup>. La aplicación incorrecta del torniquete puede producir estásis venosa localizada, la muestra se hace hemoconcentrada, induciendo valores erróneamente altos para todas las especies proteicas y para aquellas especies ligadas a proteínas. Su uso se contraindica cuando se miden cantidades relacionadas con la hemoconcentración<sup>5,6,12,20,23</sup>.

Si se tiene que aplicar un torniquete para localizar la vena, debe aflojarse y reaplicarse después de un intervalo de por lo menos 2 minutos. El torniquete nunca debe dejarse durante más de un minuto inmediatamente previo a la punción venosa y debe quitarse tan pronto como la sangre comience a fluir, de otra manera habrá hemoconcentración y es probable la estasis local<sup>12</sup>.

Para evitar una estasis venosa prolongada, el operador quitará el torniquete tan pronto obtenga un flujo adecuado de sangre; si hay lentitud en la salida de sangre puede dejar el torniquete por mayor tiempo. Sin embargo, siempre quitará el torniquete antes de extraer la aguja<sup>48</sup>.

El efecto combinado de la presión intravenosa elevada y la anoxia por la oclusión mantenida, provoca el paso de agua y constituyentes de pequeño tamaño molecular desde la luz de una vena al líquido extracelular circundante; ya que los eritrocitos y proteínas del plasma, así como otras moléculas grandes no pueden pasar a través de la pared de una vena, su concentración aumenta. En otras palabras la oclusión del brazo causa ultrafiltración de la sangre del antebrazo y produce aumentos esporádicos de la concentración de masas macromoleculares y de las sustancias ligadas a ellas, como son enzimas, proteínas y sustancias ligadas a ellas (como por ejemplo el colesterol, los triglicéridos, el calcio y el hierro)<sup>12,22,44</sup>.

Cuando se obtiene una muestra de sangre para investigar el lactato, está debe obtenerse sin utilizar torniquete. Los valores del lactato aumentan al

entrar en rigidez el tejido muscular, ya que se pasa del metabolismo aerobio al anaerobio<sup>6,20</sup>.

***Como Aplicar un Torniquete.*** La incorrecta aplicación de torniquetes pueden conducir a resultados erróneos. Sirven muy bien para el caso el brazalete de un esfingomanómetro o un tubo flexible de goma. El primero tiene la ventaja de que permite ajustar la compresión lo suficiente para reducir el caudal de sangre venosa sin detener la circulación arterial. Esto corresponde al punto medio entre las presiones sistólica y diastólica. También se facilita así la reducción o cese de la compresión después de penetrar la aguja en la vena. En algunos casos bastará con que un auxiliar o el paciente mismo sujeten bien el brazo (sin exceder la presión) por arriba del sitio de punción. Se pide al paciente que cierre el puño, lo cual distiende las venas, el ejercicio excesivo del puño debe evitarse ya que puede conducir a resultados erróneos<sup>44</sup>.

***Identificación del Espécimen Sanguíneo:*** La persona encargada de extraer la sangre y recoger el espécimen de un paciente debe asegurarse de que la muestra pertenece al paciente correcto y que se trata de la muestra apropiada; por lo que es esencial preguntar al paciente su nombre, en el caso de que resultara muy crítico interrogar al paciente respecto a su nombre, hay que confirmar éste con el nombre de identificación de su brazalete o con la tarjeta asignada a su habitación. La identificación correcta debe registrarse en el recipiente que contiene el espécimen y en la hoja de solicitud<sup>6,27,44</sup>.

Todos estos factores de variación han de tenerse en cuenta para la estimación de los intervalos de referencia, para la elección del espécimen más apropiado y el momento de su obtención y para cualquier preparación especial del paciente previa al estudio<sup>27</sup>.

**Tiempo de Muestreo.** En los sistemas biológicos, los cambios ocurren frecuentemente siguiendo ritmos biológicos bien definidos y estos incluyen al plasma sanguíneo. Los ritmos biológicos más comunes son el ritmo menstrual, que tiene una periodicidad de 28 días aproximadamente, y los ritmos circadianos, con una periodicidad de alrededor de 24 horas. Por lo tanto, es importante comprender los patrones rítmicos y programar la toma de muestras adecuadamente, aplicando este conocimiento a la interpretación de los resultados<sup>12</sup>.

El tiempo adecuado en relación a los ritmos menstruales es importante en investigaciones de hormonas sexuales, muchos componentes de los líquidos corporales siguen ritmos circadianos, por tanto en muchos casos se deben tomar muestras a horas específicas del día. El momento más apropiado es temprano en la mañana, entre las 07:00 y las 09:00. Si no se puede realizar a esta hora, se debe anotar y tomar en cuenta al interpretar los resultados<sup>12</sup>.

Los ritmos varían con las etapas de la vida y, aunque esto se aprecia mejor en los ritmos menstruales femeninos, también es conocido el aumento nocturno de concentraciones de hormona luteinizante (LH) en los varones durante la pubertad. La pérdida del ritmo frecuentemente es diagnóstico de un proceso patológico<sup>12</sup>.

En el monitoreo de drogas terapéuticas el tiempo adecuado de muestreo es de particular importancia. Con aquellos medicamentos que tienen niveles tóxicos cercanos a los niveles terapéuticos, por ejemplo los aminoglicósidos, se recomienda medir las concentraciones pico y mínima durante el intervalo entre dosis. Esto ayuda a evitar la toxicidad y asegura la eficiencia terapéutica<sup>12</sup>.

Las muestras para investigaciones microbiológicas deben tomarse antes de someter al paciente a terapia antimicrobiana, de otra forma se puede inhibir el cultivo del agente causal e inclusive aislar un agente que no esté participando directamente en el proceso de infección<sup>12</sup>.

**La Solicitud.** Las razones para solicitar exámenes de laboratorio a un paciente pueden resumirse así<sup>69</sup>:

- ***Para confirmar una sospecha clínica o establecer un diagnóstico.*** Como la determinación de glucosa en sangre en el caso de diabetes y la investigación de anticuerpos para la determinación del Virus de la Inmunodeficiencia Humana (VIH)<sup>69</sup>.
- ***Para descartar una enfermedad o un diagnóstico.*** Ejemplo de ello sería solicitar la medición de la subunidad beta de la gonadotropina coriónica para excluir un embarazo ectópico en una enferma con dolor abdominal agudo<sup>69</sup>.
- ***Para establecer información pronóstica.*** Conocer cómo se emplean los niveles de aspartato y alanino amino transferasas en el suero para establecer la gravedad de una hepatitis<sup>69</sup>.

- **Para el seguimiento de la respuesta terapéutica.** Un ejemplo sería medir la prolongación del tiempo de protrombina en la terapia anticoagulante<sup>69</sup>.
- **Para detectar algunos padecimientos en ausencia de sospecha clínica.** Las pruebas prenupciales Venereal Diseases Research Laboratory (VDRL) y VIH, así como las de tamizaje metabólico en los recién nacidos, son ejemplo de ello<sup>69</sup>.

Una adecuada solicitud de estudios de laboratorio es fundamental. En condiciones ideales el médico tratante, al requerir exámenes de laboratorio, debe hacerlo en forma clara y precisa. No es raro que las solicitudes escritas por el médico, con su pesada carga de trabajo, sean ilegibles y se conviertan en un factor de confusión. Para resolver este inconveniente es recomendable utilizar las formas de solicitud impresas, en las que aparecen los estudios requeridos con mayor frecuencia y en las que el médico puede indicar aquellas que su paciente requiere<sup>69</sup>.

En ciertos casos puede ser útil incluir en la solicitud alguna información clínica. Un ejemplo de ello sería anotar el dato de un enfermo que estuviera recibiendo antibióticos al solicitar un hemocultivo, orientación que posiblemente inclinará al personal del laboratorio a sugerir la práctica de un mielocultivo, situación en que será más probable aislar algún germen<sup>69</sup>.

En cuanto a la investigación de anticuerpos para el diagnóstico de diversas enfermedades infecciosas, debe recordarse que se requieren varios días, semanas, o aun meses, para que los anticuerpos se sintetizen y por ello, no es pertinente solicitar estos estudios en los primeros días de iniciado el cuadro clínico o sospechado un posible contagio. Ejemplos de ello son la investigación extemporánea de “reacciones febriles” en un paciente que cursa en el tercer día de un síndrome febril, o la solicitud de anticuerpos para el virus de la inmunodeficiencia humana en las primeras semanas después de un contacto sexual o de una transfusión de sangre<sup>69</sup>.

El empleo de epónimos al solicitar estudios de laboratorio puede causar confusión y es mejor evitarlos. Ejemplos de ello es requerir “*reacción de van den Bergh*” en lugar de “*cuantificar bilirrubinas*” o “*prueba de Westergren*” en lugar de “*eritrosedimentación*”<sup>69</sup>.

En años recientes se ha generalizado en los laboratorios de diagnóstico clínico el empleo de un método inmunológico cuyas siglas en inglés son “**ELIZA**” (**Enzyme Linked ImmunoSorbent Assay**), equivalente en castellano a “*análisis inmunoenzimático de fase sólida*”. Este método se utiliza en la medición de diversas hormonas, medicamentos, anticuerpos y proteínas carcinofetales. Dado que también se aplica al diagnóstico presuntivo del síndrome de inmunodeficiencia adquirida (SIDA) y además su nombre, femenino y de fácil retención, se ha popularizado, es frecuente que algunos médicos lo empleen como sinónimo de prueba para el diagnóstico de SIDA. Esto equivale a emplear la palabra “*microscopio*” para solicitar lo mismo una “*citometría hemática*”, la “*investigación de bacilos ácido-alcohol-resistentes en expectoración*” o de “*trofozoitos de Entamoeba histolytica*”, debido a que en los procedimientos aludidos se utiliza el mismo instrumento óptico<sup>69</sup>.

No es infrecuente que se utilicen siglas en la solicitud de estudios de laboratorio, algunas de ellas de fácil comprensión. Tal es el caso de las siglas “*EGO*” para requerir la práctica de un “*examen general de orina*” o las de “*CH*” o “*BH*” para solicitar una “*citometría o biometría hemática*”. Sin embargo, existen otras siglas que cuestan trabajo descifrar, por lo que es aconsejable eliminar su empleo en la requisición de estudios de laboratorio<sup>69</sup>.

Otra conducta que entorpece la comprensión de algunas solicitudes de exámenes de laboratorio es el empleo del término “*perfil*” para solicitar la práctica de varios parámetros de laboratorio orientados a explorar un objetivo clínico común. Por citar un ejemplo, el “*perfil inmunológico*” en un determinado laboratorio puede incluir la “*cuantificación de inmunoglobulinas*”, la “*citometría hemática*” y las “*intradermorreacciones a dos o tres antígenos*”. El mismo “*perfil*”, en un laboratorio de especialización en inmunología, tal vez comprenda la “*cuantificación de diversos componentes del complemento*”, “*estudios de fagocitosis*”, “*cuantificaciones de subpoblaciones de linfocitos*”, “*subclases de inmunoglobulinas*”, “*estudios de transformación blastoide in vitro ante estímulos antigénicos y mitogénicos*”, etc. Situaciones semejantes se darán ante la solicitud de un “*perfil hepático*”, “*tiroideo*”, “*ginecológico hormonal*” y otros<sup>69</sup>.

Estos inconvenientes pueden resolverse indicando claramente los componentes del perfil que el paciente requiere, o empleando las ya

mencionadas solicitudes impresas, indicando los parámetros que integran estos “*perfiles*”<sup>69</sup>.

Todas las muestras deben ir acompañadas de una solicitud debidamente formulada, como regla las solicitudes deben ser hechas por el médico o bajo su responsabilidad. La información que se suministra en el impreso de petición de análisis debe registrarse también en la etiqueta del recipiente donde se toma la muestra. La solicitud debe contener la siguiente información<sup>12,36</sup>:

1.-La identificación completa del paciente debe incluir:

- ❖ Nombre completo del paciente, tomado de la placa identificación de su habitación o del brazalete de identificación.
- ❖ Sexo.
- ❖ Edad.
- ❖ Fecha y hora en que se obtuvo la muestra.
- ❖ Datos para localizarlo (por ejemplo número de cama, sala o habitación).
- ❖ Dirección si se trata de paciente ambulatorio.
- ❖ Número de teléfono.
- ❖ Número de identificación que proporcione una forma única de identificarlo.

2.-El médico solicitante debe identificarse con:

- Nombre completo.
- Dirección.
- Número de teléfono.

3.-El tipo de material biológico, y el uso de cualquier conservador o medio de transporte se debe especificar junto con la fecha (en ocasiones la hora del día o intervalo de tiempo) en que se colecta la muestra. El carácter infeccioso conocido o sospechoso de la muestra debe estar claramente indicado.

4.-La solicitud debe incluir suficiente información clínica para permitir que el laboratorio emita su opinión de los resultados. Los requisitos son distintos para cada característica y pueden incluir:

- ◆ Diagnóstico o situación clínica del paciente
- ◆ Ingestión de drogas, por ejemplo, terapia antimicrobiana para investigaciones microbiológicas
- ◆ Restricciones especiales o procedimientos efectuados previamente o durante la medición.

5.-El médico debe conservar una copia de la solicitud, ya sea escrita en el expediente del paciente o en un registro suyo.



**El Muestreo.** La muestra debe tomarse correctamente y bajo condiciones favorables para evitar errores de interpretación; por ejemplo, la toma de muestras de sangre pueden causar mucha ansiedad a los pacientes, y por tanto, deben cuidarse el ambiente, la accesibilidad del material y reconfortar al paciente durante el procedimiento<sup>12</sup>.

La identificación correcta del paciente es esencial, sin embargo, no es raro que se cometan errores. Es importante etiquetar cada muestra inmediatamente en presencia del paciente con información suficiente para evitar confusión con otras muestras. La etiqueta debe incluir<sup>12</sup>:

- ✓ La identificación del paciente con su nombre, o clave de identificación.
- ✓ Fecha de toma de la muestra, localización del paciente.
- ✓ Característica observable y tipo de muestra.

Cuando se toma una serie de muestras, por ejemplo para monitoreo de un tratamiento, es importante que se estandarice el horario de las tomas con respecto a la terapia<sup>12</sup>.

El tipo de muestra para una investigación debe escogerse con cuidado. Una muestra de sangre puede ser de sangre arterial, venosa, o capilar; los resultados de algunas cantidades difieren dependiendo del tipo de muestra tomada<sup>12</sup>.

Como muchas de las situaciones mencionadas varían dependiendo de la característica a observar, se debe verificar que el paciente haya seguido las instrucciones adecuadamente antes de tomar la muestra. Cualquier comportamiento distinto debe quedar registrado en la solicitud. La cantidad de muestra debe ser suficiente para las investigaciones requeridas<sup>12</sup>.

Las muestras infectocontagiosas deben marcarse con una etiqueta de ***“Alto riesgo”***<sup>12</sup>.

## **Factores Medico-Legales:**

***Consentimiento para los Análisis:*** El hecho de no obtener el consentimiento para las pruebas de laboratorio no ha sido un riesgo importante de responsabilidad para los laboratorios. Consentimiento informado significa que el paciente ha sido informado de la naturaleza de la prueba y de lo que se

hará con sus resultados y su muestra. La manera más fácil para los laboratorios de asegurarse de que el paciente da su consentimiento para las pruebas, es insertar una referencia a las pruebas de laboratorio en el impreso de consentimiento estándar del hospital. Cuando el paciente firma este impreso al ingresar en el hospital elimina toda duda acerca de su consentimiento voluntario a todas las pruebas necesarias para los cuidados médicos. Esto es mucho más fácil que utilizar un impreso separado de consentimiento para cada prueba de laboratorio<sup>6</sup>.

Habitualmente el consentimiento del paciente no necesita ser escrito y ni siquiera de palabra. El consentimiento implícito para muchas operaciones de rutina viene dado por las acciones del propio paciente al entrar en la consulta del médico, sentarse sobre la mesa de reconocimiento y levantar la manga para que se le pueda hacer una punción venosa. En operaciones más complejas (por ejemplo, examen de médula ósea, punción raquídea, paracentesis, etc.) se recomienda que se obtenga la firma del paciente sobre un documento formal<sup>6</sup>.

**Confidencialidad:** Los pacientes tienen derecho a una estricta confidencialidad con respecto a sus resultados de laboratorio. Antes de que un hospital pueda publicar cualquier información de un paciente, el paciente debe firmar un impreso autorizando dicha revelación. Se produce una brecha importante en el secreto profesional cuando un médico u hospital revela erróneamente información confidencial y el paciente es perjudicado por la revelación o cuando un empleado del laboratorio habla a otro empleado del hospital acerca de los resultados de una prueba de un paciente. Por ejemplo, si esta conversación tiene lugar en el ascensor, en un pasillo del hospital o en la cafetería, pueden ser oídas por los parientes o amigos del paciente. Estas situaciones podrían dar por resultado un litigio. La confidencialidad es un ingrediente esencial de los cuidados médicos y está protegida por la ley. El personal del laboratorio debe recordar que la información y los resultados de las pruebas son confidenciales, no se debe de hablar de esta información con gente extraña, además, deben ser particularmente cautelosos al suministrar información del paciente por teléfono, a menos de que conozcan a la persona que llama o puedan comprobar su identidad. Para asegurar una mayor confidencialidad de los resultados del paciente a los que se puede acceder a

través de las terminales de las computadoras, se recomienda medidas de seguridad para el sistema de datos<sup>6</sup>.

***Cadena de Custodia:*** La cadena de custodia tiene una especial importancia en el manejo de las muestras, principalmente en las que se utilizan sustancias objeto de abuso, las cuales incluyen la cocaína, anfetaminas, cannabinoides y alcohol. La cadena de custodia implica aquellos procedimientos utilizados para responder de la integridad de cada muestra, siguiendo su rastro desde el momento de la recogida de la muestra hasta su utilización final. Estos procedimientos requieren que se utilice un impreso aprobado de la cadena de custodia, desde el momento de la recogida hasta la recepción en el laboratorio. Dichos impresos incluyen, como mínimo, una fecha que documenta la entrada, cada momento en que una muestra o parte de ella es manejada o transferida y la identificación de cada individuo que interviene en dicha cadena de custodia<sup>6</sup>.

# OBTENCIÓN DE ESPECIMENES DE SANGRE

*(Aspectos básicos antes de la punción)*

Para el estudio bioquímico-clínico de un paciente es necesario medir magnitudes relacionadas con alguna de las entidades moleculares que componen alguno de sus sistemas biológicos, o con algunos de los procesos que en ellos se produce. Los sistemas biológicos que tienen interés bioquímico-clínico son aquellos en los que se producen cambios que pueden medirse y que están relacionados con la presencia de alguna enfermedad. Los sistemas más estudiados desde el punto de vista bioquímico-clínico son: **plasma, sangre, orina, semen, heces, algunos líquidos biológicos como son el líquido cefalorraquídeo, líquido amniótico, líquido sinovial, líquido de cavidades, líquidos vaginales y otras muestras**. El suero, pese a ser el material más estudiado en bioquímica clínica, no es un sistema biológico propiamente dicho, ya que no existe *in vivo*; no obstante, a efectos prácticos, también se considera un sistema biológico. En general, los sistemas biológicos no se estudian *in toto*, sino que se utiliza una muestra representativa, denominada **especimen**<sup>27</sup>.

Una adecuada recogida de material condiciona la correcta obtención de las determinaciones. Cada determinación requieren unas condiciones específicas de recogida; es por ello, establecer unos esmerados protocolos. Asimismo, es muy importante cuidar el mantenimiento de la muestra, desde la recogida hasta la realización del análisis<sup>8,33</sup>.

La Asociación Nacional de Flebotomía ha ayudado a promover los conocimientos cada vez más necesarios para que se dé la debida importancia a la recolección de sangre. Además Organismos como el Comité Europeo de Normas de Laboratorio Clínico (ECCLS) y el National Comité for Clinical Laboratory Standards (NCCLS) de Estados Unidos, han publicado diversos documentos que dan recomendaciones orientadas sobre algunos de los métodos para la recolección de especímenes de sangre, así como la publicación de normas para la recolección con tubos al vacío y para el manejo de transferencia de los especímenes<sup>23,27</sup>.

**Habilidad Técnica del Flebotomista.** Una adecuada recogida de material condiciona la correcta obtención de los resultados, debido a que cada prueba requiere de unas condiciones precisas. La obtención de sangre requiere habilidad, aptitud profesional y corrección. Las extracciones sanguíneas en la mayoría de los casos son una operación sencilla. Pero el operador debe tener presente el antiguo lema *primum non nocere* (lo primero es no dañar). El flebotomista es frecuentemente el único representante del equipo de técnicos altamente experimentados del laboratorio con el que el paciente se llega a encontrar. Así el paciente tiende a juzgar la acción del laboratorio con base a este contacto<sup>8,9,22</sup>.

El responsable de tomar la flebotomía debe tener los conocimientos básicos del procedimiento. Así mismo debe conocer los riesgos que el proceso implica para el paciente, tomando en cuenta el estado del mismo y el tipo de punción a efectuar. El técnico capacitado estará familiarizado, además, con las posibles complicaciones de las flebotomías y el modo de evitarlas. Por lo que a continuación se mencionan algunas de las más frecuentes<sup>22</sup>.

### **Complicaciones más Frecuentes de las Punciones Venosas.**

***Complicación Local Inmediata:*** La aplicación prolongada del torniquete producirá un aumento en la concentración de las células de la sangre<sup>6,22,44</sup>.

***Si la Sangre no Entra en la Jeringa Puede ser Consecuencia de:*** Una retracción excesiva del embolo (succión excesiva) que puede contraer o colapsar una vena pequeña. Esto puede remediarse (el colapso de la vena) haciendo un ligero movimiento de retirada hacia atrás y adelante, seguida de una aspiración suave (reducir la fuerza de aspiración) para ver si aparece la sangre<sup>6,22,44</sup>.

***Si se Punciona sólo la Capa Exterior de la Vena:*** La perforación de la capa más externa de la vena sin penetrar en su luz puede también ser responsable del fallo. En esta circunstancia, quizá no llegue sangre a la jeringa. Este error se remedia retirando ligeramente la aguja y volviendo a penetrar en la vena. Este tipo de complicación puede originar en ocasiones la formación de un hematoma. Cuando se advierten los signos iniciales del hematoma, se debe soltar el torniquete, retirar la aguja

y aplicar presión local (10 min, no dar masaje) e intentar la punción en el otro brazo<sup>6,22,44</sup>.

***Transfixión de la Vena:*** Es también causa de que no salga sangre; en este caso se retira la aguja un poco, se aspira suavemente para ver si entonces sale y, si esto falla, se repite la punción. Otra causa de que no salga sangre es la insuficiencia circulatoria, y la situación escapa entonces al dominio del técnico<sup>6,22,44</sup>.

***Síncope:*** Su mejor tratamiento es poner al paciente en decúbito, si no lo estaba ya, y darle atención medica inmediatamente. Puede sobrevenir una hemorragia persistente en los pacientes propensos a ella; el problema se resuelve aplicando una presión local<sup>6,22,44</sup>.

***Complicación Local Diferida o Tardía:*** Una trombosis de la vena se debe a veces a un traumatismo, especialmente después de varias punciones repetidas en el mismo lugar. En ocasiones la infección da lugar a tromboflebitis. Estas complicaciones son raras si se observan las precauciones y recomendaciones necesarias<sup>6,22,44</sup>.

***Complicaciones Generales Tardías:*** La hepatitis sérica, entre otras enfermedades, puede ser causada a partir de equipo contaminado. El empleo de agujas y jeringas desechables ha eliminado virtualmente esta fuente de transmisión<sup>6,22,44</sup>.

***Problemas Técnicos Frecuentes:*** En la recolección y elaboración de las muestras de sangre, se presentan dificultades que pueden ser evitadas al tomar las precauciones adecuadas. Aunque todos los tubos y jeringas deben estar químicamente limpios, en general el análisis químico no requiere tubos estériles. Sin embargo, no se debe suponer que un tubo estéril esté químicamente limpio. La limpieza química significa la ausencia de constituyentes potenciales orgánicos o inorgánicos, o ambos, que pueden alterar el resultado de un análisis químico<sup>6,22,44</sup>.

***Trasvase de Sangre:*** La sangre no se expulsa de la jeringa a través de la aguja ni debe fluir al tubo por el aire. No se agita para mezclarla con

anticoagulantes: esto ha de llevarse a cabo invirtiendo suavemente el tubo 6 u 8 veces. Si se agita la sangre sin anticoagulante la hemólisis es segura<sup>6,22,44</sup>.

***Separación de la Sangre:*** Es importante efectuarla enseguida; hay que evitar el contacto prolongado del suero o plasma con las células sanguíneas para reducir o eliminar la glucólisis o desplazamiento de los constituyentes de las células o ambos al suero o plasma<sup>6,22,44</sup>.

Ante estas y otras complicaciones, se recomienda que si no se obtiene sangre tras dos intentos, lo mejor es solicitar que lo haga otra persona<sup>22</sup>.

**¿Que Hacer si el Paciente Pierde el Conocimiento Durante el Procedimiento?.** Aunque son pocos los pacientes que se desmayan como consecuencia de la punción venosa, hay que tener en cuenta este peligro. Por lo que se debe tomar en cuenta lo siguiente<sup>6,7</sup>:

- Retire inmediatamente la aguja del lugar de la punción.
- Sostenga al paciente con fuerza para evitar que caiga y se golpee, y solicite ayuda.
- Coloque sobre la herida de la punción, un apósito, algodón o gasa con sostenida presión, para evitar que siga sangrando.
- Puede acostarse al paciente en el suelo o en una camilla y deben levantarse sus piernas (posición de trendelemburg).
- Coloque un algodón impregnado con alcohol frente a la nariz del paciente.
- Una vez que el paciente se encuentre recuperado, proporciónese un vaso con agua.
- Sumínístrele un poco de azúcar (verifique previamente que esta conducta no este contraindicada para el paciente). Puede rápidamente darle a comer o beber dextrosa que se utiliza en estudios de glucosa.
- Permita que el paciente tenga buena ventilación. Abra el cuello de su camisa y desajuste la corbata si es el caso.
- El paciente por si solo sabrá cuando podrá incorporarse.
- Si las circunstancias lo permiten, haga medición de la presión sanguínea.

## **Etapas Básicas en la Extracción de una Muestra de Sangre.**

**Identificación del Paciente:** El flebotomista (Químico, Técnico o Enfermera) debe asegurarse de que la muestra de sangre se extrae a la persona indicada en el impreso de petición de análisis. Los siguientes pasos constituyen un método para asegurar la identificación del paciente<sup>8,27,36</sup>.

**En la consulta externa**<sup>8,27,36</sup>:

- Pedir al paciente que diga su nombre completo y que lo deletree si es un nombre poco frecuente.
- Comparar este nombre con el que figura en el impreso de petición de análisis y en las etiquetas de los tubos.

**En el hospital**<sup>8,27,36</sup>

- Comparar su información con el nombre del paciente y el número de habitación que figuran en la puerta de su habitación. Al entrar en la habitación, identificarse ante el paciente y decirle que se ha venido a extraerle sangre para realizar algunas pruebas de laboratorio.
- Pedir al paciente que diga su nombre completo y que lo deletree si es poco frecuente. Si el paciente no puede contestar, preguntar a un familiar, si hay alguno presente. Si no, pedir a una enfermera que identifique al paciente.
- Comparar su información con la que figura en el brazalete de identificación del paciente.

**Comprobación de que el Paciente este en Ayunas.** El estado dietético puede ser importante según las magnitudes que deban medirse, por lo que muchas pruebas no requieren el ayuno, pero en algunas pruebas es necesario que el paciente esté en ayunas, que no haya ingerido alimento por lo menos 4 – 6 horas antes de la punción, o que elimine ciertos alimentos de su dieta antes de la extracción. La duración y el tipo de restricciones dietéticas varían con cada prueba. Estas restricciones son necesarias para asegurar unos resultados precisos de las pruebas. Por lo que es importante que se le den las instrucciones escritas y verbales por anticipado y verificar su cumplimiento antes de obtener la muestra. La misma consideración es válida para la ingestión de alcohol o el consumo de tabaco<sup>27,32,36</sup>.



***Comprobación si el Paciente está Bajo Tratamiento Farmacológico:***

Un problema mayor es la interferencia por medicamentos, ya que, los tratamientos con fármacos son causa de interpretación errónea de los resultados; por lo que cuando el paciente se encuentra bajo tratamiento farmacológico, debe suspenderse el o los medicamentos siempre que sea posible y con mayor razón si se conoce la capacidad de interferencia, esto debe ser por lo menos 48 hrs antes de la recolección de sangre<sup>23,27</sup>.

***Sosiego del Paciente:*** El estrés puede influir en el resultado de algunas mediciones; por lo tanto debe procurarse que el paciente esté cómodo y relajado en el momento de la extracción; es aconsejable que antes de la obtención del espécimen se siente o se acueste durante un periodo de 15 minutos por lo menos. El flebotomista debe ganarse la confianza del paciente y asegurarle que, aunque la punción venosa será ligeramente dolorosa, durará poco. Nunca debe decirse a los pacientes que no dolerá y debe advertírseles cuando la aguja penetra la piel para evitar que se asusten<sup>27,36</sup>.

***Colocación del Paciente en Posición Correcta:*** La posición del paciente debe tenerse en cuenta antes y durante la obtención del espécimen, ya que los componentes de este sistema biológico pueden verse afectados por la hemoconcentración y la hemodilución<sup>27,36</sup>.

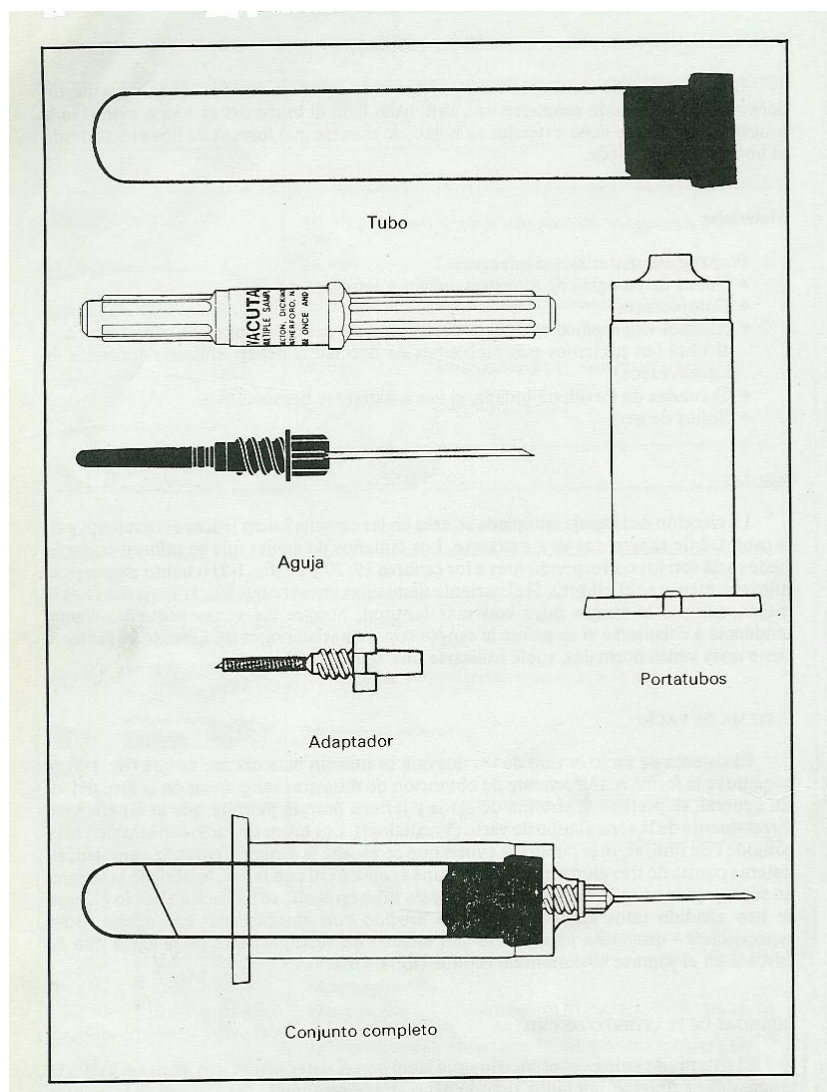
- Procedimiento para sentar al paciente. El paciente debe sentarse confortablemente en una silla , con su antebrazo colocado en un apoyabrazos inclinado, y el brazo extendido, de manera que forme una línea recta desde el hombro hasta la muñeca. El brazo debe apoyarse firmemente en el apoyabrazos y no debe estar doblado a nivel del codo<sup>27,36</sup>.
- Procedimiento para poner al paciente acostado. El paciente debe descansar sobre su espalda. Si se necesita un apoyo adicional, puede colocarse una almohada bajo el brazo del que va a extraerse la muestra. El paciente debe extender su brazo, de manera que forme una línea recta desde el hombro a la muñeca<sup>27,36</sup>.

**Instrumentos de Recolección de Muestras.** Las cantidades de los especímenes para estudios diagnósticos dependen del laboratorio, del equipo

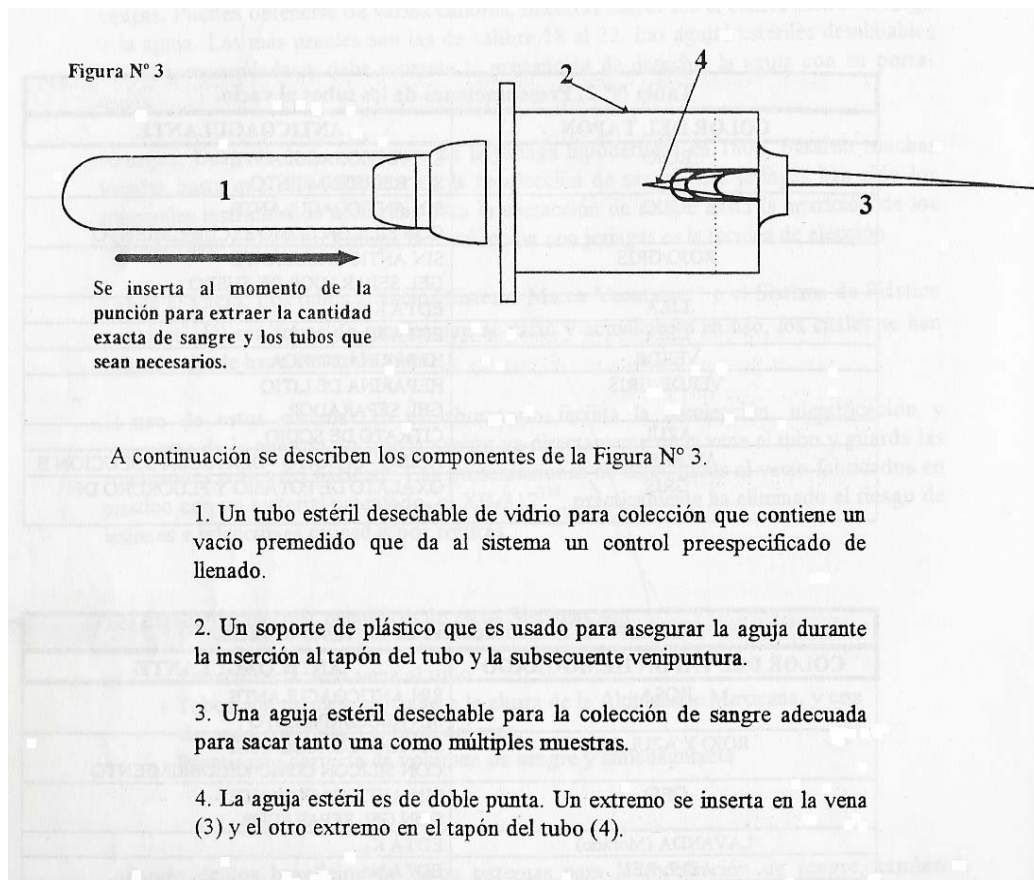
disponible y del tipo de examen. Por ejemplo algunos laboratorios usan sistemas analizadores automatizados que requieren una muestra de suero de 100 $\mu$ l; otros usan sistemas manuales en los que se necesitan un volumen mayor<sup>22</sup>.

La cantidad deseada es el factor que rige el método de obtención y el tipo de volumen del recipiente. Para evitar múltiples punciones venosas cuando se necesita extraer un volumen importante de sangre, para la realización de estudios hematológicos, inmunológicos, químicos y de coagulación, puede emplearse un sistema de intercambio de tubos o de toma múltiple como se muestra en las Figuras No. 2 y 3, con volumen opcional de toma y selección de aditivos<sup>22</sup>.

**Fig. No. 2. Sistema de vacío para la extracción de sangre<sup>36</sup>.**



**Fig. No. 3. Sistema de toma múltiple<sup>23</sup>**



**Torniquetes:** Cuando se obtiene un espécimen de sangre venosa se aplica comúnmente un torniquete para facilitar la venopuntura, Sirven muy bien para el caso el brazalete de un esfigmomanómetro o un tubo flexible de goma, como los que se muestran en el ANEXO No. 4. Los torniquetes deben de mantenerse limpios ya que con ellos se pueden acarrear agentes infecciosos. Los torniquetes manchados y los utilizados en pacientes infecciosos deben ser reemplazados<sup>5,6,23,44</sup>.

**Hisopos para la Limpieza:** El bajo costo de hisopos desechables empacados en forma individual conteniendo isopropanol al 70% (700 ml/l) deben sustituir a los recipientes que contienen torundas de algodón en alcohol al 70%. El uso de estos hisopos garantiza la asepsia del sitio de punción. Cuando se recolectan especímenes para determinación de alcohol, utilícense hisopos con cloruro de zafirán ( cloruro de benzalconio ), preparación no alcohólica para asepsia. Cuando el espécimen sea para estudios microbiológicos se emplean generalmente hisopos con yodo<sup>23</sup>.

**Tubos al Vacío:** La recolección con jeringas ha sido reemplazada en gran medida por el uso de tubos de vacío para recolección de muestras de sangre<sup>20</sup>. Los tubos al vacío (Sistema Marca Vacutainer® o Sistema de Plástico Venoject® II) son tubos de recolección al vacío y actualmente en uso, los cuales se han utilizado desde hace ya varios años<sup>23</sup>. Los tubos al vacío se fabrican para extraer volúmenes predeterminados de sangre en un sistema cerrado<sup>12</sup>.

El uso de estos sistemas en el laboratorio facilita la recolección, identificación y transporte de la muestra, ya que la sangre va directamente de la vena al tubo y guarda las condiciones reales del paciente. Las presentaciones de estos tubos al vacío fabricados en plástico con un material patentado, el XB-317™, prácticamente ha eliminado el riesgo de lesiones e infecciones causadas por roturas<sup>23</sup>.

Las características más peculiares de estos sistemas son<sup>11,20,23</sup>:

- ❑ Toma directa de la vena al tubo, ya que es un método seguro, pues las muestras pasan directamente al tubo ya rotulado.
- ❑ La unidad está pre-esterilizada de antemano por irradiación, y no requiere ninguna preparación.
- ❑ Los tubos pueden estar siliconados para reducir los riesgos de hemólisis y evitar que la sangre se adhiera a las paredes.
- ❑ Tubos con drenado ajustado a la altura de la Altiplanicie Mexicana, y con drenado controlado al nivel del mar.
- ❑ Existe gran variedad de tamaños de tubos, y del anticoagulante que contienen.
- ❑ No existe el peligro de que se rompan las jeringas.
- ❑ Proporción correcta de volumen de sangre y anticoagulante.
- ❑ No hace falta preparar anticoagulantes ni sus recipientes, o los rótulos del caso.

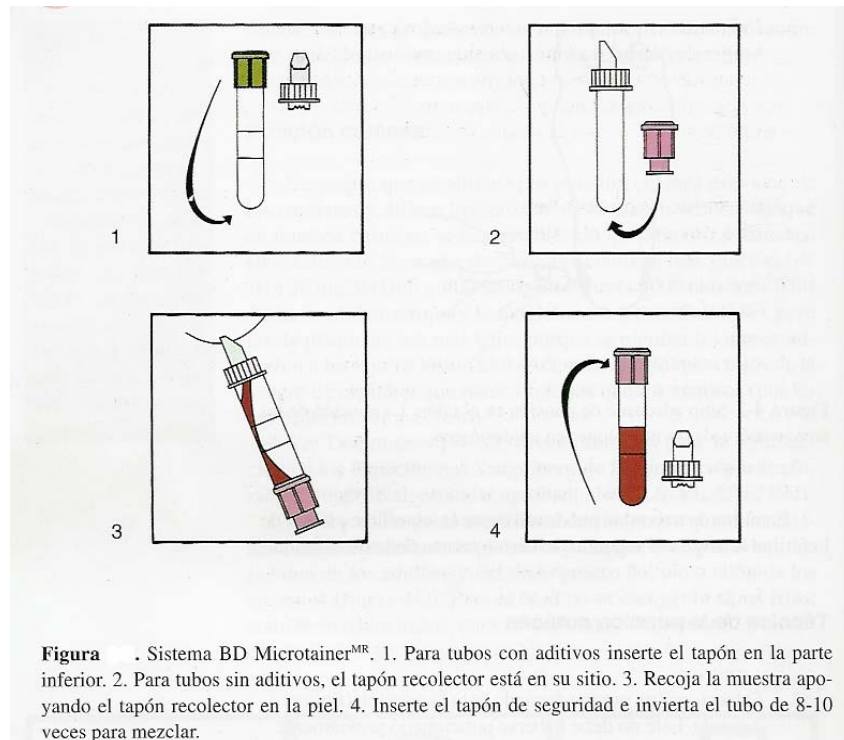
Los tubos del sistema de toma múltiple están preparados comercialmente con aditivos o sin ellos, además de estar siliconados para reducir los riesgos de hemólisis y evitar que la sangre se adhiera a las paredes del tubo y con suficiente vacío para extraer una cantidad prefijada de sangre (2 a 30 ml por tubo, siendo el de 10 ml el más comúnmente utilizado). Estos tubos vienen ahora preesterilizados por irradiación y están disponibles en una gran variedad de

tamaños. En las Tablas 9 y 10 y en el ANEXO No. 4 (recolección de sangre venosa), se citan algunos de los diferentes tubos para flebotomía<sup>20,22,23,52</sup>.

**Instrumentos para Microcolección:** El microanálisis de sangre obtenida de capilares reunida con micropipetas o tubos capilares permite la práctica de innumerables estudios hematológicos y técnicas corrientes en lactantes, niños y pacientes con quemaduras graves o venas de características inadecuadas. Las micropipetas permiten retener de 30 a 50  $\mu\text{l}$  de sangre completa. Los capilares de cristal tienen un volumen de 80 a 130  $\mu\text{l}$  de suero o plasma sanguíneo, en el comercio se obtienen capilares de vidrio con o sin anticoagulante. Después de realizada la punción en la piel, la sangre puede recolectarse por goteo en tubos pequeños o por acción capilar en tubos capilares<sup>22,23,48,52</sup>.

El caso de los Microtainers ver ANEXO No. 4 y Figura No. 4 (recolección de sangre capilar, tubos microtainer), la sangre pasa a un tubo pequeño de plástico a través de un tubo capilar. El tubo Microtainer que contiene EDTA está diseñado para recolección de sangre en hematología<sup>23</sup>.

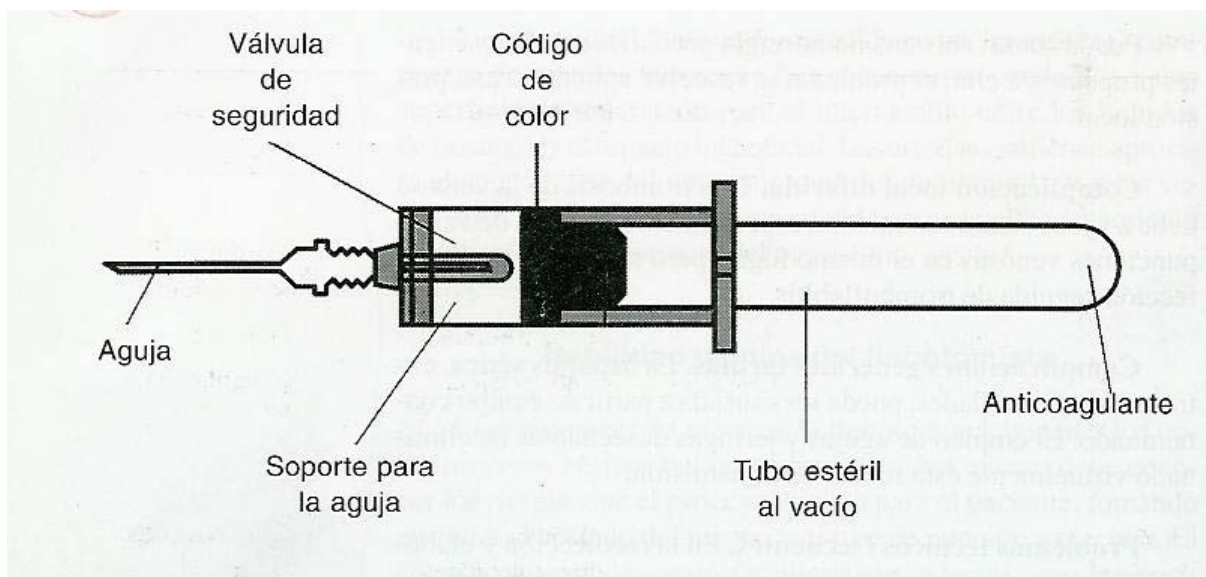
**FIG. No. 4. Sistema BD Microtainer para recolección de sangre capilar<sup>22</sup>.**



El B-D Microtainer separador de suero de sangre capilar y el colector total de sangre capilar (anticoagulada), (Becton-Dickinson & Co. , Rutherford, N.J.) proporcionan un método de colección, separación y almacenamiento de suero y plasma obtenidos de una muestra de sangre capilar. El dispositivo de recogida de suero contiene una silicona inerte, material que, después de la centrifugación, forma una barrera separadora entre el suero y los coágulos sanguíneos, y el dispositivo de colección de plasma contiene EDTA disódica. El primer tubo está marcado en 250 y 600  $\mu\text{l}$  como guía de llenado, y el segundo a los niveles de 250 y 300  $\mu\text{l}$  (ver FIG. No. 4)<sup>9</sup>.

**Sistema de Vacío:** El sistema de vacío es uno de los dos que se utilizan para extraer sangre, como lo muestra la Figura No. 5, y constituye la forma más frecuente de obtención de muestras sanguíneas en la actualidad. En general, se prefiere el sistema de aguja y tubo porque permite que la sangre pase directamente de la vena al tubo de vacío (Vacutainer). Los tubos de vacío son también más cómodos de utilizar, más baratos y evitan que se escape la sangre cuando se cambian. El sistema consta de tres elementos básicos: una aguja estéril con la que se obtiene la sangre, un soporte para asegurar la aguja y un tubo en el que se ha hecho el vacío y al que se le pueden añadir unos aditivos, todo ello medido con anterioridad<sup>12</sup>.

**Fig. No. 5. Sistema BD Vacutainer<sup>MR</sup> de toma múltiple<sup>22</sup>.**

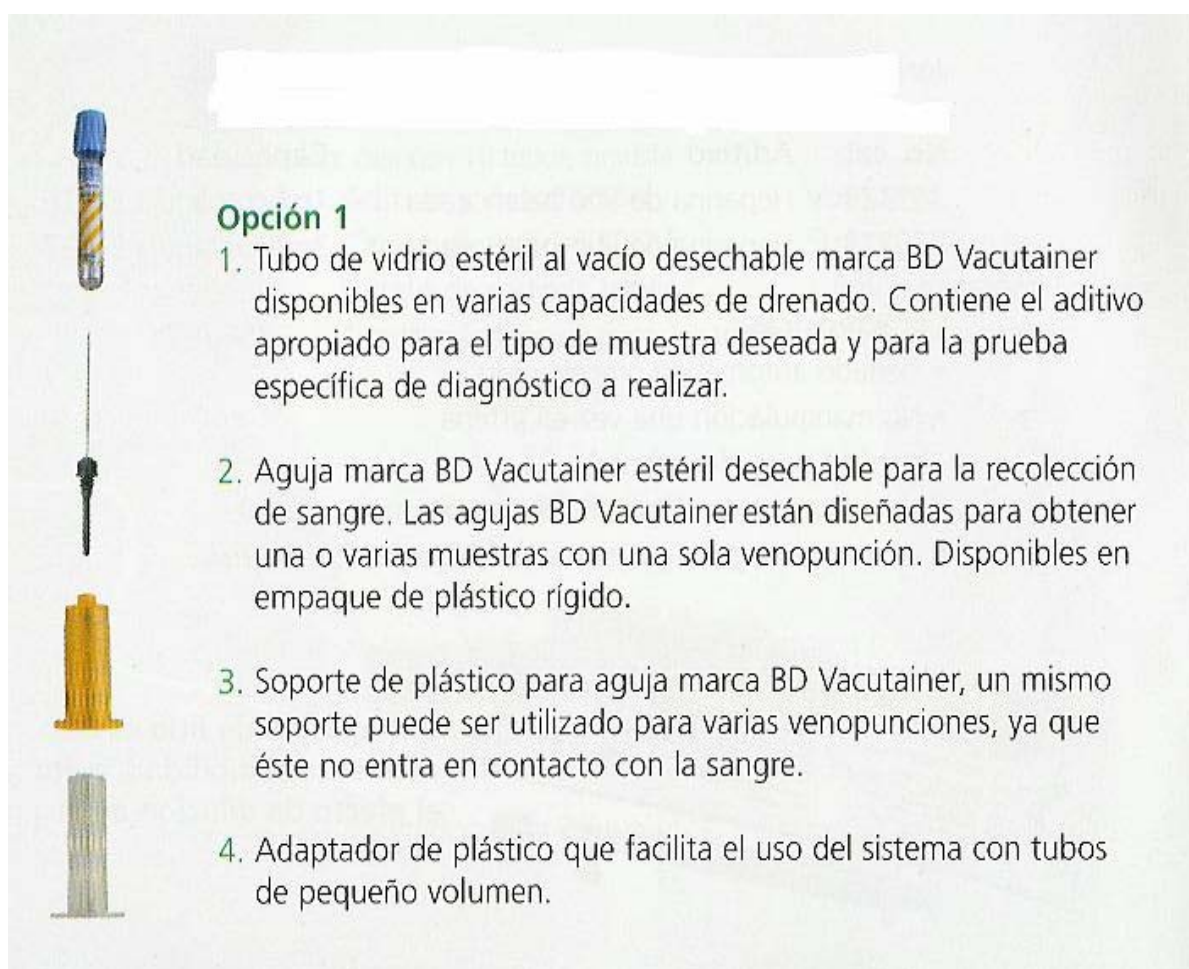




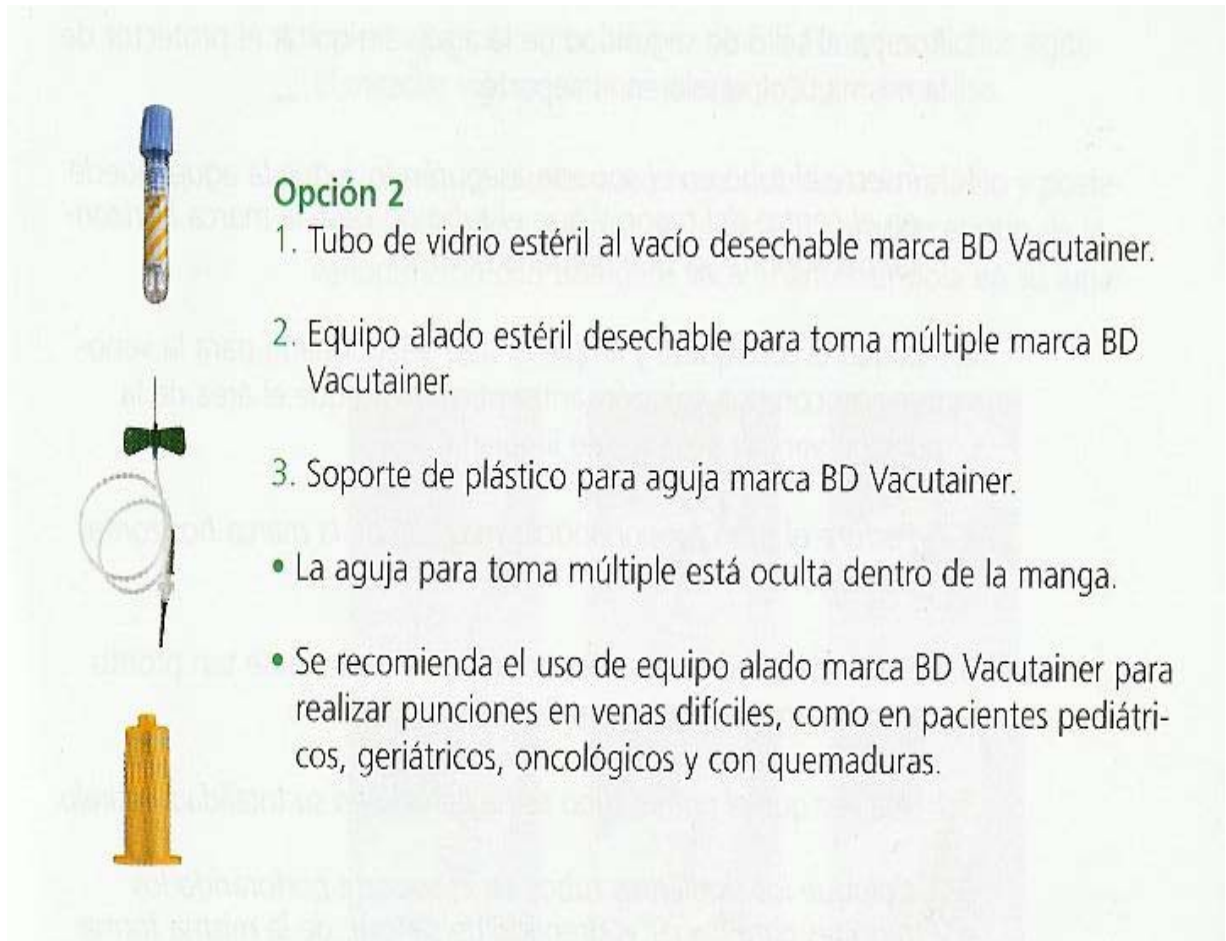
Las agujas están especialmente diseñadas para usarse con el tubo de vacío; la parte de la aguja que se enrosca en el soporte se denomina “cono”<sup>36</sup>. La aguja tiene dos puntas, una perfora el tapón o diafragma que sella el tubo y la otra se inserta en la vena. Con estos sistemas no hay transferencia de la jeringa al tubo y la sangre entra en contacto con el anticoagulante o preservativo inmediatamente que se colecta. La probabilidad de hemólisis y de formación de micro-coágulos se reduce y hay menos deterioro de sustancias metabólicamente lábiles<sup>12</sup>.

El sistema de recolección de sangre marca BD Vacutainer<sup>MR</sup> consta de tres componentes básicos, pero puede contar con dos opciones, las cuales se muestran en las Fig. No. 6 y 7<sup>1</sup>.

### Figura No. 6. SISTEMA DE RECOLECCIÓN MULTIPLE AL VACÍO Opción “1”<sup>71</sup>.



## Figura No. 7. SISTEMA DE RECOLECCIÓN MULTIPLE AL VACÍO Opción "2"<sup>71</sup>.











**Agujas:** La elección de la aguja apropiada se basa en las características físicas del paciente y en la cantidad de sangre que va a extraerse, por lo que las agujas deben elegirse de una longitud y de un calibre adecuados<sup>20,22,23, 36,44</sup>.

Los tamaños de agujas que se utilizan con más frecuencia son los correspondientes a los calibres 18, 19, 20, 21 y 22, como lo muestra la Figura. No. 8 y el ANEXO N° 4 (el número del calibre expresa el grosor de la aguja, cuando mayor es el número, menor es el calibre, también mientras mayor sea el calibre menor es el largo de la aguja, por lo que también cuanto más bajo sea el número, más gruesa será la aguja) <sup>20,22,23, 36,44</sup>.



**Fig. No. 8. Características de las agujas (A: adultos; N: niños)<sup>36</sup>.**

1. CONO			
Luer Record			(Grosso) Conicidad 6 % (Fino) Conicidad 10 %
2. LONGITUD			
			10, 13 y 16 mm Insulina, intradérmica, subcutánea (N)
			25 mm Subcutánea (A), extracción sangre (A, N)
			30 mm Intravenosa, intramuscular (A, N), extracción sangre (A), punción arterial (A,N)
			40 mm Intramuscular (A), extracción sangre (A)
			50 mm Intramuscular (A)
3. PARED			
Normal Fina			
4. BISEL			
Intra- dérmico		Intradérmica	
Normal		Subcutánea, intramuscular, intravenosa, arterial	
Corto		Intravenosa, arterial	
5. CALIBRE			
Calibre	mm	Color	
27G	0,40	Rojo	Insulina
26G	0,45	Marrón	
25G	0,50	Naranja	Intradérmica (A, N), subcutánea (N)
23G	0,60	Azul	
23G	0,70	Negro	Subcutánea (A), intravenosa (A, N), intramuscular (A, N)
21G	0,80	Verde	
20G	0,90	Amarillo	Intravenosa (A, N), intramuscular (A, N)
19G	1,10	Crema	
18G	1,20	Rosa	Intramuscular (A), intraarterial (A, N), extracción sangre (A, N)

Si el paciente tiene unas venas pequeñas la aguja del 21 es la mejor, aunque la sangre fluya con más lentitud, porque las venas pequeñas tienen tendencia a colapsarse si se extrae la sangre con demasiada rapidez. Cuando el paciente tiene unas venas normales, suele utilizarse una aguja del 20<sup>20,22,23, 36,44</sup>.

La longitud de la aguja dependerá de la profundidad de la vena seleccionada. La punta debe examinarse con sumo cuidado, pues si esta rota o torcida compromete el éxito de la punción y lastima al paciente<sup>20,22,23, 36,44</sup>.

La aguja recomendada para la mayoría de los pacientes es la de calibre 20, y las de calibre 21 o 22 para pacientes pediátricos y aquellos pacientes de venas pobres o traumatizadas, la utilización de agujas de otros calibres incrementa la posibilidad de hemólisis<sup>20,22,23, 36,44</sup>.

***Jeringas de Plástico o de Cristal:*** Después de la invención de la jeringa hipodérmica en 1800, pasaron muchas décadas hasta que ésta fue utilizada en la recolección de sangre, en la Figura. No. 9 se muestran los diferentes tipos de jeringas utilizados.

La toma de sangre puede lograrse por medio del método convencional de aguja y jeringa seguida de la transferencia de la sangre de la jeringa a un recipiente adecuado<sup>12</sup>.

Las jeringas han sido los principales instrumentos utilizados para la extracción de sangre hasta la aparición de los tubos al vacío en los años 40's<sup>20,22,23,36</sup>.

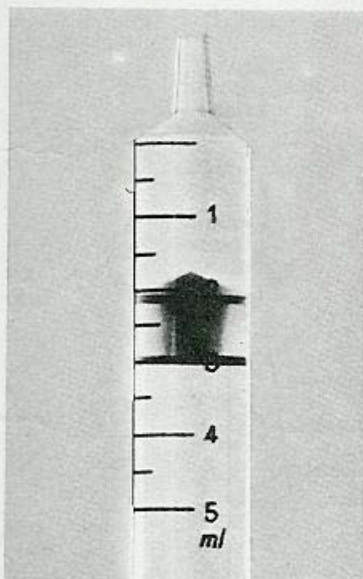
El sistema de jeringa es esencialmente igual que el sistema de vacío, pero sin vacío; la sangre debe extraerse, por tanto, tirando hacia atrás suavemente el émbolo de la jeringa. Las agujas están diseñadas para que encajen en este sistema tradicional y tienen un cono diferente, como se muestra en la Fig No. 9<sup>20,22,23,36</sup>.

Después de colocar la aguja en la jeringa, debe tirarse del embolo hacia atrás, para asegurarse de que este se mueve libremente y que la aguja no está taponada<sup>20,22,23,36</sup>.

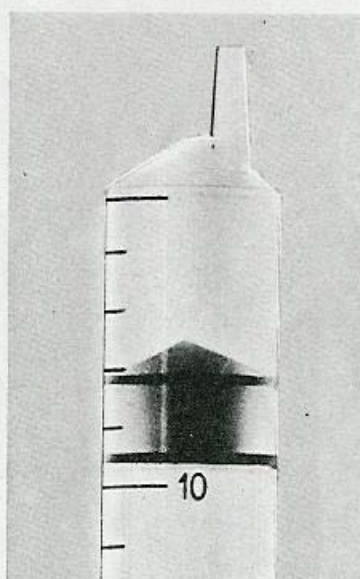
En general la jeringa sólo se utiliza cuando se va a extraer una muestra de sangre en personas con venas finas o de paredes frágiles, o que "ruedan"<sup>20,22,23,36</sup>.

**Fig. No. 9. Características de las jeringas<sup>36</sup>.**

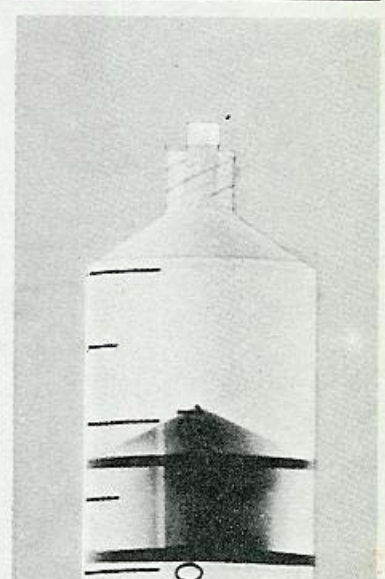
1. MATERIAL	<ul style="list-style-type: none"> <li>– Cristal</li> <li>– Plástico</li> </ul>
2. TIPO	<ul style="list-style-type: none"> <li>– Jeringa insulina</li> <li>– Jeringa tuberculina</li> <li>– Jeringa normal</li> <li>* Cono céntrico                             <ul style="list-style-type: none"> <li>– Record</li> <li>– Luer</li> <li>– Luer-Lok</li> <li>– Catéter</li> </ul> </li> <li>* Cono excéntrico                             <ul style="list-style-type: none"> <li>– Record</li> <li>– Luer</li> </ul> </li> <li>– Jeringa gases arteriales</li> </ul>
3. VOLUMEN	<ul style="list-style-type: none"> <li>2.5 mL, cono céntrico</li> <li>5 mL, cono céntrico</li> <li>10 mL, cono excéntrico</li> <li>20 mL, cono excéntrico</li> <li>30 mL, cono excéntrico</li> <li>50 mL, cono excéntrico</li> <li>50 mL, cono Luer-Lok céntrico</li> <li>50 mL, cono catéter</li> </ul>



Cono céntrico Luer



Cono excéntrico Luer



Cono céntrico Luer-Lok

## ***ZONAS DE RECOLECCIÓN O DE PUNCIÓN***

La sangre consta de plasma. En el que está, en suspensión los glóbulos rojos, los glóbulos blancos, las plaquetas, electrolitos, minerales, hormonas, etc. Estos constituyentes pueden sufrir modificaciones debidas a alteraciones en los órganos hematopoyéticos o en otros tejidos del cuerpo. Por tanto, es de gran importancia el análisis de sangre en todas las enfermedades<sup>34</sup>.

Si bien los análisis de sangre son, después de los de orina, los que con mayor frecuencia se realizan en el laboratorio, también son los más susceptibles de error. Si queremos que estas pruebas tengan valor para su interpretación en clínica, es muy importante utilizar instrumental bien limpio y seguir cuidadosamente la técnica adecuada, ya que para una labor hematológica exacta es requisito previo una muestra representativa de sangre y por lo tanto es esencial que la muestra sea obtenida con propiedad y cuidado<sup>35,34</sup>.

La recolección de sangre utilizada para análisis bioquímicos incluye tres procedimientos habituales: la punción venosa, punción arterial y la de punción en piel o cutánea. Para la mayoría de las pruebas, el sitio de la flebotomía no tiene importancia analítica o fisiológica, por lo que se utiliza en mayor cantidad la sangre venosa debido a lo sencillo de su operación u obtención<sup>20,22,23</sup>.

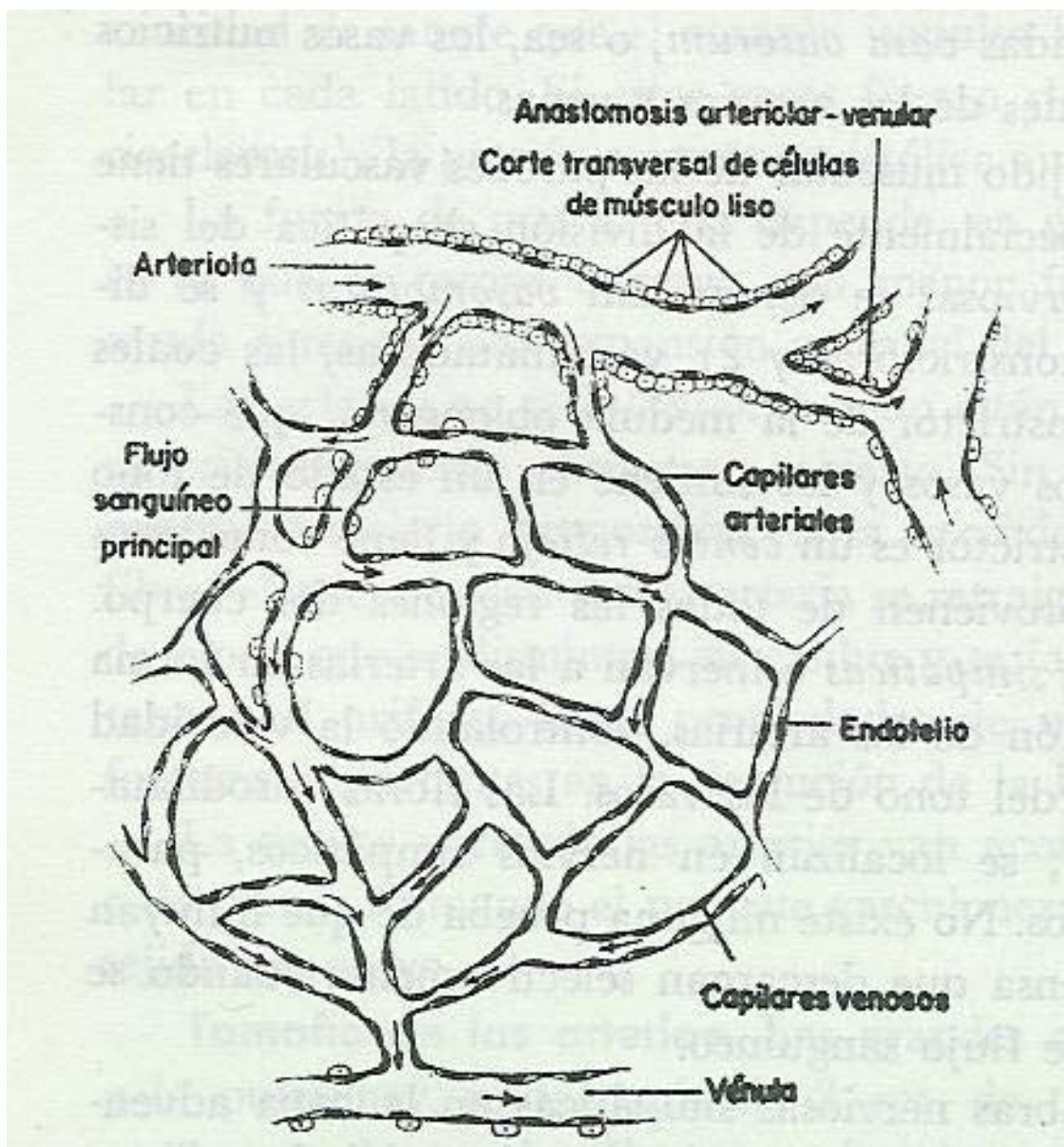
## **Obtención de Muestras de Sangre Capilar o Periférica.**

Los vasos sanguíneos más sencillos son los capilares, los cuales son tubos endoteliales extraordinariamente diminutos que tiene un diámetro medio de 7 a 9  $\mu\text{m}$  aproximadamente, como se muestra en la Figura. No. 10 y 11. Conectan las arteriolas o arterias más pequeñas con las vénulas, que son las venas más pequeñas<sup>2</sup>. Los capilares representan cuantitativamente, en su conjunto, la mayor parte del sistema vascular, esencial para el metabolismo y la respiración de los tejidos; son al mismo tiempo los segmentos de estructura más simple entre las vías periféricas<sup>1</sup>. El número y la densidad de los capilares varía de

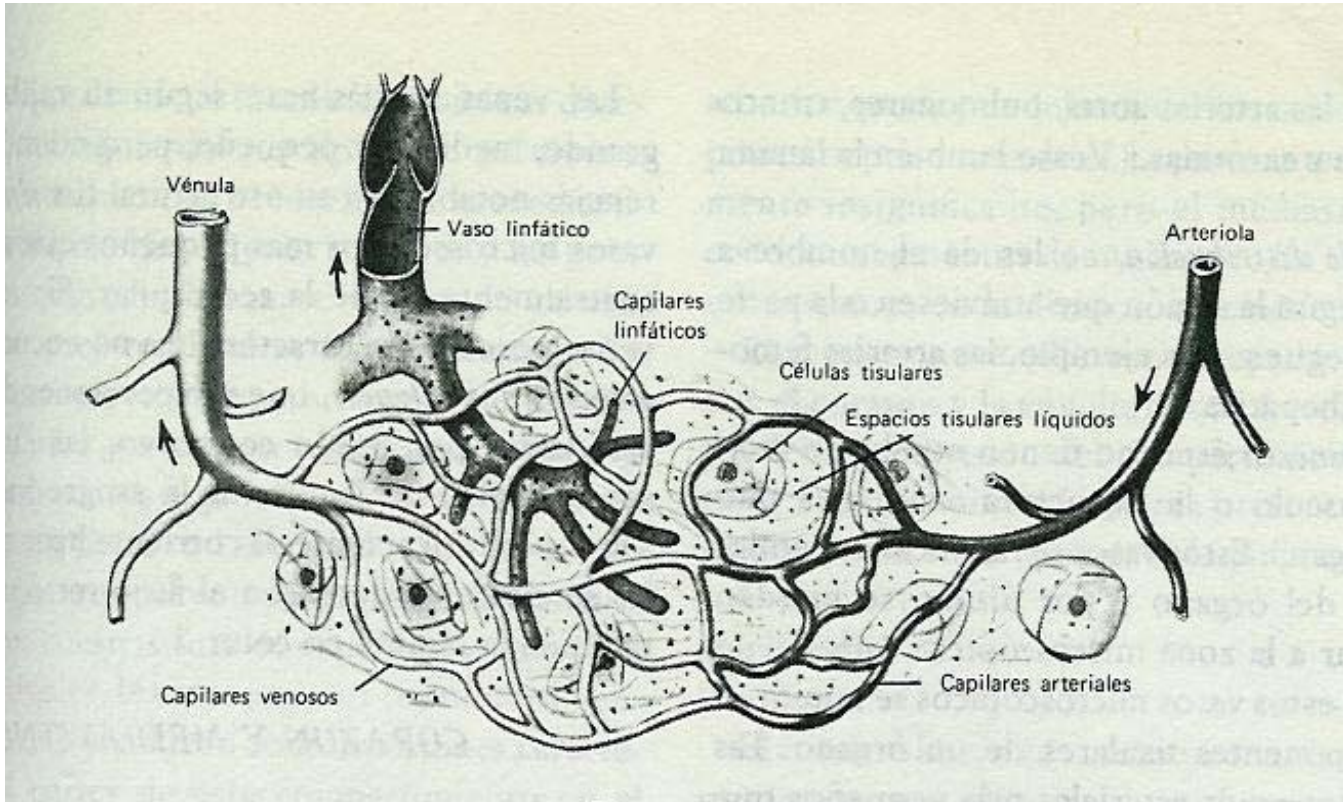


tejido a tejido en proporción directa con la actividad metabólica del tejido. Los tejidos con altos coeficientes de metabolismo y una gran necesidad de oxígeno pueden tener un capilar para cada unidad funcional<sup>3</sup>.

**Fig. No. 10. Estructura de un lecho capilar, que muestra la arteriola y la vénula<sup>2</sup>.**



**Fig. No. 11. Estructura de los capilares<sup>3</sup>.**

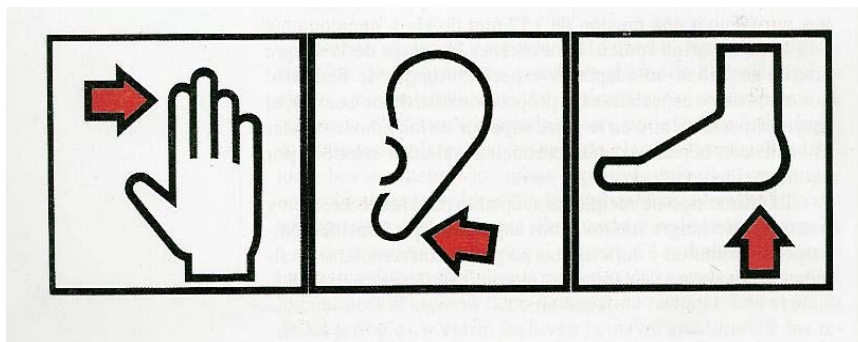


La sangre que se obtiene mediante punción de la piel se denomina sangre capilar y es una mezcla de la sangre de arteriolas y vénulas, principalmente. La sangre que se obtiene por punción cutánea proviene de los capilares y difiere ligeramente de la sangre venosa, la sangre capilar se obtiene de<sup>6,8,11,12,23,27,28,29,30,31,32,34,36,60</sup>:

- El lóbulo de la oreja, se debe puncionar el borde libre del lóbulo de la oreja, no el lateral, evitando la mejilla.
- La yema o pulpejo del segundo, tercero o cuarto dedo de la mano, en los adultos.
- La superficie lateral del dedo medio o anular preferiblemente.
- La superficie medial plantar del dedo gordo del pie.
- La superficie más lateral o más medial de la planta del pie.

Como lo muestra la Figura. No. 12.

**FIG. No. 12. Zonas de punción cutánea<sup>22</sup>.**



La obtención de un espécimen de sangre por punción cutánea obliga a puncionar la piel de la yema del dedo o del lóbulo de la oreja en los adultos. Suele ser más conveniente una punción en el dedo. No debe realizarse en una parte edematosa y congestionada, para el caso no se escogerán sitios pálidos, fríos, con edema, cianóticos e hinchados o inflamados, pues las muestras obtenidas serán inadecuadas ya que es esencial que la sangre fluya libremente para obtener resultados reproducibles que se puedan comparar con los de la sangre venosa<sup>6,8,11,12,22,23,27,28,29,30,31,32,34,36,48,60</sup>.

La obtención de sangre por punción cutánea es particularmente útil cuando<sup>11,12,23,27,28,30,32,34,36</sup>:

- La punción venosa constituye un riesgo para el paciente.
- No haya venas adecuadas accesibles.
- Las venas se reservan para la administración de agentes terapéuticos y aquellos sometidos a quimioterapias.
- El volumen de sangre requerido no justifica la punción venosa.
- Se necesitan muestras pequeñas de sangre arterial.

Este tipo de punción se aplica principalmente en circunstancias como:<sup>11,12,23,27,28,30,32,34,36</sup>

- Neonatos, lactantes y niños.
- Adultos con quemaduras severas o muy obesos; que estén en terapia intravenosa; que requieran monitoreo frecuente de compuestos en la sangre; que necesiten determinaciones de gases y pH sanguíneos.

La piel fría y cianótica es una fuente de errores, pues da falsas cifras altas de glóbulos rojos y blancos; esto se evita dando un masaje a la piel hasta que esté

rosada y caliente antes de la punción. Pero no se debe frotar con fuerza una vez realizada la punción, porque también puede provocar errores. Las punciones en los dedos pueden realizarse en los adultos, cumpliendo las siguientes normas<sup>6,8,11,12,23,27,28,29,30,31,32,34,36,60</sup>:

- ❖ Realizar las punciones de los dedos en el centro de la superficie palmar de la falange distal; no hacerlo en los lados, o en la punta del dedo, porque el espesor del tejido en estas áreas es aproximadamente la mitad que en el centro del dedo<sup>36</sup>.
- ❖ No pinchar a una profundidad mayor de 3,1 mm porque la distancia desde la superficie de la piel al hueso varía entre 3,1 mm y 10,9 mm <sup>36</sup>.

Generalmente la sangre de capilares contiene más glucosa y más leucocitos que la sangre venosa, además las cifras de glóbulos rojos y hemoglobina son más altos, pero las plaquetas son más bajas porque se pierden las que se adhieren a los tejidos lesionados. Además, los glóbulos rojos de la sangre de capilares son menos frágiles que los venosos (por tener estos un pH más bajo)<sup>11,22,60</sup>.

Hay diferencias importantes entre la composición de la sangre obtenida por punción cutánea y la que se obtiene de una punción venosa. La sangre de la llamada punción capilar es una mezcla de sangre de arteriolas y vénulas más que de capilares. La composición de esta mezcla, incluyendo la relación de eritrocitos plasma está determinada por varios factores<sup>12</sup>:

- ✓ La proporción de sangre arterial es mayor que la de sangre venosa porque la presión en las arteriolas es mayor que la de las vénulas<sup>12</sup>.
- ✓ La sangre venosa es más parecida a la sangre arterial en la piel que la venosa en otras partes del cuerpo<sup>12</sup>.
- ✓ La muestra de sangre de una punción cutánea contiene líquidos intersticiales e intracelulares<sup>12</sup>.
- ✓ El estado del flujo sanguíneo hacia la piel en el momento de la toma de la muestra<sup>12</sup>.

Estas diferencias deben considerarse al interpretar los resultados de determinaciones hematológicas y químicas<sup>12</sup>. La sangre capilar se emplea principalmente para la determinación de hemoglobina, recuento de elementos o células sanguíneas, tipificación de grupos sanguíneos, determinación de sangrado o para determinaciones microquímicas<sup>28</sup>.



Si un paciente está deshidratado o tiene mala circulación periférica por otras causas, por ejemplo, estado de choque, puede ser prácticamente imposible obtener una muestra representativa, especialmente por punción cutánea<sup>12</sup>.

***Preparación de la Zona de Punción.*** Antes de realizar la punción en la piel, hay que calentar la zona, ya que esto puede aumentar el flujo sanguíneo hasta unas siete veces. Debido a que este aumento se debe principalmente al flujo sanguíneo arterial, la muestra de sangre obtenida se denomina “punción cutánea de sangre arterializada”. Esta etapa de calentamiento es esencial para la obtención de resultados precisos cuando se recogen muestras para determinaciones sanguíneas de pH y gases. El método de calentamiento más simple y más barato consiste en cubrir la zona durante tres minutos con un paño húmedo caliente a una temperatura que no sea superior a los 42°C, lo que se consigue colocando una toalla seca bajo el grifo de agua caliente hasta que esté caliente, pero sin producir molestias a la persona que la sostiene. Esta técnica de calentamiento aumenta el flujo sanguíneo suficientemente, sin quemar la piel ni producir cambios significativos en las concentraciones de las sustancias que se miden rutinariamente en el laboratorio de bioquímica del hospital<sup>11,27,36</sup>.

***Tubos para la Recolección de la Muestra.*** En una punción cutánea puede recogerse la sangre por capilaridad en un tubo capilar o gota a gota en un tubo pequeño de ensayo. Existen tubos capilares disponibles con distintos diámetros internos y capacidades, dependiendo la utilización de tubos heparinizados o no heparinizados de si se desea plasma o suero, como los que se muestran en el ANEXO No. 4 (tubos para recolección de sangre) <sup>36</sup>.

Un producto relativamente nuevo para la recogida de este tipo de muestras consiste en un pequeño tubo de plástico, con un tubo capilar que forma parte de la tapa, esto permite recoger la muestra por capilaridad y disponer de un cierto volumen de muestra en un solo recipiente. Después de la recogida, se quita el tapón que contiene el tubo capilar y el tubo de plástico se tapa y se centrifuga. Algunos tubos contienen un separador de suero, de forma que una vez centrifugada la sangre, puede decantarse el suero directamente a otro tubo (VER FIGURA No. 6 y ANEXO No. 4 (recolección de sangre capilar)<sup>36</sup>.

**Material Necesario para la Punción:** El equipo consiste en gasas o torundas secas y con alcohol isopropílico al 70% y una lanceta esterilizada desechable para sangre, como las mostradas en el ANEXO No. 4 (recolección de sangre capilar), que está diseñada para penetrar sin llegar más allá de 3 mm<sup>28,6</sup>.

**Procedimiento de la Técnica para la Punción Cutánea**<sup>6,9,11,12,22,27,28,29,31,34,35,36,44,59,60</sup>.

1. Seleccionar un punto adecuado para la punción. Éste no debe haberse puncionado previamente. Son posibles muchos errores o variables de la muestra con la sangre capilar.
2. Calentar la zona de punción con una compresa húmeda (42°C), con ello se aumenta el flujo de sangre a través de las arteriolas y capilares y se consigue que la sangre tenga un mayor componente arterial, particularmente útil en las determinaciones de pH y gasometrías.
3. Limpie la zona frotando con fuerza el sitio elegido para la punción cutánea con torundas saturadas con una solución acuosa de alcohol isopropílico al 70%, para quitar la suciedad y el detrito epitelial y para aumentar la circulación de la sangre.
4. A continuación, después de limpiarla, hay que secar la piel completamente con una compresa de gasa estéril antes de efectuar la punción, o dejarla secar al aire, porque cualquier residuo de alcohol producirá una hemólisis rápida de la sangre con la que entre en contacto. El uso de yodo povidone (por ejemplo, Betadina) eleva falsamente los niveles de fosfatos y uratos.
5. Cuando la piel esté seca, se efectúa una punción de 2 a 3 mm, esta punción se lleva a cabo con una lanceta estéril. La punción ha de ser firme y rápida, realizando un único movimiento con el instrumento, pero controlando la profundidad y el punto de introducción, con el uso de una lanceta la punción ocasiona escaso dolor. La porción a puncionar no debe estar edematosa, fría o cianótica.
6. Desechar la primera o las dos primeras gotas de sangre limpiándolas con una gasa estéril porque contiene líquido tisular o jugos hísticos. Regule el flujo de sangre mediante presión con el pulgar. No realizar maniobras de “ordeñar”, ya que se puede hemolizar la muestra e introducir en ella un

exceso de líquido hístico, además debe evitarse una presión indebida o la compresión pues ocasionaría que se diluya en los líquidos de los tejidos, aunque es permisible una presión moderada a alguna distancia por encima del punto de punción. La sangre debe fluir libremente, si no se obtiene sangre fluyendo libre es preferible repetir la punción.

7. Recoja la muestra en un recipiente adecuado. Un método alternativo es el de microtubos recolectores.
8. Si la muestra se recolectó en tubos capilares con anticoagulante, deben ser tapadas inmediatamente sellándose los extremos introduciéndolos en plastilina, e invertir suavemente por lo menos diez veces (si no hay otra indicación) para evitar la coagulación.
9. La sangre para la determinación de micro-hematocrito se colecta en tubos capilares heparinizados. Llenar por lo menos dos terceras partes del tubo para obtener resultados exactos.
10. Etiquetar el recipiente de la muestra con los datos del paciente.
11. Indicar en el informe que los resultados corresponden a sangre de punción cutánea, considerando que existen algunas diferencias en las concentraciones de glucosa, potasio, proteínas totales y calcio, entre el suero de este tipo de sangre y el de la sangre venosa.
12. No debe utilizarse la povidona yodada (Betadine) para limpiar la piel de estas áreas porque si la sangre se contamina puede mostrar niveles artificialmente elevados de potasio, fósforo, ácido úrico y bilirrubina.

El recuento de leucocitos disminuye con cada sucesiva gota de sangre y la tercera gota es la que más se aproxima a la concentración venosa. La primera o segunda gota debe usarse para el recuento de plaquetas. En el recuento de plaquetas es indispensable que la sangre fluya libremente para evitar el agrupamiento o agregación plaquetaria, debido a que tiende a bajar en las subsiguientes gotas de sangre, a menos que fluya libre en forma desusada<sup>6,35</sup>.

**Identificación de las Muestras.** Los recipientes para la recogida de las muestras de sangre por punción cutánea, como los tubos capilares, o los tubos de ensayo pequeños, son normalmente demasiado pequeños como para que cada uno pueda llevar su etiqueta por separado. Para evitar los errores de identificación, pueden envolverse varios tubos pequeños sellados con una sola

etiqueta adhesiva (como una bandera) o colocar varios tubos capilares de un mismo paciente en un tubo grande que lleva la identificación. Las etiquetas deben llevar inscrito el nombre del paciente, el número de hospital, la localización dentro del hospital y la fecha y hora de la extracción<sup>12,36</sup>.

### ***Ventajas de los Especímenes Obtenidos por Punción Cutánea<sup>5,9,22,35,44</sup>.***

- 1) Son relativamente fáciles de obtener.
- 2) Es la forma preferida de sangre para los frotis sanguíneos.
- 3) Requiere menos habilidad y equipo.
- 4) Es el método de elección en pacientes pediátricos, especialmente en lactantes. La excesiva cantidad de sangre extraída mediante venopunciones repetidas puede provocar anemia, sobre todo en niños prematuros. Por otra parte, la venopunción en venas profundas en pacientes pediátricos también puede condicionar ocasionalmente:
  - a) Paro cardíaco.
  - b) Hemorragia.
  - c) Trombosis.
  - d) Constricción venosa seguida de gangrena.
  - e) Lesión de órganos o tejidos puncionados accidentalmente.
  - f) Infección.
- 5) La punción cutánea resulta útil en adultos aquejados de:
  - a. Obesidad.
  - b. Quemaduras graves.
  - c. Tendencia trombótica.

Este tipo de punción suele utilizarse en pacientes geriátricos.

### ***Desventajas de los Especímenes Obtenidos por Punción Cutánea<sup>5,9,22,31</sup>.***

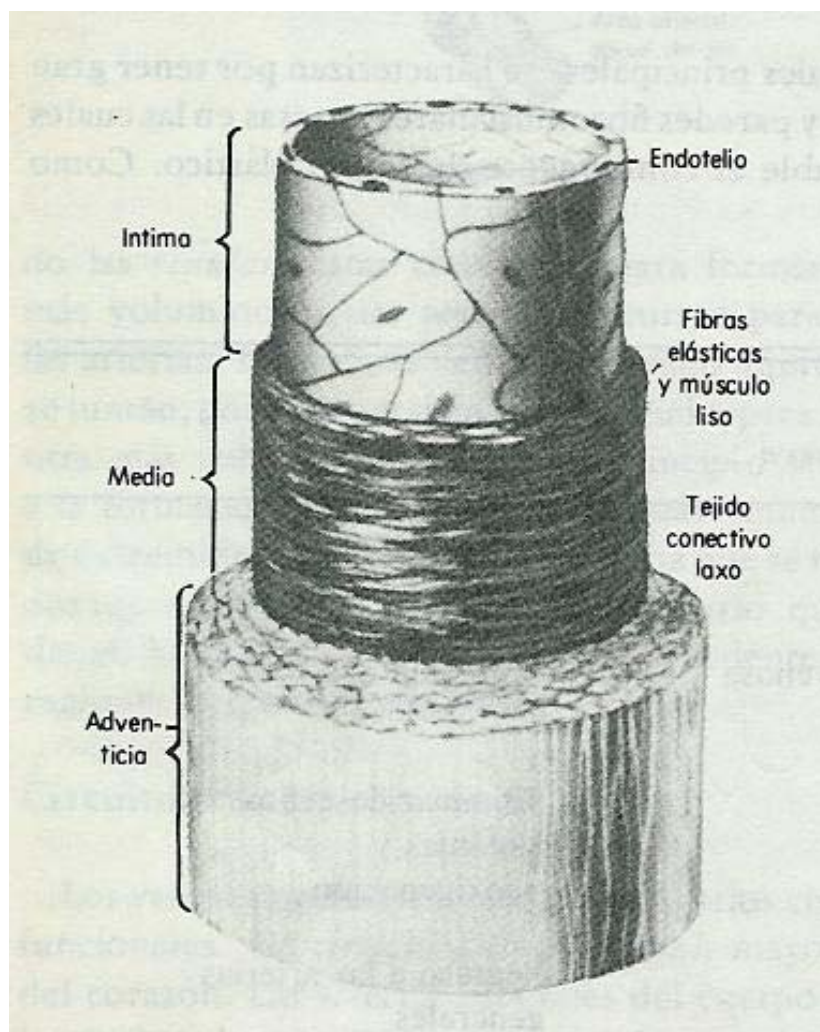
1. Sólo puede obtenerse una pequeña cantidad de sangre, y por lo tanto no pueden hacerse determinaciones repetidas sin volver a puncionar la piel.
2. La sangre recolectada en microtubos tiende a hemolizarse (o se coagula) y la obtención lleva mucho tiempo. Sin embargo, esta alternativa se puede emplear usando los microtubos adecuadamente.

3. Los resultados obtenidos en pruebas con sangre capilar no pueden ser comparados con los resultados de las pruebas con sangre venosa.
4. El dedo no sólo es delicado sino difícil de esterilizar adecuadamente en el tiempo disponible. En pacientes con resistencia disminuida a la infección (aquellos con leucemia, agranulocitosis, uremia, diabetes y enfermedades con deficiencias inmunológicas) una muestra tomada en el dedo es mucho más probable que conduzca a una infección, que otra tomada del brazo. Si es necesaria una muestra de sangre capilar para estos individuos, el agente desinfectante debe permanecer en contacto con la piel por lo menos de 7 a 10 minutos. El alcohol no es bactericida; en los pacientes leucémicos el agente limpiador preferido es povidona yodada (Betadine). Si se utiliza Betadine, se frota la piel, se deja secar (esto puede tomar unos minutos) y entonces se limpia con alcohol y se seca con una gasa estéril.
5. El recuento de eritrocitos, glóbulos blancos, plaquetas y reticulocitos no debe realizarse en sangre capilar debido a la difícil estandarización del flujo sanguíneo capilar.

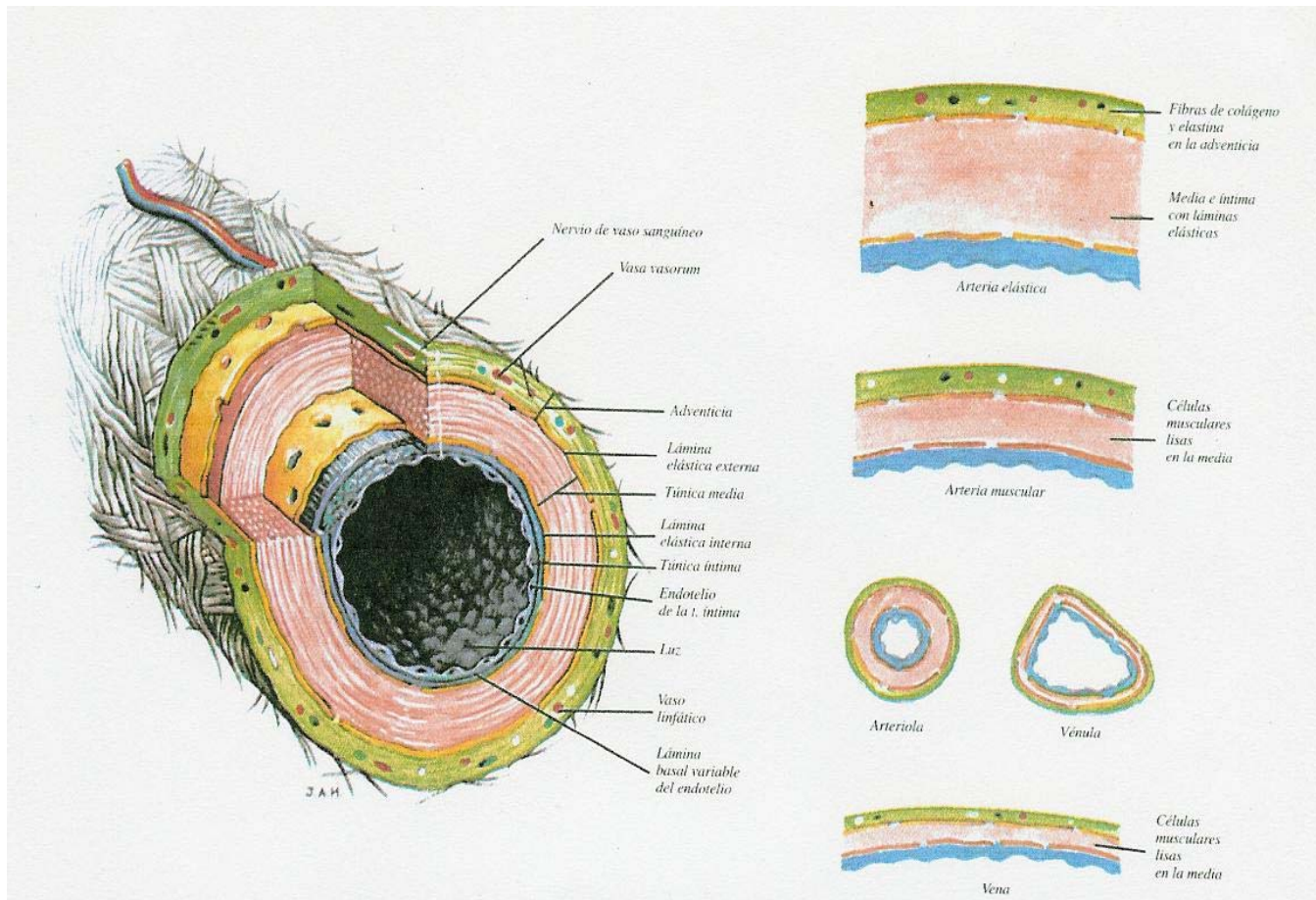
# Obtención de Muestras de Sangre Venosa.

Las venas se forman por la unión de los capilares y conducen la sangre al corazón. La estructura de las venas es parecida a la de las arterias; tienen tres capas 1). Un revestimiento endotelial interno, 2). Una capa muscular media y 3). Una capa externa de tejido conectivo o areolar, como lo muestran las Figuras No. 13 y 14. Las venas comienzan por pequeñas ramas llamadas *vénulas* que al principio apenas se distinguen de los capilares y que se unen entre si para formar vasos cada vez mayores<sup>2</sup>.

Fig. No.14. Estructura de las venas<sup>3</sup>.



**Fig. No. 13. Estructura de las venas<sup>70</sup>.**



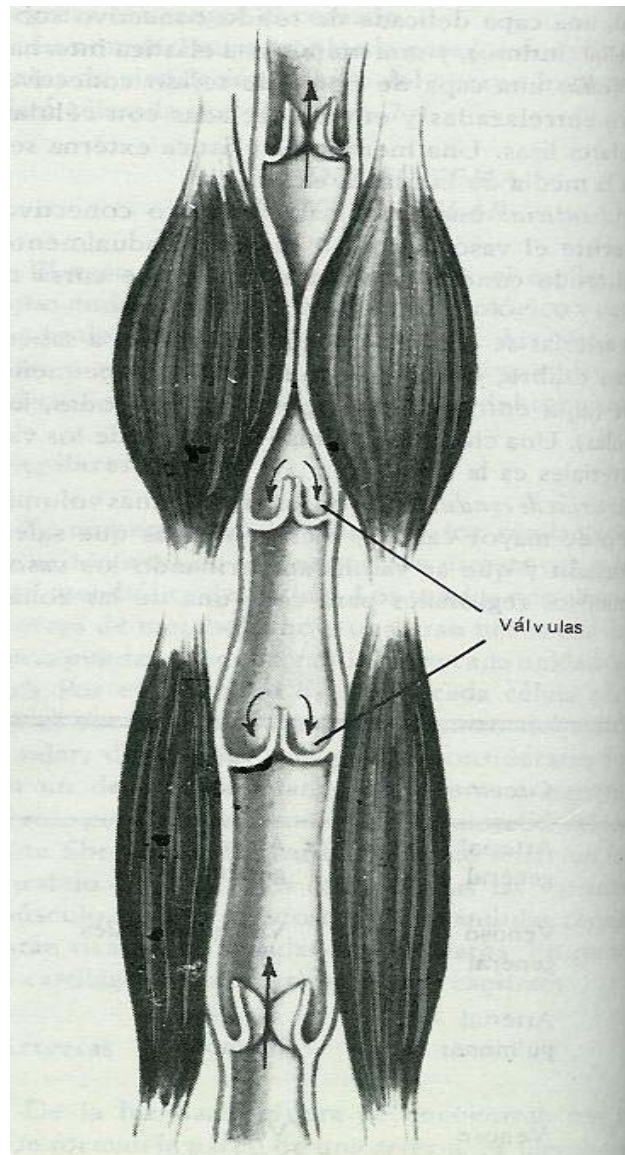
Las principales diferencias entre las venas y las arterias son<sup>2</sup>:

- 1) Hay mayor cantidad de venas que de arterias.
- 2) La capa media no está muy bien desarrollada y no es tan elástica en la venas.
- 3) Las venas son mucho más grandes que las arterias.
- 4) Las venas están provistas de válvulas (ver FIG. No. 15), ya sea en cualquier sitio de su pared o bien en su desembocadura, lo que constituye un obstáculo para que la sangre no circule en sentido inverso.
- 5) Las paredes de las venas son mucho más delgadas que las de las arterias, por lo que tienden a colapsarse cuando no están llenas de sangre<sup>2</sup>.



En general el diámetro de todas las venas que regresan la sangre de cualquier órgano es cuando menos, el doble del diámetro de las arterias que llevan sangre a dicho órgano<sup>2</sup>.

**Fig. No. 15. Estructuras de las Válvulas en las venas<sup>3</sup>.**



Las venas han adquirido importancia en la práctica médica moderna por dos razones: son fuente importante de sangre para un número cada vez mayor de análisis en sangre y como vía de introducción de agentes terapéuticos, entre ellos la sangre misma<sup>11,22,61</sup>.



La vena que se intente puncionar debe conservarse para innumerables usos futuros; ya que hasta la vida del paciente depende en ocasiones de la disponibilidad de una vena<sup>22,61</sup>.

La sangre venosa es necesaria para la mayoría de las pruebas que requieren anticoagulación o cantidades mayores de sangre, plasma o suero de las que podría proporcionar la sangre capilar<sup>9</sup>. La punción venosa es en la mayoría de los casos un procedimiento relativamente simple. Los hematomas o las equimosis suelen poner de manifiesto una técnica o criterio deficiente de la persona que la efectúa<sup>2,6</sup>.

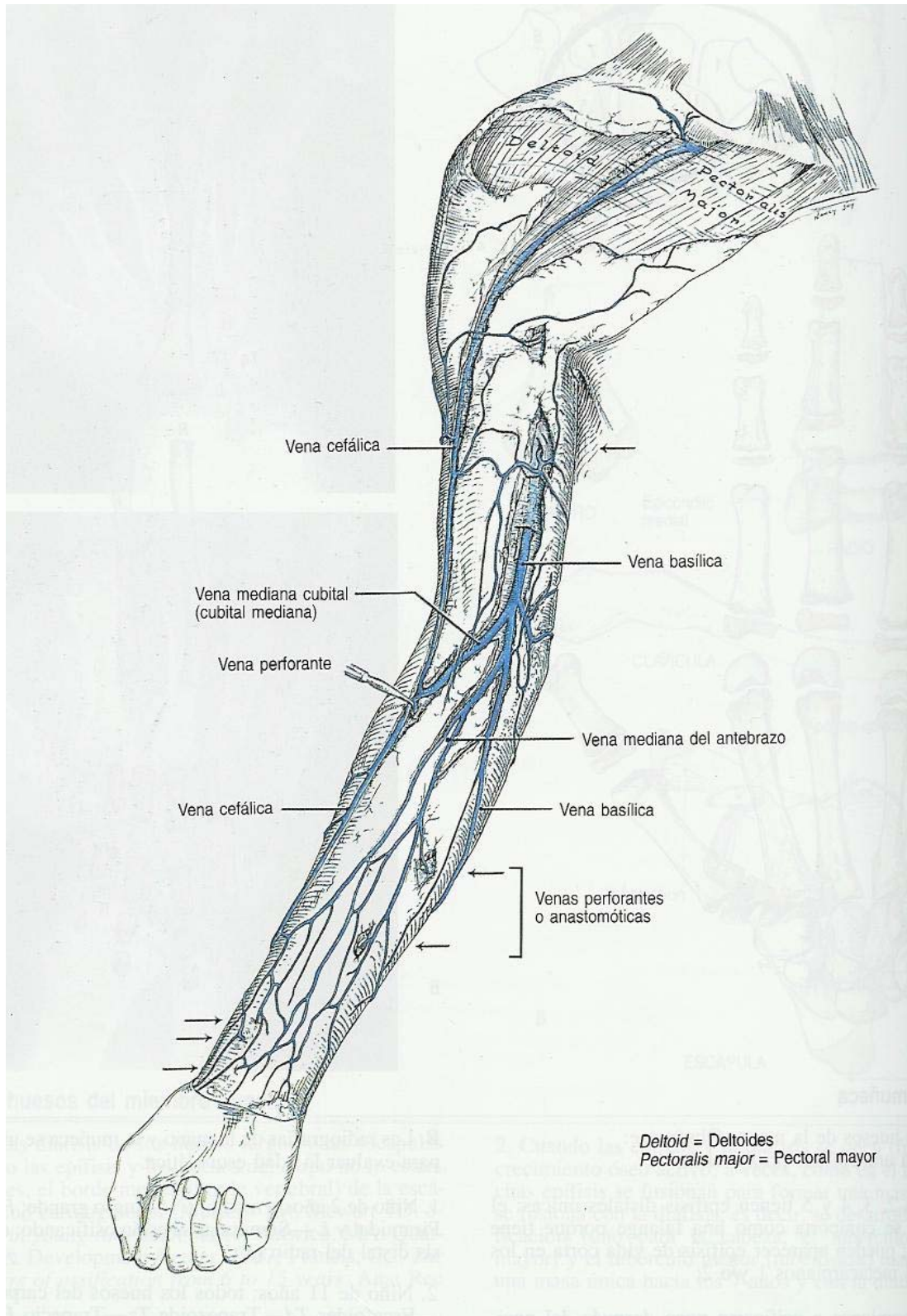
Unas pocas palabras bien elegidas servirán para tranquilizar al enfermo. La autoconfianza y seguridad del técnico contribuirán a establecer la relación adecuada. El paciente debe estar en una posición confortable, con el brazo accesible al técnico. Los enfermos ambulatorios deben ser sentados cómodamente, con preferencia en una silla provista con un brazo que permita un apoyo firme<sup>6,11</sup>.

***Selección del Sitio de la Vena Donde se va a Realizar la Punción.*** La mayoría de los procedimientos de punción venosa en adultos utilizan las venas situadas en el pliegue del codo del brazo, como lo muestra la Fig. No. 16<sup>8,11,22,27,28,29,31,36,48</sup>.

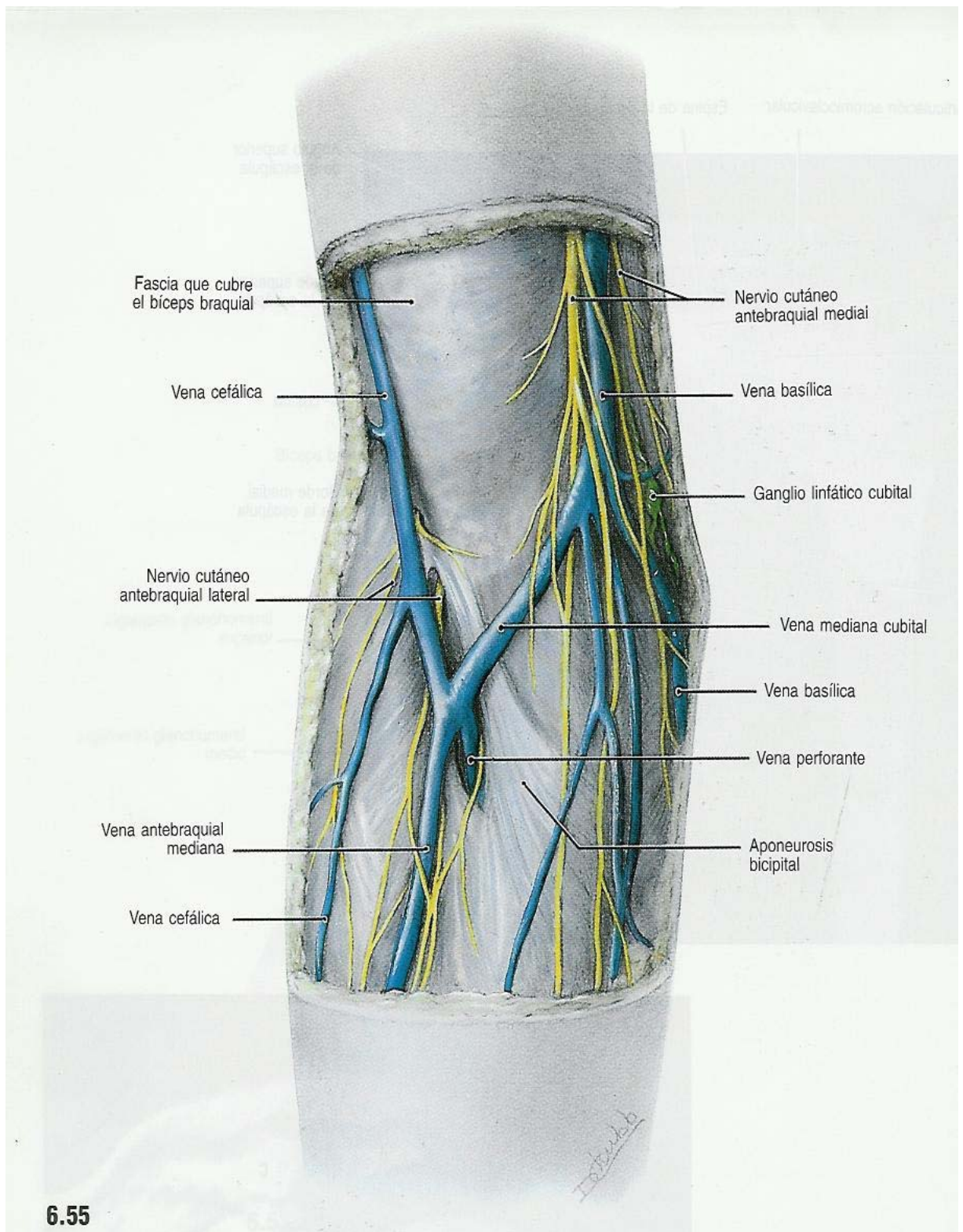
Al seleccionar el sitio de punción, existen varias venas en el brazo que pueden utilizarse; sin embargo<sup>12</sup>, la vena cubital media o mediana cubital del codo, como se muestra en la Fig. No. 17, es la que se utiliza con más frecuencia, porque es grande, está cercana a la piel y es la menos dolorosa para el paciente, si no puede hacerse la punción en esta vena, puede utilizarse la vena cefálica o la basílica, como se muestra en la Fig. No. 17<sup>8,11,22,27,28,29,31,36,48</sup>.

En estas venas, sin embargo, la sangre fluye con más lentitud y además, tienen tendencia a magullarse y a rodar más fácilmente, también pueden utilizarse las venas de la muñeca y del dorso de la mano, como lo muestra la Fig. No. 18, y del tobillo para la punción venosa, como lo muestra la Fig. No. 19 y 20<sup>8,11,22,27,28,29,31,36,48</sup>.

**FIG. No.16. Zonas de punción venosa (venas superficiales del miembro superior) <sup>21</sup>**

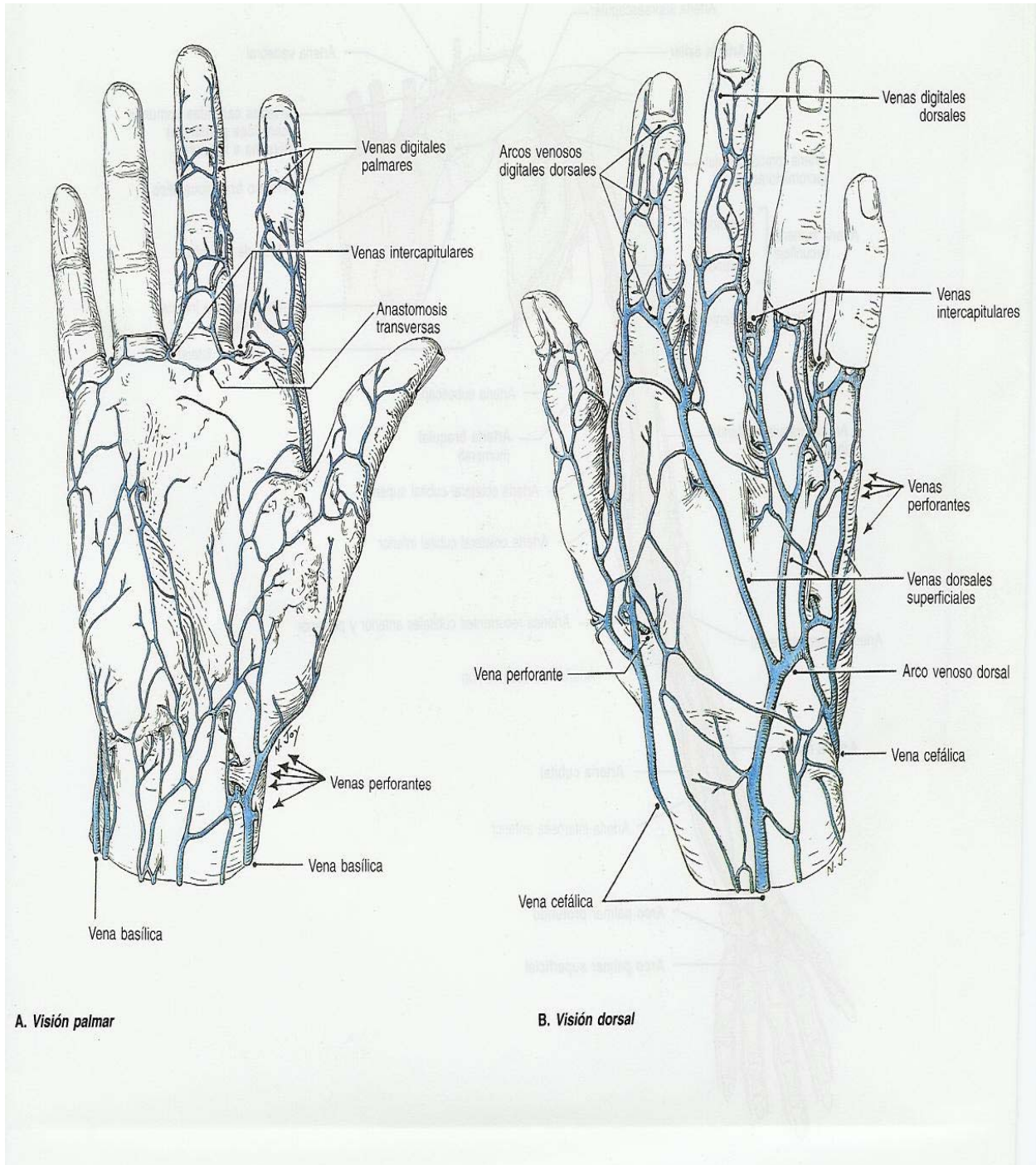


**FIG. No. 17. Zonas de punción venosa (cara anterior del codo, estructuras superficiales)<sup>21</sup>.**

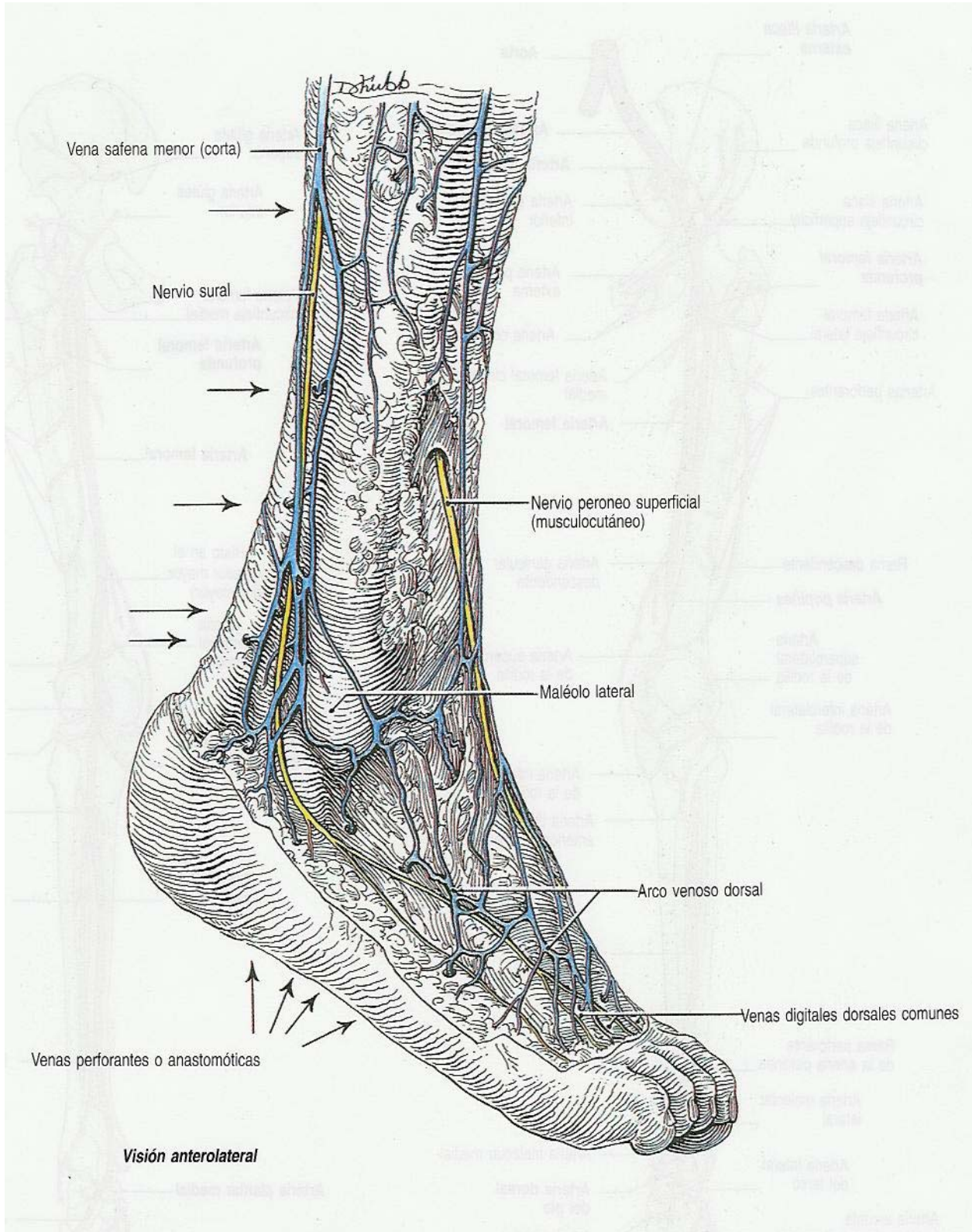




**FIG. No. 18. Zonas de punción venosa (venas superficiales de la mano) <sup>21</sup>.**

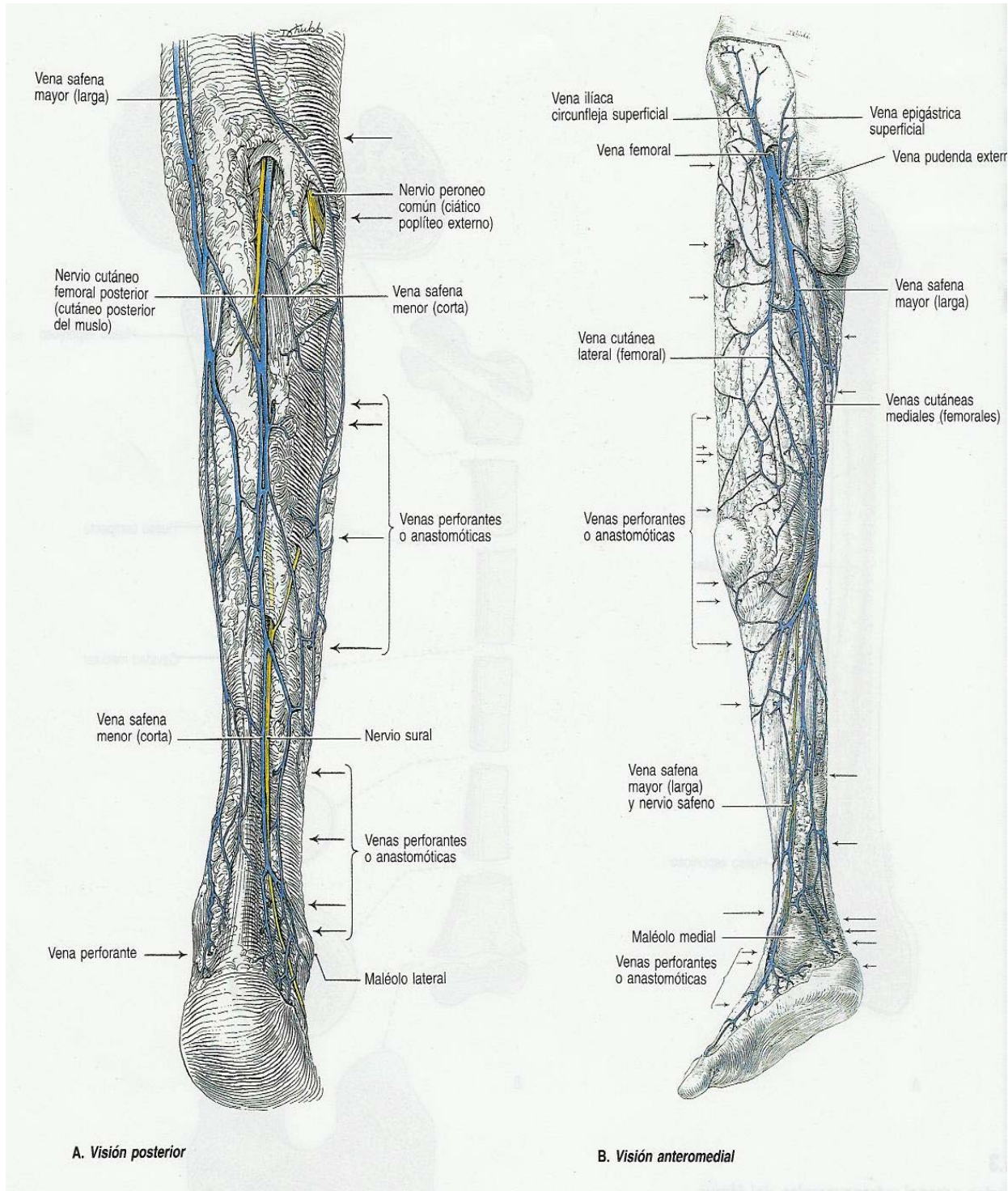


**FIG. No. 19. Zonas de punción venosa (venas superficiales del tobillo y el dorso del pie)<sup>21</sup>.**





**FIG. No. 20. Zonas de punción venosa (venas superficiales del miembro inferior)<sup>21</sup>.**



Antes de intentar extraer sangre de las venas del tobillo o del pie, debe consultarse con la enfermera de la unidad o con el médico. Estos lugares no pueden utilizarse en pacientes con diabetes o con problemas cardiovasculares o circulatorios<sup>36</sup>.

Muchos hospitales utilizan unas tiras especiales de identificación que indican la necesidad de un uso restringido de las venas para extracción de sangre, como en los casos en los que se espera tener que hacer una terapia intravenosa o insertar una cánula<sup>36</sup>.

El sitio de punción debe escogerse cuidadosamente evitando áreas de hematoma o de cicatrización extensa. Una muestra tomada del costado en que se haya realizado una mastectomía reciente, probablemente no es representativa debido a la linfoestasia y no se deben tomar muestras de un brazo que se esté utilizando para venoclisis intravenosa, ya que probablemente haya hemodilución<sup>12</sup>.

### ***Factores que Influyen en la Elección del Lugar<sup>36</sup>***

- *Cicatrices extensas.* Deben evitarse las áreas donde haya quemaduras antiguas.
- *Mastectomía.* A causa de la linfoestasia, las muestras que se toman del lado en el que se ha practicado la mastectomía pueden no ser representativas.
- *Hematomas.* Las muestras obtenidas en una zona con hematomas pueden dar lugar a resultados erróneos. Si no hay lugar disponible en otra vena, debe obtenerse la muestra del segmento de la vena distal al hematoma.
- *Terapia intravenosa.* En estos casos deben extraerse las muestras del brazo opuesto; si no es posible, debe seguirse el procedimiento descrito en el apartado de “situaciones especiales”.

Los pacientes que tienen venas difíciles presentan problemas para la obtención de sangre. Los siguientes tipos de pacientes pueden entrar dentro de este grupo, lo que a veces dificulta la realización de una punción venosa satisfactoria<sup>36</sup>.

- *Pacientes oncológicos,* especialmente los que reciben quimioterapia intravenosa.
- *Pacientes leucémicos* que han sufrido extracciones de sangre frecuentes.
- *Pacientes con una terapia intravenosa constante.*

- *Pacientes muy obesos.*
- *Niños recién nacidos y niños pequeños*
- *Pacientes con problemas cardíacos.*

**Localización del Sitio de Extracción.** Hay que inspeccionar cuidadosamente las venas, mediante la inspección de ambos brazos ya que con ello se reduce la frecuencia de punciones innecesarias. Un torniquete hace las venas más prominentes y ayuda a eliminar las inaceptables pruebas a ciegas. Aun cuando no se vean, las venas pueden sentirse debajo de la piel. En las personas gruesas, las venas que aparecen como rayas azules suelen ser demasiado superficiales y pequeñas<sup>6,23</sup>.

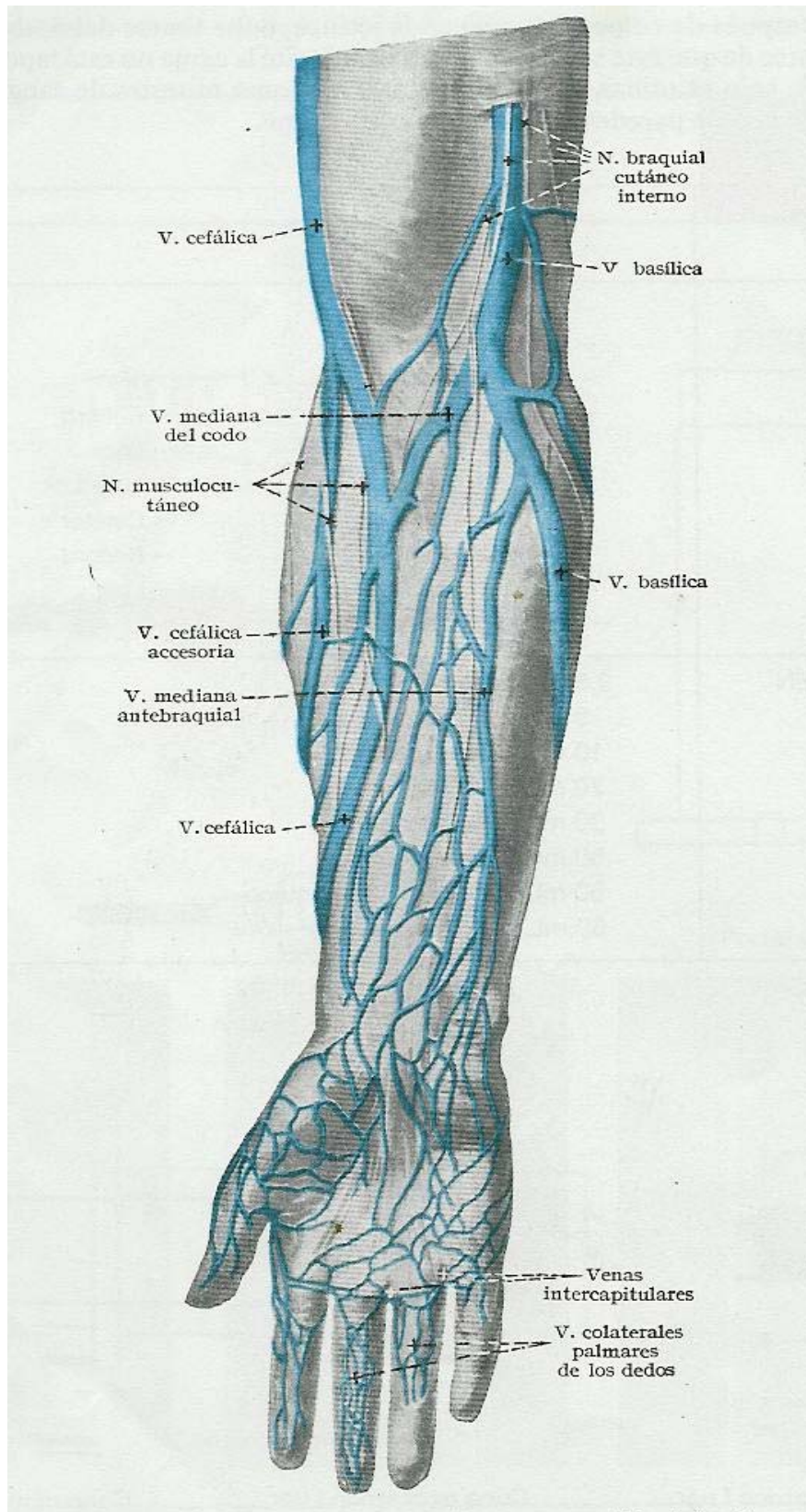
Existen algunas técnicas útiles para aplicar a los pacientes de este tipo<sup>36,8</sup>:

- 1) Buscar un punto de donde extraer la sangre: antebrazo completo, parte posterior del brazo, muñecas y manos, tobillos y pies.
- 2) Tratar de palpar una vena usando la punta del dedo porque es más sensible. Hay que aprender a confiar en el sentido del tacto y a pensar en cuatro cosas cuando se trata de palpar una vena: el rebote, la dirección de la vena, el tamaño de la aguja, y la profundidad a la que se encuentra.
- 3) Escoger la vena que mejor se palpe. Mirar en los dos brazos. Buscar siempre primero la vena cubital media, ya que normalmente es más grande, esta más fija y se magulla menos. Como segunda elección esta la vena cefálica (dependiendo del tamaño) antes que la vena basílica, porque no rueda ni se magulla tan fácilmente, aunque la sangre fluye habitualmente con más lentitud.

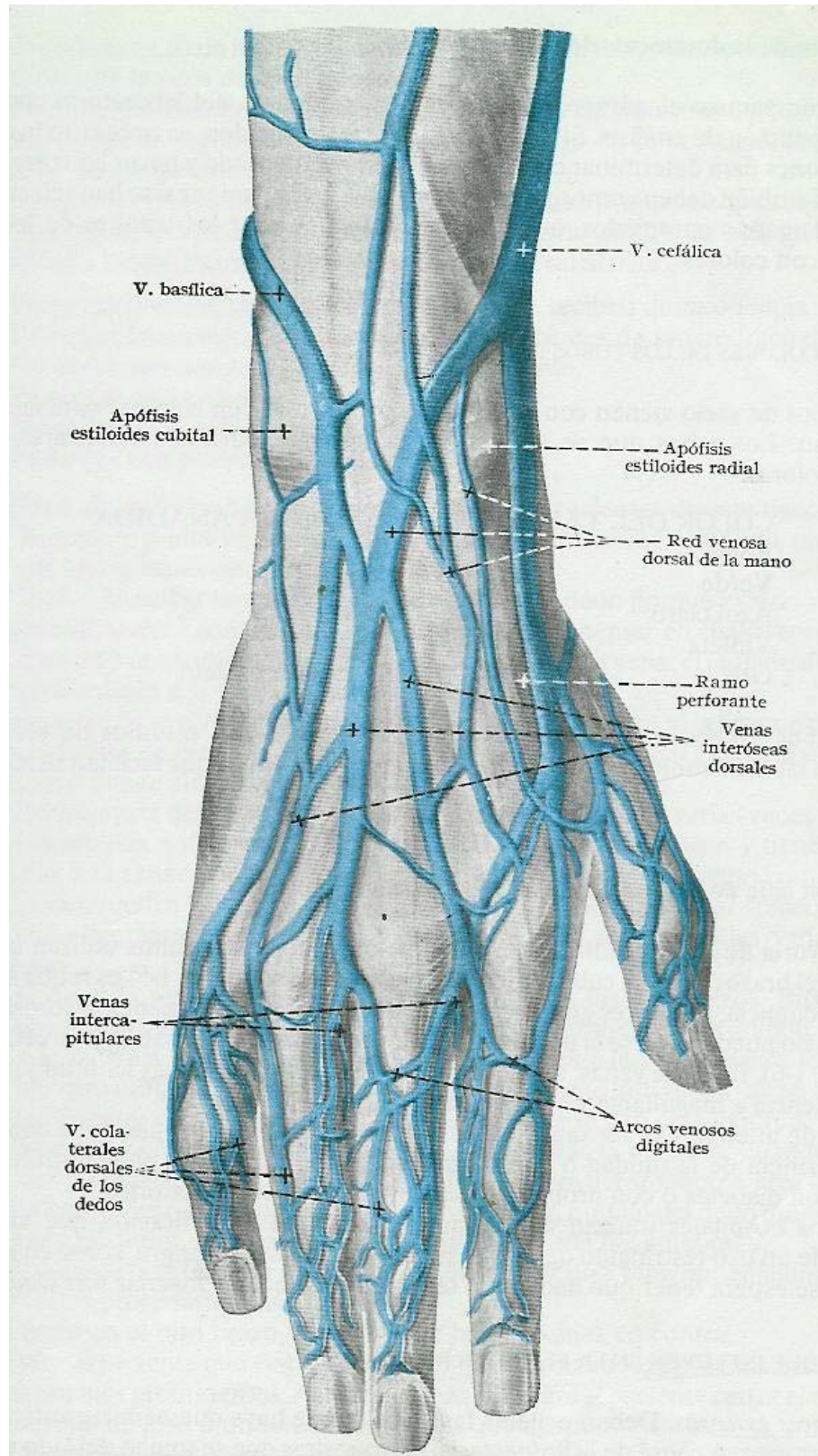
La sangre venosa es normalmente obtenida de una de las venas de la fosa antecubital como son la vena cefálica, vena cubital media y la vena basílica (VER FIG. No. 16, 17 y 21), Aunque se pueden escoger otras venas como lo son las venas del tobillo (VER FIG. No. 19 y 20), muñeca y dorso de la mano que también suelen ser lugares adecuados para la venipuntura (ver Fig. No. 18 y 22), y en casos extremos la yugular externa será otro sitio de elección como se ve en la Fig. No. 23 y 24<sup>8,23,27</sup>.



**FIG: No. 21. Zonas de punción venosa (venas superficiales del antebrazo derecho)<sup>36</sup>**

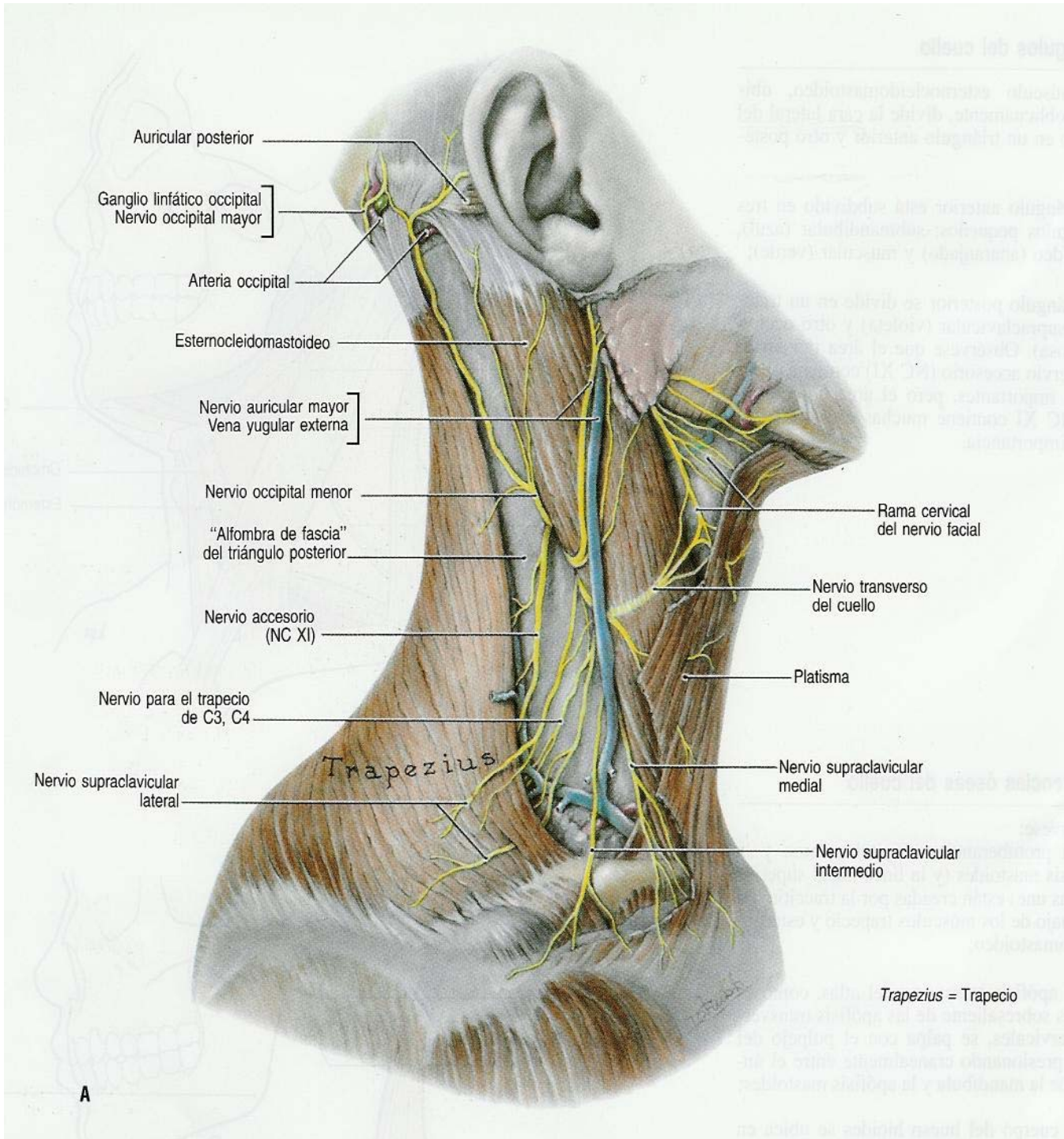


**FIG: No. 22. Zonas de punción venosa (venas superficiales del dorso de la mano)<sup>36</sup>**

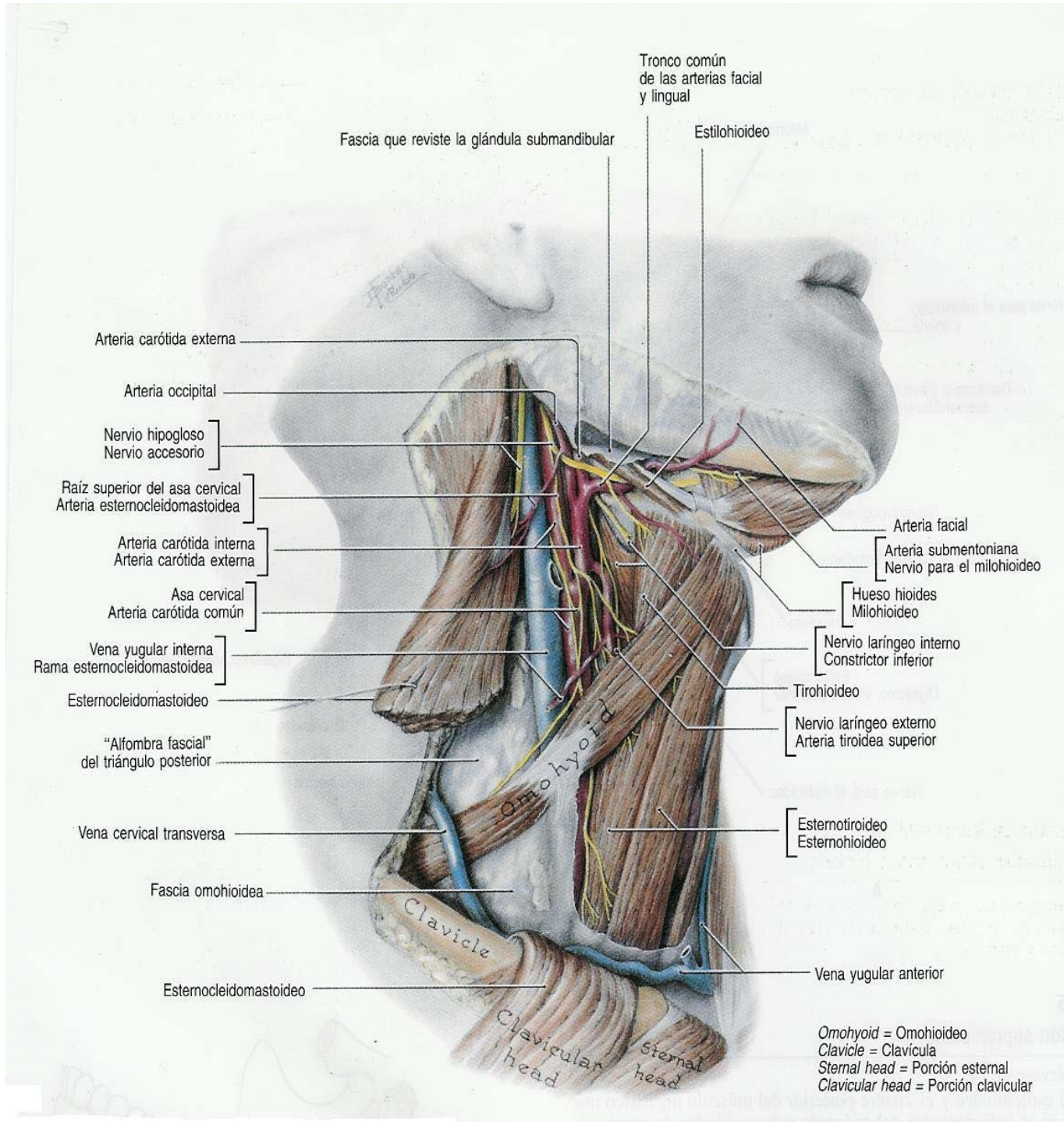




**FIG. No. 23. Sitios de extracción venosa (triángulo posterior del cuello)<sup>21</sup>.**



**FIG. No. 24. Sitios de extracción venosa (triángulo anterior del cuello)<sup>21</sup>.**



El paciente debe cerrar el puño para que sus venas se hagan más prominentes y por lo tanto, más fáciles de pinchar. Debe evitarse el ejercicio vigoroso con la mano, el bombeo, porque puede afectar a los resultados de algunas pruebas<sup>36,8</sup>.

El flebotomista debe palpar y trazar el recorrido de la vena varias veces con su dedo índice. Las arterias, a diferencia de las venas, laten, son más elásticas y tiene una pared más gruesa. Las venas trombosadas muestran falta de elasticidad y son como un cordón a la palpación, ruedan fácilmente. Hay que palpar con firmeza, no dar golpecitos ni frotar con el dedo ligeramente sobre la piel porque así solo se sienten las venas pequeñas superficiales<sup>36,8</sup>.

El pliegue del codo es el mejor punto para realizar la punción; cuando esto no es posible, hay otros puntos, incluyendo la superficie flexora del antebrazo, área de la muñeca por encima del pulgar, área dorsal (volar) de la muñeca, nudillo del dedo pulgar o del dedo índice, parte posterior de la mano y parte posterior distal del antebrazo<sup>36</sup>.

Si el técnico o enfermera es incapaz de encontrar una vena inmediatamente, puede intentar varios procedimientos<sup>28,36</sup>:

- Probar en el otro brazo, a menos que haya razones en contra.
- Pedir al paciente que cierre el puño, lo que normalmente provoca que las venas se hagan más prominentes. A veces es más fácil para el paciente cerrar el puño si tiene un rollo de gasa o un envase de jeringa que agarrar.
- Colocar un compresor durante un momento.
- Dar masaje al brazo, desde la muñeca hacia el codo.
- Golpear vivamente con el dedo índice varias veces el lugar donde esta la vena.
- Aplicar calor en el lugar donde está la vena colocando una toalla caliente por alrededor de unos 20 minutos, esto originará vasodilatación y, por lo tanto, un mejor llenado de las venas.
- Dejar colgar el brazo a lo largo del borde lateral de la cama o de la silla de extracciones.

***Colocación del Torniquete o Compresor.*** El uso del compresor provoca una éxtasis del retorno venoso, que a su vez aumenta la prominencia de las venas y facilita su punción, pero también produce una hemoconcentración, por lo que la presión del torniquete debe mantenerse sólo el tiempo necesario. Hay

dos tipos de compresores disponibles: la tira de goma elástica, de 1,25 cm (1/2 pulgada) de ancho y 45 cm (18 pulgadas) de largo, y la cinta velcro, como los que se muestran en el ANEXO No 4 (accesorios). La tira de goma debe enrollarse bien ajustada alrededor del brazo del paciente, con el extremo recogido bajo la última vuelta; la cinta velcro debe enrollarse firmemente alrededor del brazo del paciente y cerrar bien sus extremos. La tira de goma debe enrollarse cuidadosamente alrededor del brazo, comenzando entre 10 a 15 cm (4-6 pulgadas) por encima del lugar de extracción, porque tiene tendencia a pellizcar la piel, especialmente en pacientes obesos. El extremo externo del torniquete se debe situar debajo, de tal forma que se suelte con una ligera tracción. Según aumenta la presión del torniquete, la vena se hace más grande, ayudando a su localización y a su punción. Para que los resultados de las pruebas sean válidos, no debe dejarse nunca el compresor en el brazo más de uno o dos minutos. Esto se debe a que el compresor evita la libre circulación de la sangre y si se deja demasiado tiempo, puede alterar el equilibrio entre el líquido y los elementos sanguíneos. Una ventaja del esfigmomanómetro es que permite ajustar la compresión a un nivel medio entre las presiones sistólica y diastólica, lo que reduce el flujo de sangre venosa sin detener la circulación arterial. Cuando el paciente no puede cerrar el puño se coloca un segundo compresor por debajo del lugar escogido para el pinchazo y se suelta, en la mayoría de los casos, tan pronto como sale la sangre. En este sentido, el compresor de velcro es bueno por que puede aflojarse fácilmente con una mano<sup>6,8,27,36,56</sup>.

***Limpieza de la Zona de Punción.*** Una vez que se ha localizado la vena que va a utilizarse, debe limpiarse la zona concienzudamente para evitar cualquier contaminación. Primero se empapa una compresa de gasa con una solución de alcohol isopropílico al 70% o cualquier otro antiséptico que no interfiera en las mediciones a realizar y se aplica con un movimiento circular, desde el centro de la zona hacia fuera. Se deja secar la piel para evitar la producción de hemólisis en la muestra de sangre (lo que afectaría a los resultados de la prueba) y la sensación de escozor que experimenta el paciente cuando se le pincha. El yodo al 1 por 100 en alcohol de 70 por 100 es un excelente antiséptico cutáneo. Es preferible aplicar gran cantidad del antiséptico que frotar demasiado, pero el limitarse a cubrir la zona con alcohol resulta sin valor. El antiséptico debe



actuar durante un minuto cuando menos. Si antes de tomar la muestra se toca la piel, debe repetirse todo el procedimiento nuevamente<sup>8,11,27,36</sup>.

***Inspección de la Aguja, la Jeringa y del Tubo de Vacío.*** Se coloca la aguja apropiada en la jeringa o en el soporte del tubo de vacío, enroscándose en este último hasta que esté apretada, con ayuda de su funda. Ésta no debe quitarse hasta que el técnico o enfermera esté listo para extraer la sangre, evitando así que se contamine la aguja. Cuando esté todo preparado, se extrae la aguja de su funda y se examina especialmente la zona de la punta, para determinar si el extremo está doblado y si el orificio de apertura está libre de partículas que pudieran obstruir el flujo de sangre<sup>36</sup>. Hay que comprobar si la jeringa posee burbujas de aire. Si hay alguna presente, se debe eliminar cogiendo la jeringa con la punta de la aguja hacia arriba y expulsando cuidadosamente cualquier cantidad de aire fuera de la misma<sup>36</sup>.

Se debe inspeccionar el tapón del tubo de vacío para verificar que no posee perforaciones, que pueden producir la eliminación del vacío, por otra parte se debe inspeccionar el tubo, para que contenga el aditivo si es que este lo contiene. Entonces se introduce el tubo para recoger la muestra en el soporte, pero sin empujarlo contra la aguja porque puede perder su vacío en forma prematura<sup>36</sup>.

### ***Recomendaciones Precautorias para la Práctica Segura de las Venopunciones***<sup>22,35,48</sup>.

1. Asegúrese de que el paciente cuente con el apoyo adecuado en caso de síncope.
2. Cuando se use una jeringa para extraer la sangre, se evitará la inyección de aire en la vena, al comprobar que el émbolo está completamente hasta el fondo del barril.
3. De ser posible, se evitará la extracción en la extremidad en que haya una venoclisis o transfusión de sangre, soluciones glucosadas o con electrolitos, porque diluye la muestra obtenida. Si es necesario obtener sangre cerca de un sitio en que funciona una venoclisis, se escogerá una zona por debajo de la misma.
4. Para identificar fácilmente las venas en sujetos en que los vasos son flexuosos, endurecidos, o están lesionados por punciones repetidas, administración de

- antibióticos o quimioterapia, aplique compresas calientes (42°C) durante 15 minutos.
5. Si no logra el fin deseado después de un par de intentos, se pedirá a otra persona que practique la punción. Cuando no es posible detectar rápidamente la vena se quitará temporalmente el torniquete para evitar la necrosis tisular y los problemas de circulación.
  6. El flebotomista tendrá la seguridad de introducir la aguja con el ángulo exacto, para disminuir el riesgo de perforar la pared contraria de la vena y ocasionar un hematoma.
  7. Siempre libere el torniquete antes de extraer la aguja esto evitará que aparezca un hematoma. Cuando se obtienen múltiples muestras, quite el torniquete al término de un minuto de haber comenzado la extracción de sangre, para evitar la hemoconcentración.
  8. La piel sobre la vena se mantiene tensa con el pulgar de la mano izquierda, la jeringa se lleva con la mano derecha si se es diestro, si no, el procedimiento es a la inversa. Si la vena es grande y está bien fijada al tejido circundante puede puncionarse la piel y la vena con un pequeño golpe. Si la vena es pequeña o fácilmente movable, es preferible puncionar primero la piel sobre la vena y luego entrar en la misma.
  9. El torniquete se retira antes de retirar la aguja. La aguja se retira lentamente y no rápidamente, la retirada lenta de la aguja es menos dolorosa que si se hace bruscamente.

***Materiales Necesarios para la Punción.*** El equipo consiste en jeringas desechables de tamaño variado (el tamaño de la jeringa viene determinado por el volumen de sangre que se necesite extraer), torundas humedecidas con alcohol isopropílico al 70 %, agujas (El calibre y longitud de la aguja depende de la localización y profundidad de la vena. El número del calibre varía de forma inversa al diámetro de la aguja. Se debe inspeccionar la punta de la aguja cuidadosamente, ya que una roma o torcida puede lesionar la vena del enfermo y conducir a una punción fallida) y tubos con vacío para emplearlos con el sistema vacutainer, así como un soporte para el sistema y una ligadura<sup>6</sup>.

Deben utilizarse preferentemente tubos estériles cerrados al vacío para evitar el “**riesgo de flujo inverso**” y provocar una septicemia o evitar



transmisión de enfermedades infecciosas (como el caso del SIDA). Los enfermos pueden ser infectados a través de los tubos, jeringas y agujas contaminadas<sup>23</sup>.

***Procedimiento de la Técnica para la Punción Venosa (ver Fig. No. 25 y Tabla No. 3)***<sup>6,8,9,11,22,27,30,31,34,36, 44,61</sup>,

1. Verificar que las etiquetas de los tubos coincidan con la solicitud de las pruebas.
2. Se identifica al paciente comprobando su nombre completo y fecha de nacimiento. Si se encuentra inconsciente, debe verificarse su identidad a través de una enfermera o un familiar. No se debe extraer muestra alguna sin identificar adecuadamente al paciente.
3. Si se solicita una muestra en ayunas, debe comprobarse que el paciente no ha ingerido alimentos. Hay que dirigirse al paciente e informarle sobre el procedimiento.
4. Se debe colocar adecuadamente al paciente, según se encuentre sentado o en decúbito para tener acceso fácil a la fosa antecubital.
5. Se debe preparar todo el material, incluidos los tubos, la ligadura, los objetos para limpiar la piel, las jeringas; cuando sea necesario, la aguja estéril y el dispositivo para fijarla.
6. Se solicita al paciente que cierre el puño para que las venas resulten más palpables.
7. Se selecciona la vena adecuada para la punción.
8. Se limpia la zona de la punción con una torunda humedecida con alcohol isopropílico al 70%, o yodopovidona al 1%: se comienza en el punto de punción y se prosigue la limpieza hacia a afuera siguiendo un movimiento en espiral.
9. La vena se comprime colocando un torniquete en la parte superior del brazo y apretando lo suficiente para impedir el retorno de la sangre venosa, otra forma puede ser con un aparato de medida de la presión sanguínea, se infla hasta alcanzar un nivel entre la presión sistólica y la diastólica, actuando como un excelente torniquete, es útil también para el paciente abrir y cerrar la mano varias veces. El torniquete se aplica de 10 a 15 cm por encima de la zona de punción. No se debe dejar más de un minuto.

10. Se fija la vena tanto, por encima como por debajo del lugar de punción, con ayuda de los dedos pulgar y medio o índice y pulgar.
11. Al realiza la venopunción se penetra la piel con la aguja formando un ángulo de 15° con el brazo y con el bisel hacia arriba se sigue la dirección de la vena; se introduce la aguja con suavidad pero con rapidez para reducir las molestias, no hay que enterrar la aguja. Para la punción venosa en adultos se usan agujas con un diámetro de 0,9 mm o 1,1 mm. También puede ser una medida de aguja de un calibre de 20 a 21 es adecuada para obtener hasta 10 ml de sangre. Para 30 o 50 es preferible emplear agujas de 18, debido a que la 20 puede rendir sangre demasiado lentamente, con ello evita la coagulación o hemólisis en la jeringa. Si el procedimiento se realiza con:

- a) *CON TUBOS DE VACÍO*. El flebotomista debe agarrar firmemente el brazo del paciente para facilitar la punción venosa, y utilizar el pulgar para mantener la piel tirante y fijar la vena. La vena se pincha con el bisel de la aguja mirando hacia arriba. Al principio, se observa una cierta resistencia, pero una vez que la punta de la aguja cruza la pared venosa se siente una mayor facilidad. Debe mantenerse el tubo vacío con una mano, mientras que la otra lo empuja hacia el interior del soporte. El extremo posterior de la aguja pincha entonces el tapón y activa el vacío para extraer la sangre. El tubo debe llenarse hasta que agote el vacío y cese el flujo de sangre, asegurando de esta manera una relación correcta entre anticoagulante y sangre. Es normal que el tubo no se llene hasta arriba; después de terminar de llenarse, se saca el tubo del soporte. La válvula de cierre recubre la punta posterior de la aguja, haciendo que cese el flujo de sangre hasta que se inserte el siguiente tubo (ver el ANEXO No. 3). Después de que se extrae el tubo, debe mezclarse inmediatamente la sangre con el anticoagulante, invirtiendo el tubo tres o cuatro veces. La inversión debe hacerse suavemente, para evitar la hemólisis. Ocasionalmente, algún tubo defectuoso no tiene vacío, por lo que si un tubo no se llena y la aguja está dentro de la vena, debe utilizarse otro tubo. Si un tubo comienza a llenarse y se para de repente, debe moverse

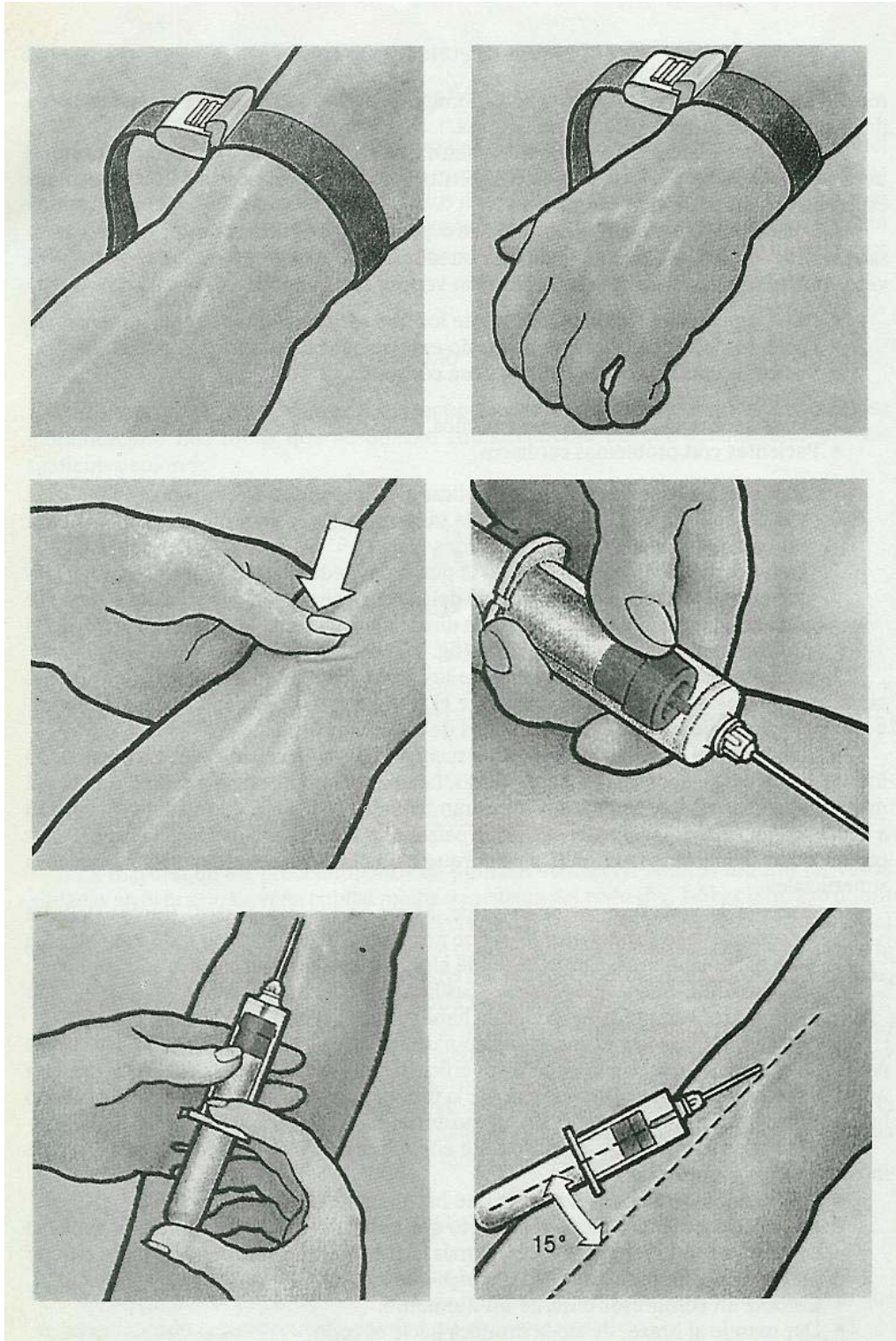
la aguja ligeramente hacia adelante o hacia atrás; normalmente, este ajuste basta para recuperar el flujo de sangre. Si no, se da media vuelta a la aguja y se afloja el compresor, que quizás esté demasiado apretado. No se recomienda hurgar con la aguja porque esto duele al paciente. Si no funciona ninguno de estos procedimientos, debe sacarse la guja y utilizar otro punto diferente. Los tubos y agujas están siliconados y esterilizados, y el suave vacío permite el rápido llenado de los tubos de ensayo sin producir cambios químicos o morfológicos de la sangre. El sistema elimina la necesidad de múltiples tubos y agujas y evita de forma efectiva la hemólisis<sup>6,8,9,36</sup>.

- b) *CON JERINGA*. La jeringa y la aguja se utilizan casi siempre para extraer sangre de pacientes con venas difíciles. Si se ha pinchado una vena y no sale la sangre, hay que ver si se está tirando demasiado fuerte del émbolo ya que esto puede estar colapsando la vena. Hay que mover la aguja hacia atrás, mientras se tira ligeramente del émbolo. Mientras se mantenga la aguja pinchada en el brazo del paciente, hay que asegurarse que el bisel está cubierto con la piel. El flebotomista debe coger la jeringa con su mano derecha, y utilizar el dedo índice de su mano izquierda para volver a palmar la vena. Después de localizarla hay que mantener suavemente el dedo sobre la vena y guiar la aguja hasta este punto. A continuación hay que fijar la vena en posición sujetando el antebrazo del enfermo con la mano y comprimiendo y empujando los tejidos blandos con el pulgar justo por debajo del punto donde se va a intentar la punción, se sujeta la jeringa entre el pulgar y los tres últimos dedos de la otra mano, dejando la parte posterior de estos dedos sobre el brazo del paciente. Se sitúa el dedo índice libre contra la conexión de la aguja, lo que sirve como guía. Ésta se empuja al interior de la vena con una punción directa única de piel y vena. Tan pronto como la sangre comience a fluir en la jeringa no hay que volver a mover la aguja. La entrada en la vena se realiza inmediatamente después de la aparición de sangre en la conexión de la aguja o en la jeringa. Si esto no sucede, entonces, hay que tirar suavemente del émbolo, es muy probable que aparezca la sangre al retirar el émbolo con suavidad. Los pacientes que han recibido quimioterapias pueden tener sus venas llenas de cicatrices; en estos pacientes puede costar más tiempo encontrar una vena utilizable. Además, la extracción de sangre puede complicarse por la

existencia de edema y por el hallazgo frecuente de tejidos que obstruyen la aguja, de forma que es necesario volver a pinchar. En pacientes con problemas cardiacos, especialmente niños cianóticos (labios, uñas), es importante el tamaño de la aguja porque la sangre es muy viscosa y puede que no pase fácilmente a través de una aguja fina. En personas obesas, con un doble pliegue en el codo, puede encontrarse una de las venas en el lado interno (basílica) del pliegue inferior. Con frecuencia, las venas en los pacientes obesos no son tan profundas como parecen. Cuando se han agotado las posibilidades y todavía no se ha conseguido un resultado satisfactorio, debe solicitarse la ayuda de un compañero de trabajo<sup>6,8,11,34,36</sup>.

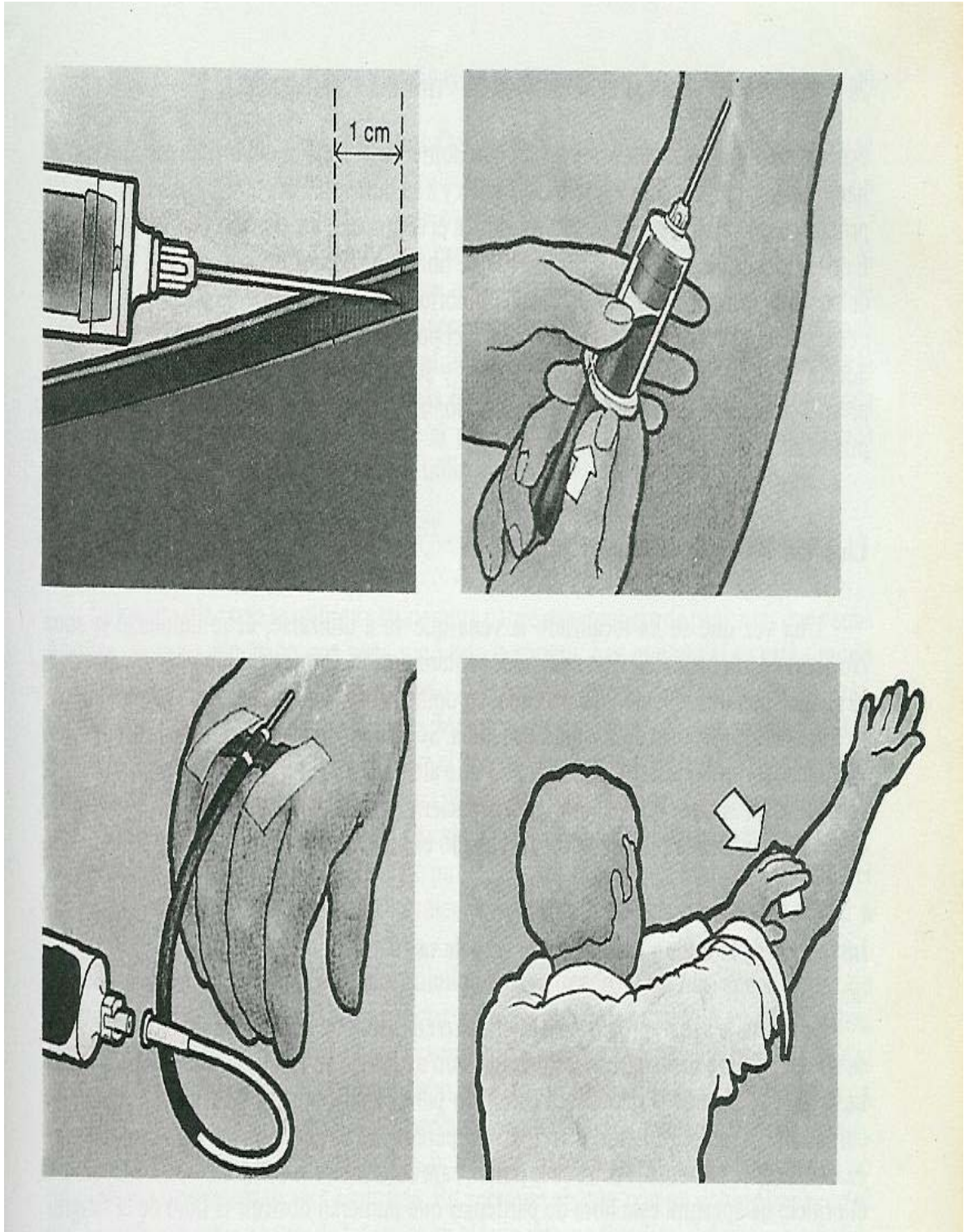
12. Cuando la sangre comience a fluir libremente hay que liberar el torniquete; en caso contrario, se deja puesto hasta obtener la cantidad de sangre deseada. Una vez obtenida la muestra, hay que indicar al paciente que relaje el puño y que abra la mano.
13. Coloque suavemente una torunda de algodón estéril sobre el punto de punción. Se extrae la aguja (con un movimiento rápido) y a continuación se ejerce presión sobre la zona de punción. **“NO”** aplique masaje.
14. Cuando el proceso se haya completado, utilizar gasa esterilizada para ejercer presión en el lugar de la punción para que cese de sangrar. Si la emanación en el lugar de punción es difícil de detener, elevar el brazo y aplicar un vendaje con ligera presión. Permanecer con el paciente hasta que haya dejado de sangrar, retirar la aguja de la jeringa y rápidamente transferir la sangre a un tubo de ensayo ( que puede o no contener anticoagulante). Si ha añadido anticoagulante, mezclarlo con la sangre suavemente invirtiendo varias veces el tubo tapado.
15. Es importante que el técnico compruebe el estado del paciente, si es satisfactorio antes de despedirle, verificando si persiste algún tipo de malestar, como por ejemplo si se ha mareado, si hay ansiedad y si la hemorragia está controlada o se presenta un estado de shock. En dicho caso el paciente debe ser acostado y revisado por un médico.
16. Antes de despedirse del paciente, el técnico debe de etiquetar los tubos con su nombre, edad, sexo y su número de habitación en caso de estar internado dentro del hospital.

**Fig. No. 25. (Primera parte) Procedimiento de extracción de muestras de sangre venosa<sup>36</sup>**





**Fig. No. 25. (Segunda parte) Procedimiento de extracción de muestras de sangre venosa<sup>36</sup>**



**TABLA NO. 3. ETAPAS BÁSICAS PARA LA EXTRACCIÓN DE UNA MUESTRA DE SANGRE VENOSA<sup>36</sup>.**

1. Otener un número de acceso de laboratorio.
2. Asegurarse de la identificación del paciente
3. comprobar la existencia de restricciones en la dieta del paciente.
4. tranquilizar al paciente.
5. colocar al paciente adecuadamente.
6. preparar los materiales.
7. verificar los impresos de petición de análisis y la identificación de los tubos.
8. seleccionar el lugar de la punción.
9. colocar el compresor.
10. limpiar el lugar de la punción venosa.
11. realizar la punción venosa.
12. soltar el compresor.
13. extraer la aguja.
14. vendar el brazo.
15. llenar los tubos (cuando se utiliza aguja y jeringa).
16. tirar el material de la punción.
17. si es necesario, refrigerar la muestra.
18. eliminar las restricciones de la dieta en los pacientes hospitalizados.
19. identificar las muestras del paciente.
20. enviar los tubos al laboratorio.

***Aflojar el Compresor.*** Después de realizada la extracción de sangre, el paciente puede abrir su mano y se afloja el compresor, lo que permite se normalice la circulación sanguínea y se reduzca la hemorragia en el lugar de la punción. El flebotomista debe doblar una compresa de gasa en cuatro y sujetarla sobre la aguja, que se saca entonces suavemente y con cuidado. La compresa de gasa se mantiene firmemente sobre el lugar de la punción y se venda el brazo. El vendaje ayuda a evitar la hemorragia extravascular (equimosis), y es un alivio para el paciente. El paciente puede quitarse la venda después de 15 minutos<sup>36</sup>.

Si el paciente continúa sangrando, hay que aplicar presión con una compresa de gasa en el lugar del pinchazo, hasta que cese la hemorragia. Los

pacientes sujetos a tratamiento anticoagulante necesitan con frecuencia más tiempo para cortar la hemorragia<sup>36</sup>.

La aguja se quita de la jeringa o del tubo de vacío y se destruye utilizando una caja con un dispositivo para cortar las agujas<sup>36</sup>.

***Llenado de los Tubos Apropriados con las Muestras Extraídas con la Jeringa.*** No hay que quitar los tapones para llenar los tubos de vacío con la jeringa. Hay que pinchar el diafragma del tapón de goma del tubo apropiado y permitir que entre lentamente la cantidad de sangre adecuada. No debe forzarse nunca la entrada de sangre en el tubo. Si el tubo no se llena, puede empujarse suavemente el embolo de la jeringa, una técnica extremadamente importante es que no se forme espuma en los tubos, pues probablemente se producirá hemólisis<sup>11,36</sup>.

***Refrigeración de las Muestras ( sólo en algunos casos).*** Algunas pruebas necesitan que la sangre se refrigere inmediatamente después de realizar la punción venosa para frenar los procesos metabólicos que pueden producir alteraciones de los valores bioquímicos. Algunas pruebas que requieren refrigeración de la muestra son: gastrina, acetona, ácido láctico, tiempo parcial de tromboplastina activada, actividad de renina y vitamina C<sup>36</sup>.

***Eliminación del Nombre del Paciente de la Lista de “AYUNO”.*** En el hospital, una vez que se ha extraído la sangre al paciente, debe eliminarse su nombre de la lista de “no dar de desayunar”. Esto servirá para avisar al personal del hospital que pueden servir el desayuno al paciente. En el área de consultas externas, si el paciente pregunta si puede desayunar, se le orientará para que revise sus indicaciones de sus recetas médicas, por si tenga que ir a otras consultas que pueda necesitar que esté en ayunas<sup>36</sup>.

#### ***Otras Consideraciones:***

**Orden de extracción de tubos.** Si se toman varias muestras de sangre al mismo tiempo con un tubo al vacío y una sola punción venosa hay que tener precaución de poner los tubos en un orden definido para evitar la contaminación cruzada entre los tubos. La secuencia recomendada es<sup>12,36</sup>:



- ❑ Extraer en primer lugar las muestras estériles para hemocultivo.
- ❑ Después las muestras que no requieren aditivos o tubos de separación de suero.
- ❑ Posteriormente las muestras para coagulación.
- ❑ Por último las muestras con aditivo.
  1. Citrato.
  2. Heparina.
  3. EDTA.
  4. Oxalato-Flúor.
  5. Oxalato-Citrato.

**Como evitar la aparición de hematomas durante la punción venosa:<sup>36,3</sup>**

1

- ❖ Pinchar solamente la pared superior de la vena.
- ❖ Quitar el compresor antes que la aguja.
- ❖ Usar venas grandes.
- ❖ Usar una buena técnica.
- ❖ Aflojar el torniquete antes de retirar la aguja.
- ❖ Asegurarse de que la aguja penetra totalmente la pared superior de la vena. Una penetración parcial puede permitir el escape de sangre hacia los tejidos blandos que rodean a la vena a través del bisel de la aguja.
- ❖ Aplicar una presión suficiente sobre el lugar de la punción, después de completar el procedimiento.

A veces, se necesita un gran número de determinaciones de sangre de un paciente en un solo día. Si la cantidad total de sangre necesaria para todas las pruebas excede de 20 cc., puede resultar dificultoso o imposible obtenerla, sobre todo si la circulación sanguínea del paciente es pobre. A veces, el laboratorio puede arreglarse para llevar a cabo un análisis satisfactorio con menos sangre de la que se requiere generalmente. Por ello, en caso necesario, se recomienda llamar al laboratorio previamente y preguntar si podrán realizar la serie de análisis con menos cantidad de sangre de la usada corrientemente<sup>32</sup>.

### ***Ventajas de los Especímenes Obtenidos por Punción Venosa<sup>9,22</sup>.***

- 1) La sangre venosa puede obtenerse en cantidad suficiente, haciendo posible la realización de exámenes múltiples y repetidos con la misma muestra.
- 2) Las alícuotas de plasma y suero pueden congelarse para futuras referencias.
- 3) Teóricamente, la punción venosa entraña menos problemas que la arterial:
  - a) Las presiones son más bajas y por tanto, la hemorragia no significa un problema mayor.
  - b) Existen abundantes vasos colaterales venosos, de modo que la obstrucción de una vena periférica raras veces tiene importancia.
  - c) La interrupción del flujo venoso compromete menos la viabilidad de los tejidos que la del flujo arterial.
- 4) No hay variación en los valores sanguíneos si las muestras se obtienen de diferentes venas; por esto las venas del tobillo pueden ser utilizadas si las venas de los brazos están siendo utilizadas para medicación intravenosa. No extraer nunca sangre, para ninguna prueba de laboratorio, de la misma extremidad que está siendo utilizada para medicación intravenosa (transfusiones de sangre, soluciones glucosadas, etc.).

### ***Desventajas de los Especímenes Obtenidos por Punción Venosa<sup>5,9,22,31,32</sup>.***

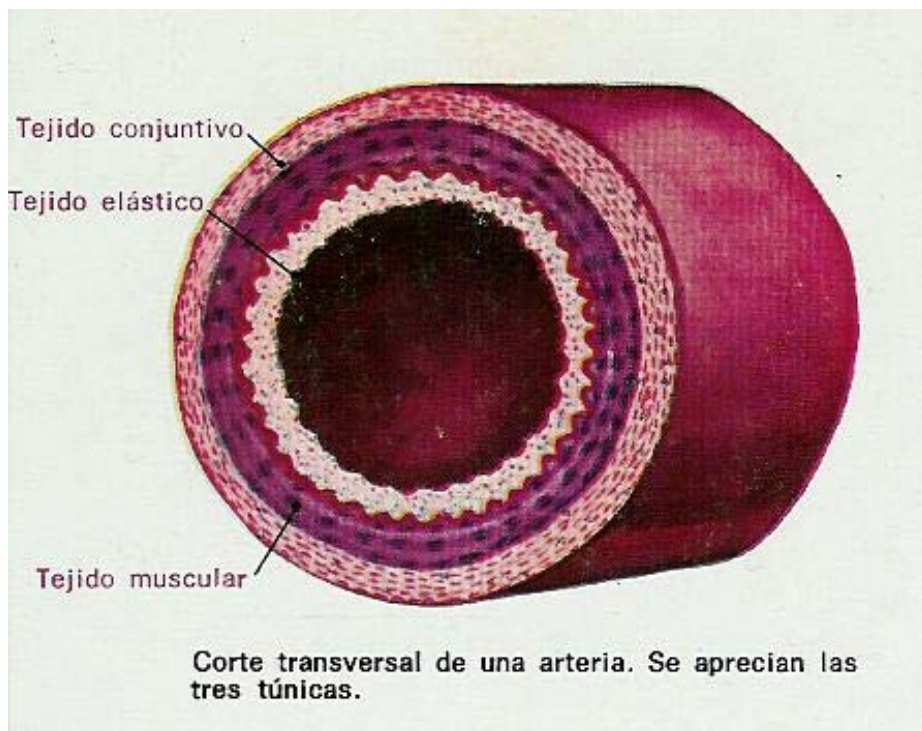
- 1) Deben evitarse prolongados estasis venosos producidos por el torniquete, pues producen hemoconcentraciones y otros cambios que ponen la sangre en un estado inadecuado para análisis de gases, conteos de células sanguíneas, determinaciones del pH sanguíneo y algunas pruebas de coagulación.
- 2) Algunos componentes no son estables en sangre anticoagulada y por eso los recuentos de plaquetas, glóbulos blancos y el índice de sedimentación deben hacerse no más de dos horas después de obtener la sangre.
- 3) La sangre venosa no debe aspirarse de la misma extremidad que se usa para el tratamiento intravenoso.

- 4)** La punción venosa es un procedimiento un poco largo y puede ser difícil en niños, pacientes obesos y pacientes en estado de shock
- 5)** El método venoso por su largo procedimiento requiere mayor preparación que el método capilar.
- 6)** La hemólisis debe ser evitada, pues interfiere en muchas pruebas químicas.
- 7)** Deben evitarse hematomas (o formación de coágulos sanguíneos) dentro y fuera de la vena, primeramente con una punción limpia con la aguja, y después desprendiendo el torniquete antes de que la sangre sea aspirada y aplicando suficiente presión sobre el lugar de punción después de la terminación del proceso.
- 8)** La sangre anticoagulada si no es de obtención reciente, no debe ser utilizada en extensiones de sangre periférica, pues algunos anticoagulantes producen cambios en las plaquetas que pueden causar aglutinaciones y en los glóbulos blancos dificultan su identificación.

# Obtención de Muestras de Sangre Arterial

Las arterias comienzan por grandes troncos que dan ramificaciones que se dividen y subdividen en ramas más y más pequeños hasta que terminan por formar las *arteriolas* que son las arterias más pequeñas las cuales se convierten en capilares, dichas arterias son tubos que llevan sangre del corazón a los capilares. Están formadas por tres capas, como se muestran en la Figura No 26 y 27<sup>2</sup>:

**FIGURA No. 26. Estructura de las arterias<sup>73</sup>.**

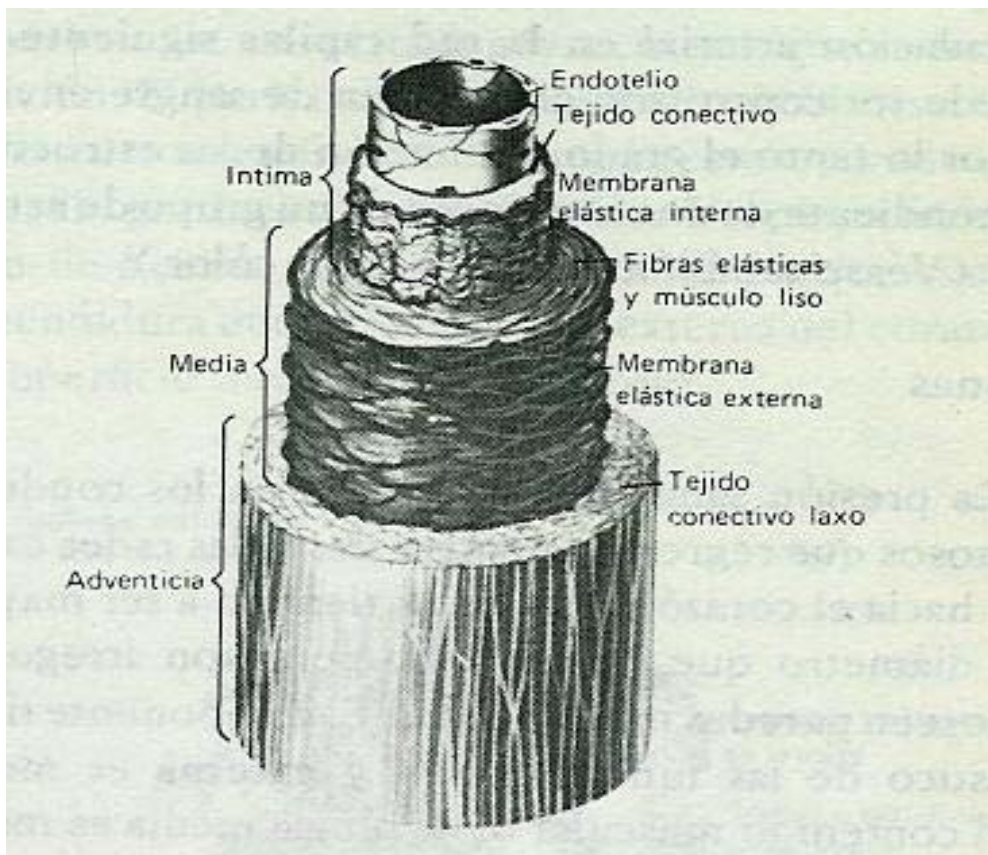


1. Capa interna (*túnica íntima*), que consta de tres estructuras: una capa de células endoteliales, una capa de tejido conectivo delgado que sólo se encuentra en los vasos de mayor calibre, y una capa elástica formada por una membrana o red de fibras elásticas.
2. Una capa intermedia (*túnica intermedia*), formada principalmente por fibras de músculo liso y cantidades variables de tejido elástico y fibras colágenas.

3. La capa externa (*túnica externa o adventicia*), está formada de tejido conectivo laxo en el cual se desparraman unas cuantas células de músculo liso o grupos de células en disposición longitudinal.

El tamaño de las arterias del organismo llega a ser de más de 3 cm de diámetro, como es el caso de la “aorta” y la “pulmonar” en el lugar donde se unen con el corazón<sup>2</sup>.

**FIGURA No. 27. Estructura de las arterias<sup>3</sup>.**



La punción arterial se consideraba peligrosa en otros tiempos, por lo que se reservaba para los casos más extremos. Hoy en día, la actitud hacia esta práctica es muy diferente. La reciente automatización de los instrumentos de análisis de gases en sangre ha permitido que estos sean más rápidos, más precisos y que necesiten una cantidad más pequeña de muestra. Por estas razones ha aumentado la utilidad de este tipo de muestras para la evaluación de los problemas médicos relacionados con los diferentes sistemas del organismo (respiratorio, digestivo, circulatorio, etc.)<sup>36</sup>.

Rara vez se necesita sangre arterial para estudios corrientes, aunque ésta puede emplearse para cualquier tipo de estudios. La punción de una arteria conlleva riesgos, razón por la cual un médico, el químico o una enfermera con entrenamiento especial serán los encargados de la punción<sup>22</sup>.

Debido al aumento en la demanda del tiempo del médico y al incremento en la utilización de este tipo de análisis, es el personal subalterno quien lo realiza cuando se necesita. Para que esto pueda ser así, el personal debe pasar por un programa de formación estricto y disciplinado<sup>36</sup>.

La sangre arterial, que atiende a las necesidades metabólicas de todos los órganos corporales, tiene normalmente una composición uniforme en todo el cuerpo, mientras que la composición de la sangre venosa varía según la actividad y el tamaño del tejido que ha irrigado. La mayor diferencia entre la sangre arterial y venosa la constituye su contenido en oxígeno, aunque también varían en pH y el contenido de dióxido de carbono<sup>36</sup>.

### ***Problemas en la Extracción de Muestras Arteriales.***

**Hematoma.** Inmediatamente después de sacar la aguja, debe aplicarse cierta presión en el lugar de la extracción y mantenerse durante un periodo mínimo de 5 minutos. Mientras se aplica esta presión, debe sentirse el pulso a través de la gasa para asegurar que no se ha interrumpido el flujo de sangre en la arteria. Hay que estar sobre aviso de que los pacientes sometidos a tratamientos anticoagulantes o los que padecen enfermedades hepáticas pueden sangrar más tiempo y mostrar tendencia a formar hematomas o a sangrar. Es más fácil que sangren por una punción arterial que por una punción venosa, debido a que la presión de la sangre en las arterias es mayor<sup>36</sup>.

Normalmente, el tejido elástico de la pared arterial tiende a producir el cierre del agujero. Sin embargo, con la edad y en ciertas enfermedades disminuye la elasticidad de este tejido y se hace más difícil interrumpir el flujo de sangre después de la punción. Cuando mayor sea el diámetro de la aguja y por lo tanto el agujero, mayor será la probabilidad de que se escape sangre. No se recomiendan los vendajes a presión en las punciones arteriales normales porque se puede interrumpir la circulación sanguínea si están muy apretados, o permitir que se produzca una hemorragia si están muy flojos<sup>36</sup>.

**Arterioespasmo.** El arteriospasma es un reflejo de constricción transitorio de una arteria en respuesta al dolor u otros estímulos nerviosos, que puede ser inducido por una mano temblorosa. Cuando esto sucede, puede resultar imposible extraer la sangre, aunque la aguja esté situada correctamente en la luz de la arteria. El arteriospasma puede producir también una alteración temporal del suministro de sangre al tejido irrigado por la arteria<sup>36</sup>.

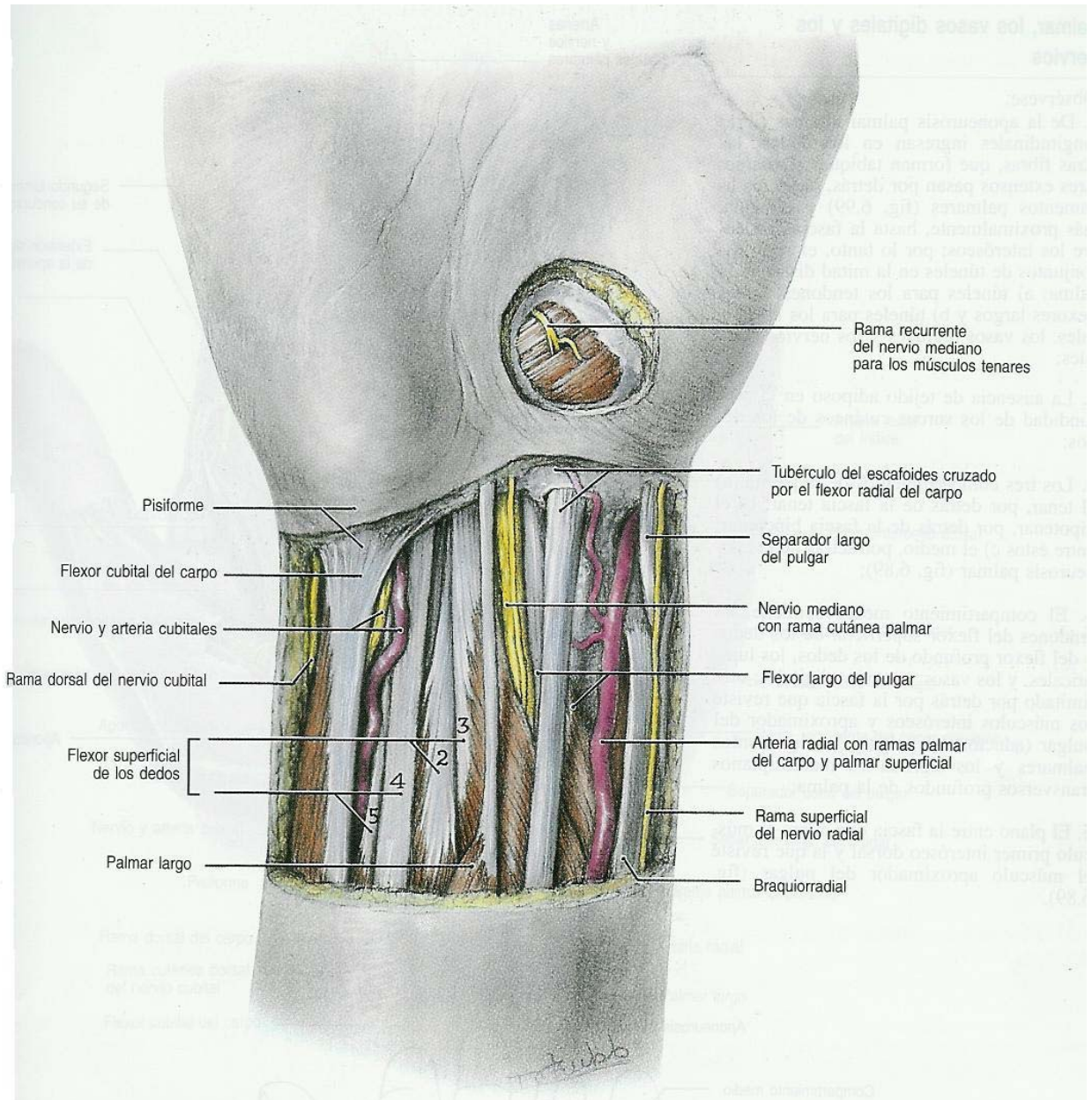
**Trombosis.** Una trombosis (adherencia de un coágulo) se produce cuando se lesiona la íntima (pared interna) del vaso. Los trombos también tienden a formarse con el tiempo, cuando se deja una aguja o una cánula colocadas permanentemente en un mismo sitio; raramente se forman como consecuencia de una punción arterial aislada. Los trombos pueden producirse tanto en arterias como en venas; en las arterias tienen unas consecuencias más graves porque no todas las arterias tienen una circulación colateral que facilite un suministro alternativo de sangre adecuado. El hecho de que una localización en particular sea segura para poder realizar una punción arterial depende principalmente de la existencia de una circulación colateral<sup>36</sup>.

***Elección del Punto Donde se va a Practicar la Punción Arterial.*** El proceso de selección del punto donde se va a practicar la punción arterial requiere un cierto conocimiento de la anatomía para poder tomar una decisión correcta. Entre otros criterios de selección se incluyen la existencia de una circulación colateral de sangre accesible, el tamaño de la arteria y la estructura de los tejidos periarteriales (para observar la posibilidad de fijación de la arteria y el peligro de lesión de los tejidos adyacentes)<sup>36</sup>.

**Arteria Radial.** La arteria radial (ver Fig. No. 28) es una arteria pequeña fácilmente accesible a nivel de la muñeca en la mayoría de los pacientes y es el punto más utilizado para la realización de punciones arteriales. La arteria radial tiene normalmente una circulación colateral que se nutre de la arteria cubital, y cuya funcionalidad debe confirmarse con la prueba de "Allen" (VER ANEXO No. 2). Si la arteria cubital está ausente o no es funcional, no debe utilizarse la radial. El nervio mediano normalmente no está situado lo suficientemente cerca de la arteria como para constituir un peligro. La arteria radial puede comprimirse fácilmente a causa de la falta de tejido circundante y a la presencia de los ligamentos articulares<sup>36,27</sup>.



**FIG. No. 28. Localización de la arteria radial (estructuras de la cara anterior de la muñeca)<sup>21</sup>.**



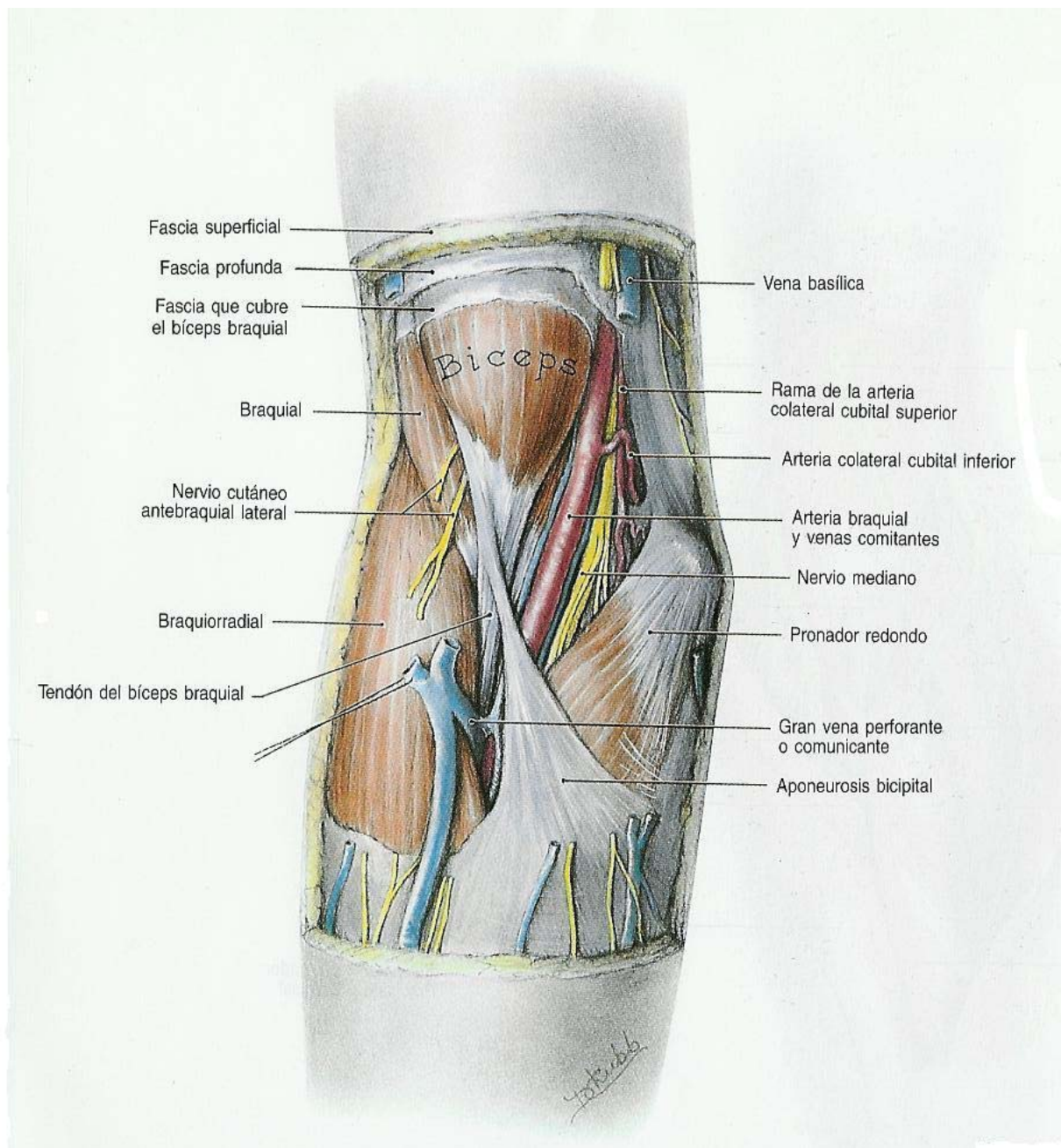
Los hematomas son mínimos. Normalmente, no se produce trombosis en esta localización por la realización de punciones arteriales aisladas<sup>36,27</sup>.

La arteria radial descansa sobre la superficie del radio, cerca de su borde externo, cuando se observa la región de la muñeca con la mano vuelta (el lado de la palma hacia arriba). El brazo debe estar descansando sobre la cama, con el codo totalmente extendido y la muñeca extendida formando un ángulo de unos 30°, con la palma hacia arriba<sup>36</sup>.



**Arteria Braquial o Humeral.** Ésta arteria está situada en el pliegue del brazo (ver FIG. No. 29), normalmente es la siguiente en ser seleccionada para la punción arterial. Es más grande pero es más difícil de pinchar que cualquiera de las arterias superficiales<sup>36,27</sup>.

**FIG. No. 29. Localización de la arteria Braquial o Humeral (cara anterior del codo, fosa cubital)<sup>21</sup>.**



Está situada en la parte profunda de los tejidos blandos, entre los músculos y el tejido conectivo de la porción anterior de la fosa cubital (codo)<sup>36,27</sup>.

Su localización dificulta el poder hacer una compresión eficaz, lo que se traduce en la producción de más hematomas durante la extracción de las muestras de sangre<sup>36,27</sup>.

En pacientes obesos, o con músculos desarrollados, puede ser imposible palparla. En los niños pueden obtenerse buenos resultados cuando se realiza la punción en esta localización<sup>36,27</sup>.

El nervio mediano descansa muy cerca de la arteria braquial, por lo que existe el peligro de que debido a la dificultad de la palpación arterial y a la profundidad a la que se encuentran se pueda alcanzarlo accidentalmente<sup>36,64</sup>.

También hay que tener cuidado con las venas en las que están pasando líquidos intravenosos (iv), ya que pueden pincharse fácilmente y dar la impresión de que es sangre arterial a causa del efecto de dilución de la solución iv<sup>36,64</sup>.

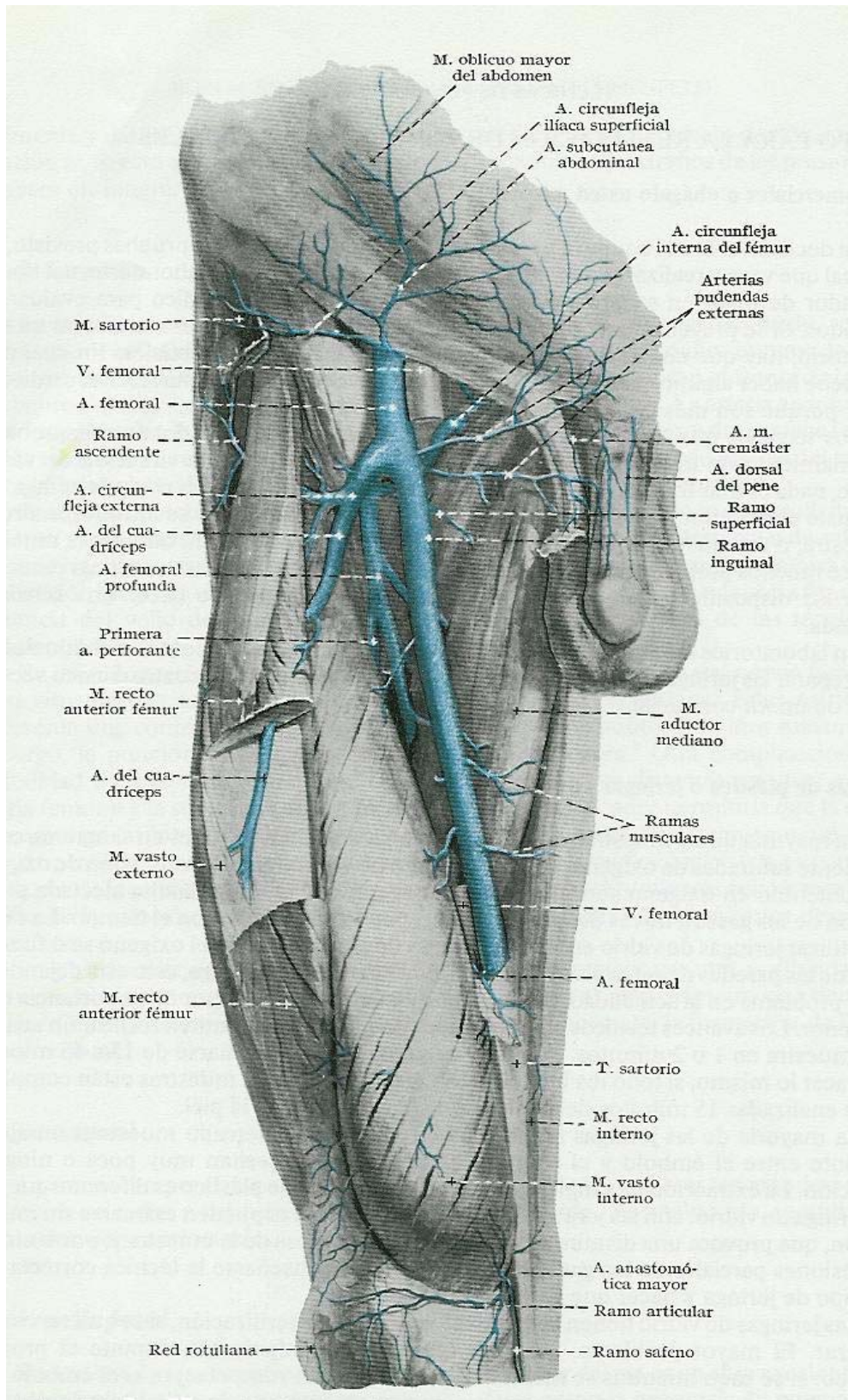
Si esto sucede, se obtendrán unos resultados muy extraños de las presiones de los gases<sup>36,64</sup>.

**Arteria Femoral.** La arteria femoral (ver FIG. No. 30) está localizada en la parte superficial del muslo en la ingle, se palpa fácilmente y es habitualmente la arteria accesible de mayor tamaño, aunque también presenta muchas desventajas<sup>64,27</sup>.

La arteria y la vena femoral descansan enfrente de la fascia que cubre el psoas iliaco y el pectíneo, con el nervio situado detrás<sup>64,27</sup>.

La arteria aparece en el punto medio entre la espina anterosuperior y el tubérculo del pubis y desaparece (alrededor de unos nueve centímetros por debajo) en el punto donde el borde medial del sartorio cruza el borde lateral del abductor mayor, formando el triángulo femoral<sup>64,27</sup>.

**FIG. No. 30. Localización de la arteria femoral (arterias del muslo derecho)<sup>36</sup>.**



En los niños recién nacidos, la articulación de la cadera y la vena y el nervio femoral están situados tan cerca de la arteria que la posibilidad de lesionar estas estructuras representa una contraindicación para la utilización de este punto. En niños mayores, sin embargo, la punción de la arteria femoral es más fácil y segura<sup>36</sup>.

Aunque se pincha fácilmente, tiene una circulación colateral poco desarrollada hacia la pierna y una tendencia, en pacientes viejos, a formar placas de colesterol o de calcio en su pared interna (que pueden desprenderse al penetrar la aguja)<sup>36</sup>.

Otras desventajas de esta localización incluyen un aumento del riesgo de infección si no se limpia la piel a fondo y la presencia del vello del pubis, que dificulta más aún la aplicación de las técnicas de desinfección<sup>36</sup>.

Otra complicación es la posibilidad de que se produzca una hemorragia debido a la distancia que hay entre la arteria femoral y la superficie de la piel, lo que en caso de suceder permitiría que la sangre se acumulase en los tejidos blandos circundantes (que suministran, asimismo, un escaso soporte para realizar una compresión) y en el espacio vacío fisiológico (en esto influiría el tamaño de la arteria y su presión sanguínea)<sup>36</sup>.

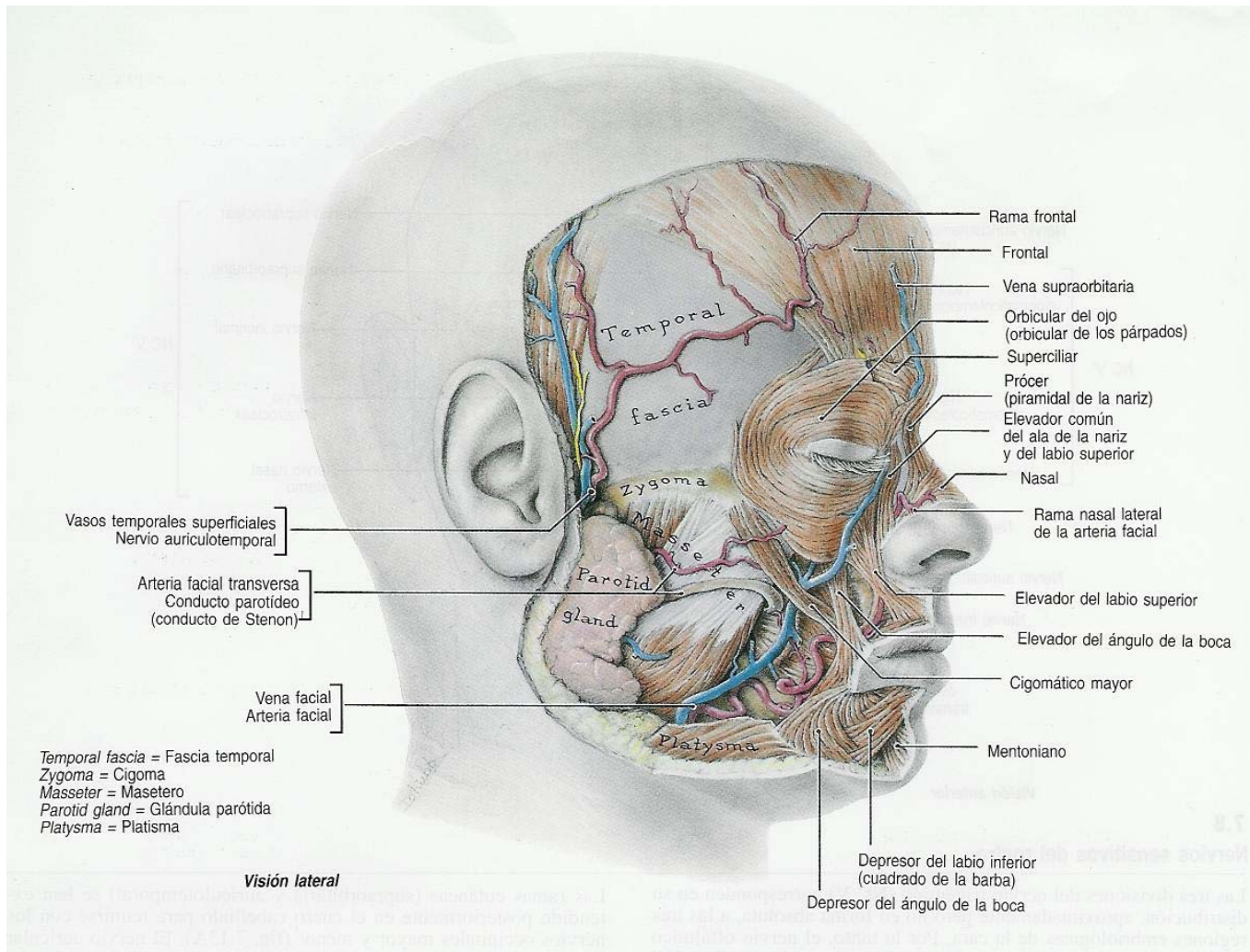
La obstrucción de la arteria femoral por trombos constituye otra posibilidad que preocupa, aunque son raros los casos publicados debido al gran diámetro que tiene esta arteria. Otros problemas incluyen la lesión del nervio femoral y la formación de fistulas arteriovenosas<sup>36</sup>.

Una buena costumbre es aplicar presión en el sitio de la punción durante un periodo de tiempo mínimo de 10 minutos después de la extracción<sup>36</sup>.

**Arteria Temporal.** La arteria temporal, especialmente en niños pequeños, puede ser tan grande o mayor que la arteria radial y también puede pincharse fácilmente. Normalmente, se utiliza una de sus dos ramas principales (ver Fig. No. 31)<sup>36</sup>.



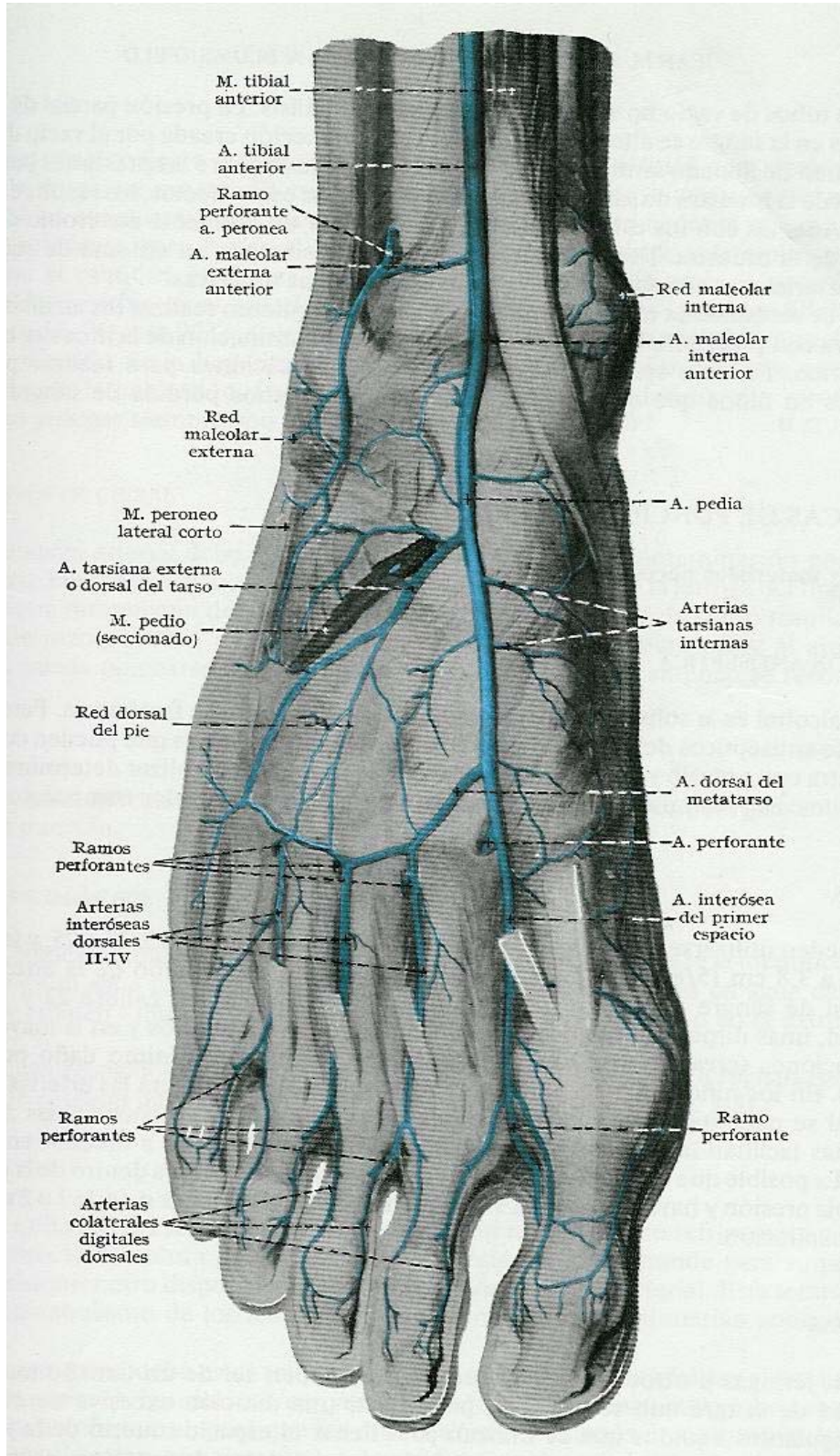
**FIG. No. 31. Localización de la arteria Temporal (arterias de la cara)<sup>21</sup>.**



**Arteria Pedía Dorsal o Arteria Dorsal del Pie.** En los adultos, la arteria pedía dorsal en la parte superior del pie es un sitio excelente para realizar la punción en circunstancias especiales (ver FIG. No. 32 y 33)<sup>36</sup>, tales como:

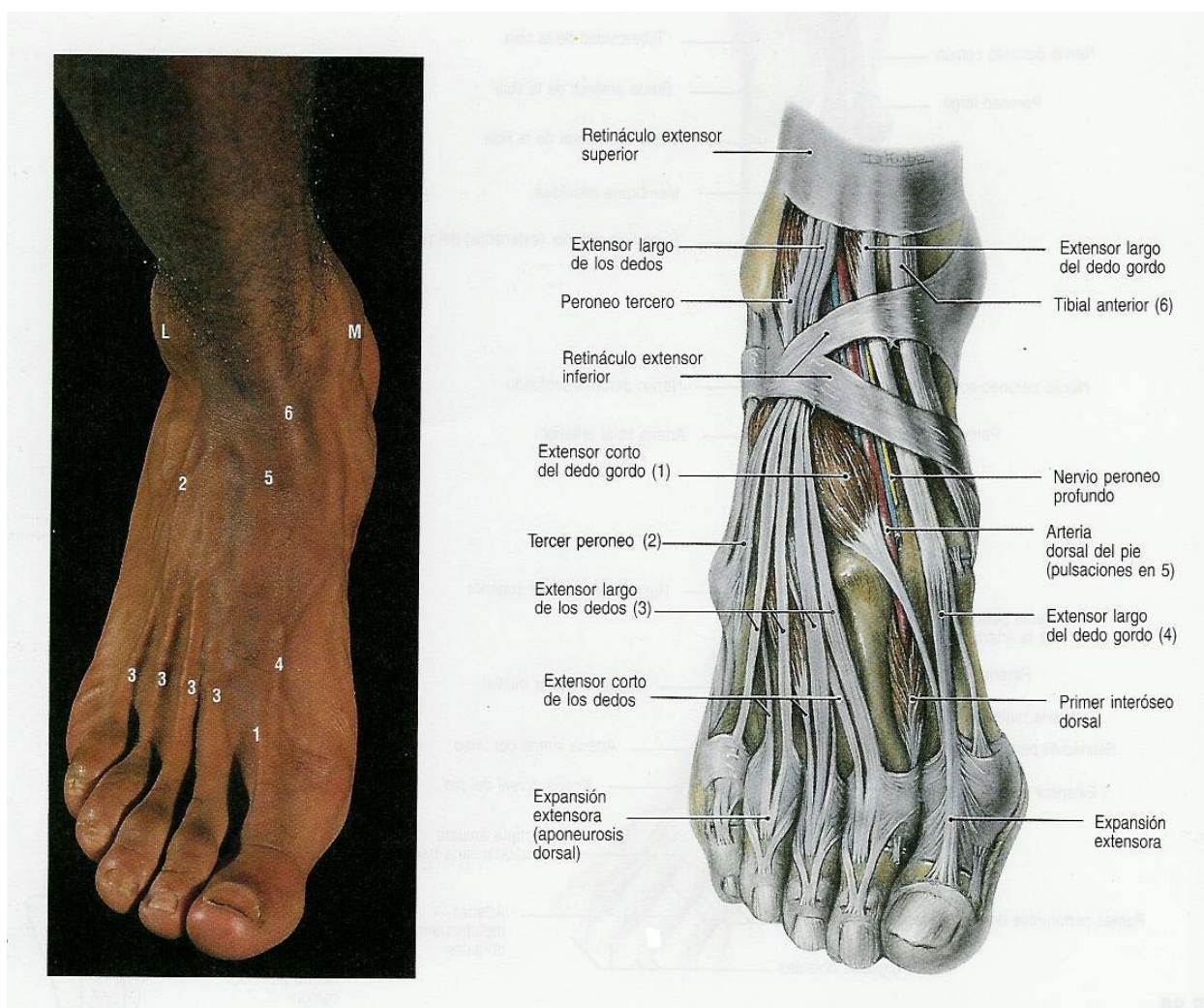
- a)** La presencia de quemaduras.
- b)** Escayolas.
- c)** Lesiones múltiples en los brazos.
- d)** Y lesiones múltiples en la región pélvica<sup>36</sup>.

**FIG. No. 32 Localización de la Arteria Dorsal del Pie  
(arterias del dorso del pie derecho)<sup>36</sup>.**





**FIG. No. 33. Arteria Pedía Dorsal<sup>21</sup>**



### ***Materiales Necesarios para la Punción Arterial***

**Solución antiséptica.** El alcohol isopropílico al 70% es la solución antiséptica que se utiliza con más frecuencia. Pero, pueden utilizarse antisépticos del tipo del yodoformo como lo son las torundas con prividona iodada si se tiene en cuenta que pueden contaminar la muestra con potasio y que, por lo tanto, no puede usarse para realizar determinaciones de electrolitos. Hay, también algunas personas que son alérgicas a los compuestos de yodo<sup>36,27</sup>.

**Agujas.** Pueden utilizarse agujas hipodérmicas de los calibres 18, 20, 21, 22, 23 o 25, y longitud de 1,5 cm a 3,8 cm (ver Figura No. 4), dependiendo del tamaño de la arteria y de la cantidad de sangre necesaria. La aguja más utilizada es la de calibre 22 y 3,8 cm de longitud, unas dimensiones adecuadas a la mayoría de los

adultos y en la mayoría de las localizaciones (creando el máximo flujo sanguíneo con el mínimo daño posible a la arteria). En los niños pueden utilizarse agujas más pequeñas. Para las arterias femoral y braquial se necesitan, normalmente, agujas más largas. Con frecuencia, las agujas más pequeñas facilitan la punción de las arterias duras, que tienden a rodar en pacientes viejos. Es posible que con una aguja del calibre 25 la sangre no fluya dentro de la jeringa por su propia presión y haya que aspirar suavemente; es difícil obtener más de 1 o 2 ml sin una fuerte aspiración<sup>36</sup>.

**Jeringas.** Las jeringas u otros medios de recogida no deben ser de un tamaño mayor que la cantidad de sangre que se necesita, para evitar una dilución excesiva de ésta con los anticoagulantes líquidos que se utilizan para llenar el espacio muerto de la jeringa y la aguja, en muestras tomadas para la determinación de gases en sangre. Si hay que insertar un catéter en la jeringa para la toma de muestras, el émbolo debe tener suficiente recorrido para poder aspirar un volumen de muestra adecuado (ver Figura No. 5)<sup>36</sup>.

**Anestesia Local.** No debe utilizarse la anestesia local de forma indiscriminada. En raras ocasiones su aplicación puede ser necesaria en el lugar de la punción arterial, en pacientes que no cooperan y cuyo estado de equilibrio está destruido. (actúa entonces para eliminar el dolor) La experiencia ha demostrado que la introducción de un anestésico local bajo la piel es tan doloroso como la misma punción arterial. Un flebotomista con experiencia puede obtener la muestra arterial tan rápida y hábilmente que apenas produce molestias al paciente. La anestesia local no es necesaria en pacientes con canalizaciones o con ventilación artificial, pacientes inconcientes y niños recién nacidos. Tampoco debe utilizarse en pacientes que vayan a necesitar múltiples punciones arteriales a lo largo de un cierto tiempo porque se duplica el número de veces que se pincha la piel y esto puede conducir a la producción de complicaciones y úlceras<sup>36</sup>.

En algunas ocasiones, puede utilizarse anestesia local para evitar el forcejeo, el llanto enérgico, el mantenimiento de la respiración o la hiperventilación durante la toma de muestras para el análisis de gases en sangre. En estas situaciones puede usarse procaína al 1% o xilocaína al 1% <sup>36</sup>.

Se extrae el contenido de un vial de procaína o xilocaína con una jeringa de 3 ml usando una aguja del calibre 25. Se eliminan las burbujas de aire y se vuelve a colocar la aguja en su vaina protectora. Antes de nada, hay que comprobar la historia clínica y



preguntar al paciente si es alérgico a los anestésicos locales. Se escoge el lugar de la punción y se limpia la piel. Se introduce la aguja donde va a realizarse la punción cutánea, justo debajo de la piel, evitando pinchar cualquier vaso sanguíneo superficial. Para ello hay que tirar del émbolo ligeramente hacia atrás y comprobar que la aguja no está dentro de un vaso sanguíneo. Al inyectar 0,5 ml de procaína o xilocaína se produce una pequeña ampolla en la piel. Se espera de 1 a 2 minutos para que haga efecto la anestesia y después se procede como con cualquier otra punción arterial<sup>36</sup>.

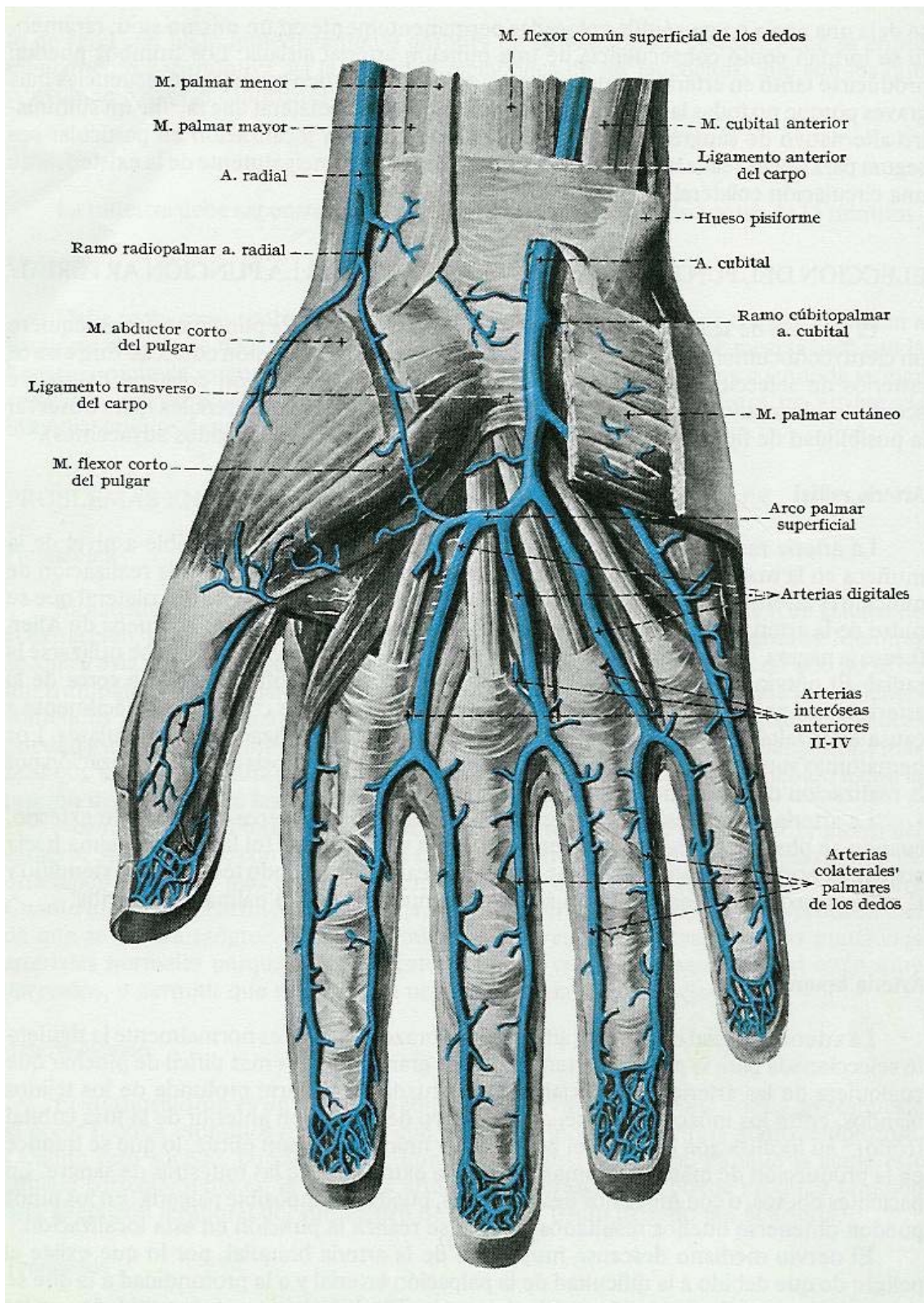
***Procedimientos para la Realización de la Técnica de Punción Arterial.*** Debe seleccionarse cuidadosamente el lugar donde va a realizarse la punción, utilizando los criterios discutidos con anterioridad. Existen brazaletes especiales que advierten sobre los problemas que pueden afectar a la elección de un determinado lugar, incluyendo situaciones tales como mastectomías, injertos femorales, enfermedades vasculares o fístulas<sup>36</sup>.

El procedimiento de obtención de sangre arterial es similar (con algunas excepciones) a la punción venosa con jeringa y aguja. La obtención de sangre arterial se realiza a partir de la arteria radial de la muñeca y la arteria braquial en la fosa cubital del brazo o de la arteria femoral en la ingle, son los sitios de elección más frecuentes para realizar una punción arterial. No es necesario usar torniquete ni anestesia local cuando se colecta sangre arterial<sup>9,23</sup>.

Cualquiera que sea el lugar utilizado para la punción, la arteria se localiza por palpación del pulso, el área se limpia con las torundas con alcohol isopropílico al 70% y se desinfecta con la prividona iodada (Betadina), y la aguja se inserta en el vaso pulsante. Como la sangre arterial está bajo presión limitada, algunas veces se requiere alguna succión para obtener el espécimen. Después del proceso es necesario que se aplique una presión con fuerza, directamente en el sitio de la punción cuando ésta se ha terminado y mantenerla por lo menos 5 minutos, puede ser que en algunas ocasiones sea necesario por un mayor tiempo. Posteriormente se revisa, frecuentemente el área en busca de indicios de hemorragia superficial o interna. Si la hemostasia del paciente está comprometida; la presión debe ser aplicada por la persona que recolecta el espécimen y no por el paciente<sup>9,23</sup>.

**Arteria Radial.** Hay que colocar el dedo cuidadosamente sobre la arteria, justo al lado proximal del pliegue cutáneo de la muñeca, para poder palpar el tamaño, la dirección y la profundidad del vaso (ver FIG. No. 34) <sup>36</sup>.

**FIG. No. 34. Localización de la arteria radial (arterias de la palma de la mano derecha)<sup>36</sup>.**



Antes de seleccionar este punto debe confirmarse la presencia de una circulación colateral adecuada a través de la arteria cubital mediante la prueba de "ALLEN" (ver ANEXO No. 2)<sup>36</sup>.

El flebotomista debe estar en una posición cómoda antes de intentar la punción, incluso sentarse si esto le proporciona una mejor mecánica corporal<sup>36</sup>.

Hay que preparar el lugar de la punción en forma aséptica. No puede tocarse con los dedos, después de que esté limpio<sup>36</sup>.

El flebotomista debe asegurarse de que no se ha introducido de nuevo aire en la jeringa, que debe estar ya preparada como se ha descrito anteriormente<sup>36</sup>.

Una vez comprobado, tiene que coger la jeringa en una mano como si fuera un dardo y colocar un dedo de la otra mano sobre la arteria, en el punto exacto donde la aguja va a pinchar la arteria (no la piel) <sup>36</sup>.

La piel se pincha a unos 5 mm o 10 mm del dedo, directamente sobre la arteria, formando con la piel un ángulo de 30°, con el bisel de la aguja hacia arriba<sup>36</sup>.

Después de penetrar la piel, se empuja la aguja lentamente, apuntando hacia la arteria justo debajo del dedo. Mientras se empuja, debe observarse la cámara de la jeringa para ver si aparece sangre al entrar en la arteria<sup>36</sup>.

Si se utiliza una jeringa de plástico o una aguja de calibre menor que el 23, o si el paciente está hipotenso, puede ser necesario tirar del émbolo muy suave y lentamente para que la sangre fluya en la jeringa<sup>36</sup>.

Si se utiliza una jeringa de cristal y el paciente no es hipotenso, la presión empujará el émbolo espontáneamente hacia atrás. Debe sujetarse suavemente el extremo posterior del émbolo para evitar que éste se salga<sup>36</sup>.

Una vez que se pincha la arteria, puede utilizarse la mano que servía para palpar para ayudar a manipular la jeringa<sup>36</sup>.

Después de obtener la cantidad de sangre necesaria, hay que retirar la jeringa con la aguja rápidamente, colocando ésta en su vaina protectora y poniendo casi simultáneamente una compresa de gasa seca sobre el lugar de la punción<sup>36</sup>.

Hay que aplicar presión de forma inmediata y continua sobre este lugar por un espacio de tiempo mínimo de 5 minutos, sin interrumpir la circulación arterial. Hay que sentir el pulso a través de la gasa<sup>36</sup>.

Si el paciente está recibiendo un tratamiento anticoagulante o si tiene un tiempo de coagulación prolongado, debe mantenerse la presión más tiempo<sup>36</sup>.

Dos minutos después de comenzar a aplicar la presión, hay que inspeccionar de nuevo el lugar para cerciorarse de que no se está desarrollando un hematoma<sup>36</sup>.

La colocación de un apósito con presión no es aceptable. Si el flebotomista no puede quedarse para mantener la presión, debe hacerlo una enfermera de la planta, con instrucciones explícitas sobre cuanto tiempo debe continuar y que complicaciones debe prever<sup>36</sup>.

Si la hemorragia no cesa dentro de un tiempo razonable, hay que avisar al médico encargado del paciente<sup>36</sup>.

**Arteria Braquial.** La arteria braquial está a mayor profundidad que la arteria radial y descansa debajo de la vena basilica en el área anteromedial o anterocubital de la fosa cubital (ver FIG: No. 35)<sup>64</sup>.

La posición del paciente y la preparación de la jeringa son las anteriormente descritas. Se necesita precaución y habilidad al realizar la punción para evitar lesionar el nervio mediano, que se encuentra muy cerca de la arteria<sup>36</sup>.

Para localizar la arteria, el brazo del paciente debe estar totalmente extendido, girándose la muñeca hasta que se palpe el pulso con el dedo índice, justo por encima del pliegue cutáneo de la fosa cubital<sup>36</sup>.

Tiene que palpase la arteria con el dedo medio en su parte proximal respecto al pliegue, a lo largo de 2 o 3 cm, para observar su tamaño, dirección y profundidad<sup>36</sup>.

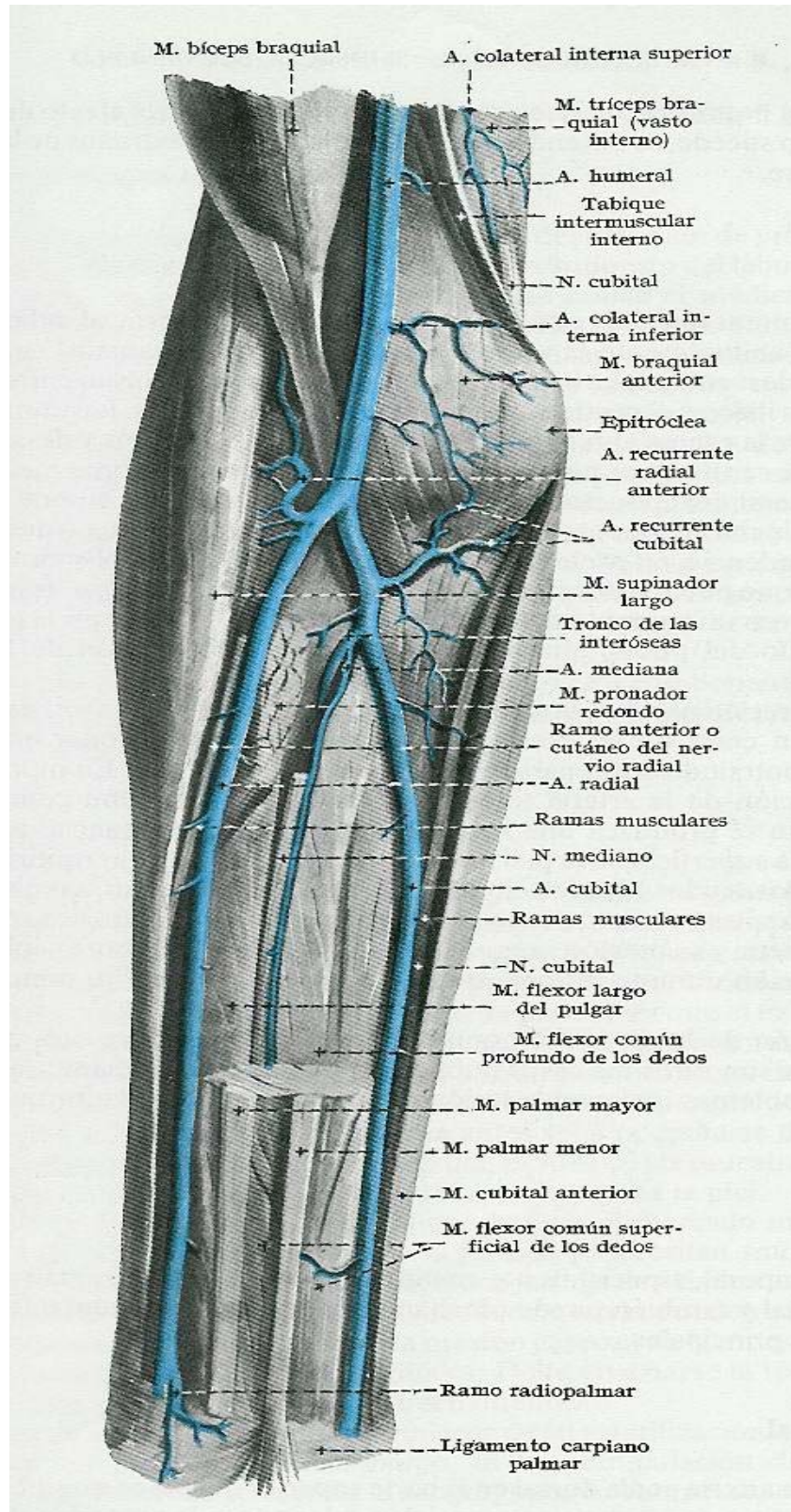
A continuación hay que limpiar el lugar de la punción. Mientras el flebotomista coloca sus dedos 2 o 3 cm aparte, a lo largo de las pulsaciones de la arteria, pincha la piel unos 5mm a 10 mm distal a su dedo índice, utilizando un ángulo de inserción de 45° con el bisel. Dirige la aguja a lo largo de una línea que conecta los dos dedos, evitando las venas visibles o palpable<sup>36</sup>.

En la mayoría de las personas, especialmente en aquellas que son obesas, la arteria braquial descansa en los tejidos profundos; no corre paralela al hueso<sup>36</sup>.

Después de sacar la aguja, hay que comprimir la piel sobre la arteria durante un periodo de tiempo mínimo de 5 minutos o hasta que cese de sangrar<sup>36</sup>.

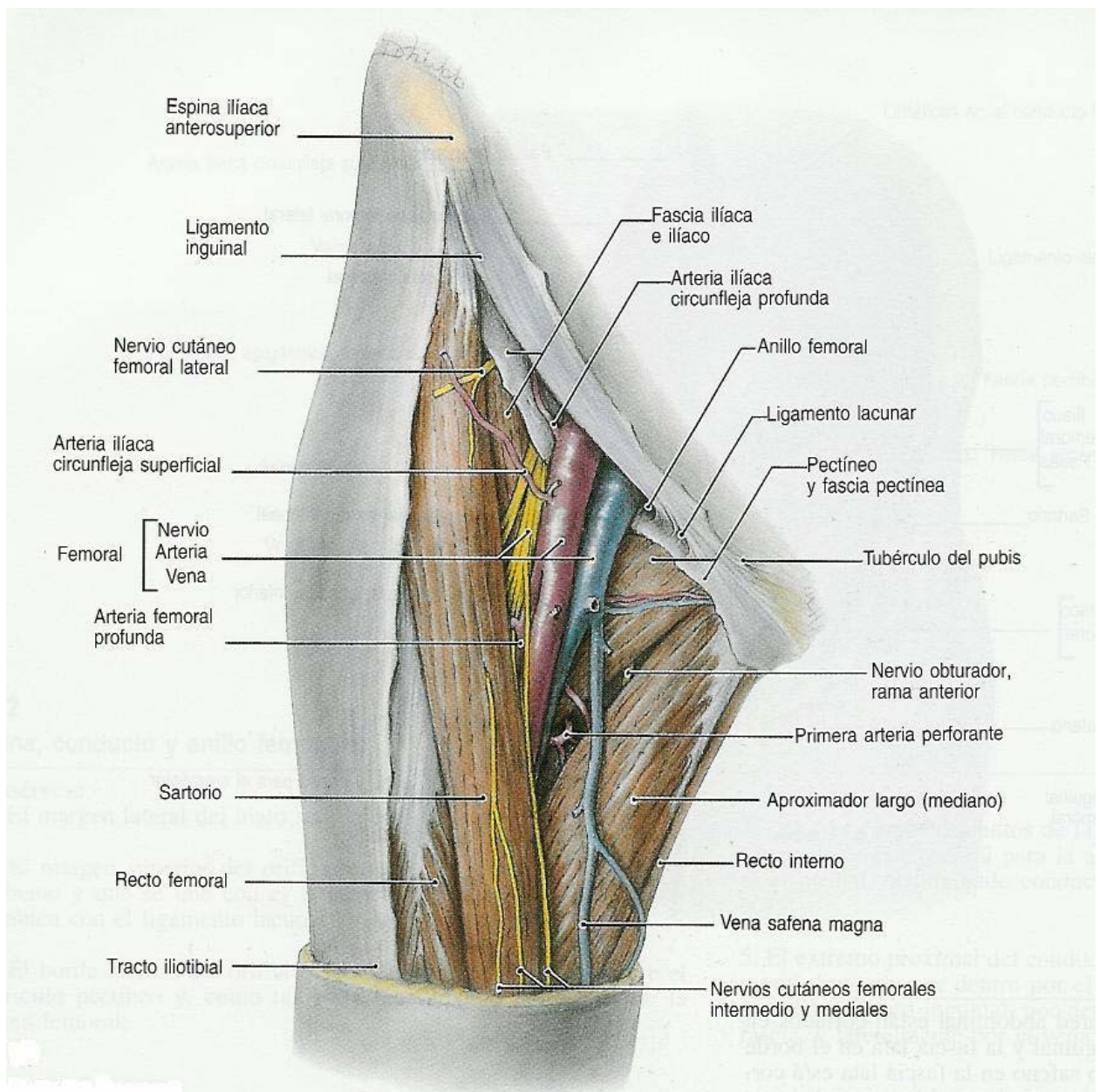


**FIG. No. 35. Localización de la Arteria Braquial o Humeral  
(arterias del antebrazo derecho)<sup>36</sup>.**



**Arteria Femoral.** La arteria y vena femorales descansan justo debajo del ligamento inguinal, frente a la fascia que cubre el psoas ilíaco y el pectíneo con el nervio situado detrás. La arteria aparece a medio camino entre la espina ilíaca anterosuperior y el tubérculo del pubis y desaparece (unos 9 cm de longitud) en el punto donde el borde medial del sartorio cruza el borde lateral del aductor largo, formando el triángulo femoral (ver FIG: No. 36)<sup>64</sup>.

**FIG. No. 36. Localización de la Arteria Femoral (triángulo femoral)<sup>21</sup>.**



El paciente debe estar tumbado, con ambas piernas extendidas. El flebotomista palpa entonces el pulso de la arteria con dos dedos. Cuando no se pueda palpar el pulso en un adulto, hay que pinchar la piel a dos dedos de distancia del ligamento inguinal, en la línea media entre la espina iliaca anterosuperior y la sínfisis del pubis. Ésta localización no debe usarse si se le ha practicado al paciente un injerto de la arteria femoral. Hay que sospecharlo si se observa una cicatriz en esta área y documentarlo revisando la historia clínica del paciente<sup>36</sup>.

El lugar donde se va a realizar la punción debe limpiarse a fondo porque el área de la ingle está normalmente muy contaminada. La arteria se pincha entre los dedos (separados 2 o 3 cm) formando un ángulo de 45° a 90° con la aguja. El bisel de la aguja tiene que estar orientado hacia la dirección del flujo sanguíneo<sup>36</sup>.

Después de obtener la muestra, se saca la aguja. Entonces hay que aplicar una presión firme sobre la arteria durante 10 minutos o hasta que cese la hemorragia. La arteria femoral es más profunda y la sangre tiene mayor presión que en las otras arterias, necesitando, por tanto, una mayor presión y más tiempo para que coagule después de la punción. La punción de la arteria femoral puede llevar a las complicaciones más graves de todas, por lo que deben extremarse las precauciones<sup>36</sup>.

Otro método de realizar una punción arterial utiliza un sistema de infusión tipo palomita o mariposa con una aguja pequeña (Ver Anexo No. 4. Equipos álados para extracción de sangre). La aguja se inserta en la arteria con la técnica antes descrita, sin estar unida a la jeringa. Cuando la sangre entra en el catéter de plástico mostrando un flujo pulsátil, se deja que llene el catéter y el cono del adaptador antes de colocar la jeringa. Con esta técnica pueden obtenerse varias muestras distintas sin soltar la aguja de la arteria y sin que se produzcan burbujas de aire<sup>36,65</sup>.



# *Extracción de Muestras de Catéteres y Cánulas Arteriales*

Las cánulas o los catéteres tienen una solución de limpieza que contiene algún anticoagulante perfundido continuamente a través de ellos, para prevenir la coagulación de la sangre en su interior. El paso de esta solución de limpieza debe interrumpirse cuando se va a extraer una muestra de sangre<sup>36</sup>.

No debe introducirse aire en el sistema, por lo que hay que comprobar todas las conexiones. Antes de recoger la muestra, debe eliminarse completamente todo el contenido del espacio muerto del catéter y de los conectores<sup>36</sup>.

Deben seguirse, además, las restantes normas para la toma de muestras de sangre arterial<sup>36</sup>.

El contenido del espacio muerto se aspira con una jeringa estéril, utilizando una llave de paso intercalada entre la cánula o el catéter y la unidad de infusión. El volumen del líquido aspirado depende del diámetro interno, la longitud y la geometría del catéter o cánula y de los conectores. Un diámetro uniforme y una forma lisa facilitan la eliminación de la solución limpiadora. Una vez que la sangre entra en la jeringa, hay que extraer una pequeña cantidad adicional para prevenir cualquier dilución. Se coloca entonces la segunda jeringa en la llave de paso y se aspira lentamente la muestra. Una vez finalizada la operación, se quita la jeringa, y se procede a llenar los diferentes recipientes de acuerdo a los tipos y número de análisis que se desee realizar<sup>36</sup>.

Se limpia asépticamente la entrada de donde se ha tomado la muestra, eliminando todos los residuos de sangre y manipulando la llave de paso con normalidad para permitir que la solución de limpieza purgue la entrada. El líquido desechado se recoge con una gasa estéril o en un recipiente estéril. Se manipula entonces la llave de paso para restablecer el flujo de la solución de mantenimiento y se inyecta una pequeña cantidad adicional de esta solución en la cánula o en el catéter, para asegurar que no contiene sangre y que se ha restablecido el ritmo normal de infusión<sup>36</sup>.

# Obtención de Muestras de Sangre para Hemocultivos

La distinción entre la septicemia y la bacteriemia es la siguiente:

La septicemia es un síndrome clínico caracterizado por fiebre, temblores, dolor, taquicardia, hiperventilación y toxicidad o postración, que se producen cuando una bacteria circundante se multiplica a una tasa que excede la remoción por fagocitos, o el paso repetido del microorganismo acompañado de un síndrome infeccioso grave<sup>14,16</sup>.

La bacteriemia correspondería al paso transitorio, intermitente o continuo, lo que refleja varios mecanismos básicos de ingreso de las bacterias en el torrente sanguíneo<sup>16</sup>.

La forma transitoria puede producirse cuando los microorganismos, a menudo comprendidos en la flora normal, se introducen en la sangre ( por ejemplo, después de un cepillado de dientes, lesión por movimientos de la lengua, o luego de un proceso de manipulación) <sup>16</sup>.

La bacteriemia intermitente, a menudo sobreviene cuando bacterias de un sitio infectado se liberan en forma espasmódica en la sangre de abscesos extravasculares, cavidades empiémicas o infecciones difusas (celulitis, peritonitis, artritis séptica) <sup>16</sup>.

La bacteriemia continua, habitualmente se presenta en casos en que microorganismos tienen acceso directo al torrente sanguíneo, como endocarditis bacteriemia sub-aguda, fistulas arteriovenosas infectadas, catéteres intra-arteriales, cánulas permanentes<sup>16</sup>.

Sin embargo, la fuente de microorganismos puede no estar determinada hasta en un tercio de las bacteriemias<sup>16</sup>.

Varios mecanismos desempeñan un papel en la eliminación de microorganismos del torrente sanguíneo. En huéspedes saludables e inmunocompetentes, un flujo repentino de bacterias es eliminado en forma habitual de la sangre en 30 a 45 minutos<sup>16</sup>.

El hígado y el bazo tienen un papel primario en la eliminación de las bacterias; los neutrófilos intravasculares tienen uno menor<sup>16</sup>.

Las bacterias encapsuladas son más difíciles de eliminar; sin embargo, la presencia de anticuerpos específicos promueve su eliminación<sup>16</sup>.

Los pacientes con enfermedades de debilitamiento o inmunodeficiencias tienen riesgos mayores, porque las bacterias circulantes pueden no ser eliminadas de la sangre en horas<sup>16</sup>.

El cultivo de sangre tiene gran importancia en el aislamiento y la identificación de los agentes responsables de bacteriemias y en el pronóstico de ciertas infecciones<sup>14,17</sup>.

Casi todos los agentes patógenos conocidos y algunos organismos considerados inofensivos se han cultivado en sangre<sup>14,17</sup>.

El tipo de toma, el número y la frecuencia de los cultivos de sangre, el volumen de sangre a cultivar, la cantidad y composición del medio de cultivo, cuándo y con qué frecuencia subcultivar y la interpretación de los resultados son factores críticos cuyo cumplimiento deben exigir los directores de laboratorios<sup>16</sup>.

Para minimizar el porcentaje de cultivos de sangre contaminados toda precaución es buena<sup>16</sup>. Estudios recientes informan que deben de haber menos del 3% de los cultivos para poder acreditar un buen trabajo, se ha estimado también que un cultivo de sangre contaminada puede conducir a un incremento del 20% al 39% en la factura de los costos de un paciente<sup>16</sup>.

Por lo que se enfatiza la necesidad de tener siempre muestras de cultivos de sangre duplicados, para indicar una posible contaminación si sólo uno de los juegos es positivo<sup>16</sup>.

Para reducir las probabilidades de microorganismos contaminantes de la piel, los sitios de punción venosa se preparan como sigue<sup>16,17</sup>:

- 1). Lavado con jabón<sup>16,17</sup>.
- 2). Enjuagado con agua estéril<sup>16,17</sup>.
- 3). Aplicación de tintura de yodo al 1% o 2% o povidona yodada y permitir secar durante 1 o 2 minutos<sup>16,17</sup>.
- 4). Y Remover el yodo lavando con alcohol isopropílico al 70%<sup>16,17</sup>.

En la práctica, el lavado con jabón generalmente se omite; en cambio, el uso combinado de yodo y alcohol para la desinfección de los sitios de punción venosa es esencial<sup>16,17</sup>. Si el sitio va a ser palpado después de la preparación yodo-alcohol, los dedos deben desinfectarse o se usará un guante estéril<sup>16,17</sup>.

Si se usa povidona yodada, el paso 4 puede omitirse. Sin embargo, hay que asegurarse de que la solución de povidona-alcohol esté seca antes de hacer la punción venosa<sup>16,17</sup>.

Dado el riesgo de adquirir infecciones por hepatitis o HIV por pinchazos accidentales (consultar la sección correspondiente a la prevención de infecciones y ver el anexo No. 5), la práctica de cambiar a una aguja estéril para inyectar frascos de cultivo de sangre ha sido reemplazada por inyección directa con la aguja original de la flebotomía<sup>16</sup>.

Ya que no se encontraron diferencias significativas en las tasas de contaminación de cultivos de sangre entre un grupo de pacientes en los cuales la aguja había sido cambiada entre flebotomía e inyección de los frascos y otro grupo para el cual las agujas no se cambiaron; por lo que se concluyó que para reducir la contaminación de los cultivos de sangre la preparación cuidadosa de la piel es más importante que cambiar las agujas<sup>16</sup>.

La obtención de los cultivos de sangre media hora antes de un pico febril es la muestra ideal, porque la mayor concentración de microorganismos está en ese momento en circulación<sup>16</sup>.

Sin embargo, dado que los picos de temperatura son en general imprevisibles, una sospecha debe ser suficiente en la mayoría de los casos en cuanto al tiempo de cultivo de sangre<sup>16</sup>.

***Procedimiento para Realizar la Toma de Muestras para un Hemocultivo.*** El hemocultivo es una muestra de sangre tomada en forma aséptica por punción venosa inoculada en los medios de cultivo para el desarrollo de microorganismos. Generalmente la sangre se inocula directamente en un medio líquido o bifásico como los mostrados en las Figuras No.37 y 38), pero en ocasiones la sangre es concentrada y lísada para inocularse en los medios sólidos<sup>13</sup>.

FIG. No. 37. Ejemplo de medios para hemocultivos.



FIG. No. 38. Ejemplo de medios para hemocultivos.



Conjunto de botes de cultivo sanguíneo; aeróbico (izquierda) y anaeróbico (derecha).

El hemocultivo es el recurso más útil para determinar el diagnóstico específico de las infecciones sistémicas, ya que cuando resulta positivo refleja una infección activa y conduce a la confirmación del diagnóstico clínico. Sin embargo un solo cultivo negativo, no excluye la posibilidad de la bacteriemia o la septicemia<sup>13</sup>.

El hemocultivo está indicado en casos de fiebre, hipotermia, sensación de enfriamiento, calosfríos, postración, hipotensión, fiebre prolongada e intermitente con soplo cardiaco perceptible<sup>14</sup>.

### ***Indicaciones Clínicas Básicas para Practicar Hemocultivos<sup>14</sup>***

1. Cuando hay septicemia a partir de un foco infeccioso (malestar, temperatura, taquicardia, escalofrío, postración).
2. Infección crónica diseminada (gonocócica o meningocócica).
3. Diseminación de infecciones graves: Neumonías, Abscesos hepático o renal, meningitis, infección de las vías biliares.
4. Infección intravascular localizada: endocarditis bacteriana subaguda, endocarditis bacteriana aguda.
5. Infecciones sistémicas: fiebre tifoidea, brucelosis, fiebres entéricas, leptospirosis.
6. Infecciones iatrogénicas: catéteres, infusiones endovenosas contaminadas.
7. Bacteremias transitorias por endoscopias, extracciones dentales o traumas pequeños.
8. Sepsis neonatal o en huéspedes comprometidos con inicio insidioso y de evolución rápida.

Los hemocultivos se solicitan siempre que el médico tiene razones para sospechar la existencia de una bacteriemia significativa, y construyen uno de los cultivos más importantes de los que se realizan en el laboratorio de Microbiología Clínica. Los hemocultivos ayudan a estimar la gravedad y la extensión de una infección diseminada. Sirven también para suministrar el medio donde identificar el agente etiológico que está produciendo una enfermedad en la que pelagra la vida del paciente y dónde realizar las pruebas de sensibilidad a los antibióticos. De aquí la importancia que tienen los procedimientos y la técnica utilizados en la recogida y manipulación de estas muestras, desde el punto de vista del cuidado del paciente<sup>36</sup>.

**Importancia de la Desinfección de la Piel.** El trámite más importante realizado durante la recogida de la muestra es la desinfección correcta de la piel. En la piel hay muchas bacterias, grampositivas y gramnegativas, en proporciones que varían de una persona a otra. Los organismos gramnegativos se encuentran con poca frecuencia en la piel sana normal pero no es raro encontrarlos en la piel de pacientes hospitalizados, en la del personal del hospital o del técnico flebotomista, por lo que existe, un elevado riesgo de contaminar los hemocultivos por contacto con la piel. Por tanto, el papel que juega el flebotomista en la preparación del lugar de la extracción es uno de los más importantes de los que hay que realizar durante la recogida de este tipo de muestras. El flebotomista, con su experiencia o su falta de la misma, puede contribuir al bienestar del paciente o ser la causa de unos resultados erróneos<sup>36</sup>.

**Agentes Eficaces para la Desinfección de la Piel.** Hay que recalcar todo lo posible la necesidad de realizar una desinfección cuidadosa y adecuada de la piel, para reducir la incidencia de hemocultivos contaminados. Los agentes más eficaces para esta tarea son los siguientes<sup>36</sup>:

1. Tintura de yodo al 1 o 2% y alcohol isopropílico al 70%. Primero se utiliza el alcohol para limpiar la piel, y después se aplica el yodo sobre el lugar de la punción, con un movimiento en espiral de dentro hacia fuera.
2. Pueden utilizarse yodoformas en lugar del yodo, debido a que son relativamente menos alergénicos y a que producen una sensibilización o irritación de la piel menor.
3. Alcohol al 70 o 95%. Uno de los problemas del alcohol es que con demasiada frecuencia se almacena, en un tarro con grandes cantidades de trozos de algodón, que se va rellenando sólo cuando es necesario. La evaporación del alcohol, unida a la contaminación, a la que contribuyen los dedos y el aire ambiental, reducen sustancialmente la actividad y la eficiencia de este agente antiséptico. Para evitar este problema hay que utilizar torundas de algodón o compresas impregnadas con alcohol, envasadas individualmente en sobrecitos de papel aluminio herméticamente cerrados.



**Preparación del Lugar de la Punción.** La desinfección instantánea es imposible, sea cual fuere el agente antiséptico, utilizado. Estos compuestos necesitan por lo menos 1 o 2 minutos para ejercer alguna actividad significativa contra la mayoría de las bacterias de la piel. Es importante, por tanto, utilizar la primera torunda para limpiar, frotando, el lugar de la punción venosa durante 1 o 2 minutos. La segunda torunda debe utilizarse para frotar sobre el mismo sitio con un movimiento concéntrico. Se ha encontrado que siguiendo este procedimiento la proporción de hemocultivos contaminados en 240 pacientes adultos sin infección fue de un 2,1%, lo que se considera un nivel aceptable. Esto se debe a que algunas bacterias residen en la misma piel, por lo que es imposible eliminarlas completamente. Una vez que se ha desinfectado el punto elegido para la punción venosa, no debe tocarse otra vez, a menos que los dedos que se utilizan para la palpación de la piel estén también desinfectados (de la misma forma que el lugar de la punción venosa) <sup>36</sup>.

**Preparación del Recipiente para el Hemocultivo.** Los tapones de goma o los diafragmas de los frascos de hemocultivo están potencialmente contaminados y deben prepararse asépticamente antes de inyectar la sangre. Para ello, se utiliza una torunda impregnada con una solución antiséptica para limpiar el tapón de goma o el diafragma superior del frasco o del recipiente que se utilice para la recogida de la muestra<sup>36</sup>.

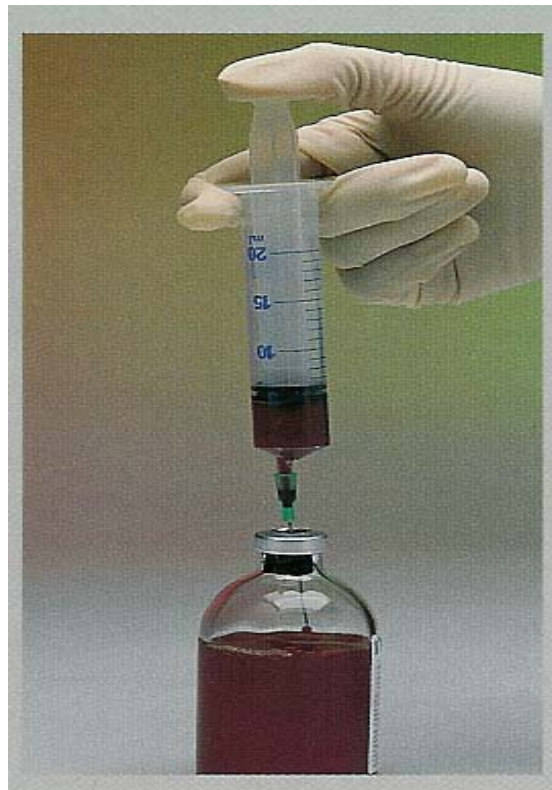
**Recolección de la Muestra.** Pueden utilizarse los siguientes métodos para extraer la muestra<sup>36</sup>:

- 1) Puede hacerse con una aguja y una jeringa estériles.
- 2) Puede recogerse la sangre con un juego (set) de transferencia, que consiste en un tubo de plástico estéril con una aguja a cada extremo.
- 3) Puede recogerse la sangre directamente en un frasco de hemocultivo en el que se ha hecho el vacío, y que se ajusta a los soportes de los tubos utilizados en las punciones venosa de rutina.

Entre estos, es preferible el juego (set) de transferencia porque tiene menos posibilidad de contaminación, aunque es más práctica la jeringa cuando al mismo tiempo hay que recoger sangre con otros propósitos. No se recomienda de forma general la utilización de frascos de hemocultivo con vacío, debido al

riesgo de contaminación con los soportes de los tubos que no están estériles, y a la posibilidad de que se produzca un reflujo del medio de cultivo hacia la sangre. La sangre extraída con cualquiera de estos medios puede inocularse directamente en los frascos que contienen el medio de cultivo en la misma habitación del paciente, como lo muestra la Fig. No. 39. En algunos hospitales, se recoge la sangre en un tubo de vacío que contiene un anticoagulante y se transporta al laboratorio, donde se distribuye en los distintos medios de cultivo<sup>36</sup>.

**FIG. No. 39. Inoculación directa de los frascos con medios de cultivo.**



**Lugar.** El lugar u origen de recogida de la muestra de sangre tiene cierta influencia en la proporción de hemocultivos contaminados. Así, los hemocultivos de la vena umbilical o de la vena femoral se contaminan más fácilmente que los de la vena cubital. Asimismo, debido a que los catéteres intravenosos permanentes se colonizan con bacterias cuando están colocados

más de 48 horas, hay más posibilidades de que estén contaminados los hemocultivos recogidos de estos catéteres que aquellos que se extraen por punción venosa percutánea. Es importante, para futuras referencias, que el flebotomista anote en la orden de petición de análisis el lugar de donde se ha obtenido la sangre para el hemocultivo, si procede de la vena femoral, de la vena umbilical o de un catéter intravascular. Esta información es esencial para una interpretación correcta de los cultivos positivos<sup>36</sup>.

***Materiales Necesarios para la Punción.*** Para la obtención de las muestras para hemocultivos se requiere de guantes estériles, cubrebocas, jeringas de diferentes capacidades ( 1, 3, 5, 10 ), torundas de algodón, alcohol isopropílico al 70%, tintura de yodo al 1 o 2% o en su caso povidona yodada y ligadura<sup>14</sup>.

***Procedimiento de la Técnica:*** Las muestras de sangre para hemocultivos deben realizarse en unas condiciones especiales de esterilidad, por lo que el flebotomista debe contar con guantes y cubre boca. Posteriormente se realiza lo siguiente<sup>8,12,14,36</sup>:

1. Identificar al paciente
2. Reunir y preparar el equipo. Quitar el tapón roscado de los frascos de hemocultivo, si lo tiene, y dejarlos cerca, con la abertura hacia arriba.
3. Colocar un compresor mientras se selecciona el sitio donde se va a realizar la punción venosa y aflojar después.
4. Al seleccionar el sitio para la punción. Es conveniente seleccionar un lugar diferente para cada toma.
5. Debe evitarse extraer sangre de catéteres intrarteriales o intravenosos permanentes a menos que la sangre no pueda obtenerse por venopuntura.
6. El sitio de venipuntura se limpia primeramente con un hisopo o torunda de algodón impregnado con etanol o alcohol isopropílico al 70%, se deja evaporar y posteriormente se desinfecta con tintura de yodo al 1-2% o povidona yodada al 10% (betadina, antes de tratar el área, preguntar sobre la sensibilidad al yodo) o con una solución de isodine, limpiar frotando un área de 8 a 10 cm<sup>2</sup> realizando movimientos concéntricos del

centro a la periferia por un tiempo de 2 minutos. Utilizar una segunda torunda impregnada con iodine (eliminar el exceso), para limpiar el exceso de povidona. Limpiar otra vez la zona, comenzando por el centro y frotando un área de 8 a 10 cm de diámetro, con un movimiento circular de dentro hacia fuera durante 30 segundos. Hay que dejar que seque sin soplar con la boca y se debe evitar tocar el sitio del área ya preparada con los dedos contaminados después de que fue desinfectada, Si el sitio va a ser palpado después de la preparación y antes de realizar la punción venosa, los dedos deben desinfectarse con povidona yodada u otro desinfectante, utilizando la misma técnica que en la preparación del lugar de la punción y dejarlos secar o se usará un guante estéril<sup>12</sup>.

7. Remover el yodo lavando con alcohol isopropílico al 70%, y dejar secar durante 1 o 2 minutos.
8. Para la desinfección de las botellas o tubos de cultivo, hay que limpiar frotando el tapón de goma de la botella o el frasco de hemocultivo con alcohol o yodo, antes de limpiar hay que eliminar el exceso de desinfectante y dejar secar al aire.
9. Volver a colocar el compresor y extraer del paciente el volumen de sangre necesario, insertando la aguja en la vena y se extrae la sangre utilizando una aguja y una jeringa estériles, con una técnica adecuada, se debe mezclar bien para evitar que se coagule. Usar una nueva aguja si se falló la primera vez.
10. Ya que se obtuvo la muestra inocular los frascos de hemocultivo inyectando cuidadosamente la cantidad adecuada de sangre en cada frasco. Asegurarse de no introducir aire en estos cultivos, todo esto debe realizarse en condiciones estériles.
11. Se punciona con la aguja en el tapón de goma del recipiente que previamente se ha desinfectado también y el cual contiene el medio para el desarrollo bacteriano y se descarga la jeringa mezclando bien la sangre con el medio de transporte. Existen también recipientes cerrados al vacío que contienen medios para hemocultivos.
12. Pegar una etiqueta con la información necesaria, que incluya el nombre completo del paciente, su número de habitación, la fecha y la hora de la

recogida y las iniciales del flebotomista. Esta etiqueta no debe tapar del todo la zona que contiene el medio de cultivo.

La selección del medio para el transporte de la sangre sobre la que se va a realizar el hemocultivo depende del organismo del que se sospeche. Para la mayoría de los hemocultivos ha resultado adecuada la tripteína soja<sup>8</sup>.

**Volumen de Muestra:** Dentro de cada institución puede variar la política respecto de los recipientes que se utilizan para la realización de los hemocultivos y el volumen de sangre necesario para su inoculación. Se ha comprobado que no se debe inocular ningún frasco con más de 10 ml de medio de cultivo, si se utiliza una proporción mayor, con frecuencia la sangre se coagula, dificultando seriamente la recuperación de las bacterias<sup>36</sup>.

El volumen de la muestra es crítico ya que la cantidad de organismos en la mayoría de las bacteriemias es poca, especialmente si el paciente está bajo tratamiento antimicrobiano. En los niños, la cantidad de organismos es generalmente mayor que en los adultos, por lo que la cantidad de sangre requerida es menor. Es por ello que se han establecido las siguientes normas respecto a los volúmenes de sangre para hemocultivos<sup>14,36</sup>.

Niños pequeños de hasta 2 años.

Un frasco con 1 ml de sangre.

Niños de 2 a 5 años.

Tres frascos con 1 ml de sangre en cada uno.

Niños de 6 a 10 años.

Tres frascos con 2 ml de sangre en cada uno.

Niños de 11 a 15 años.

Tres frascos con 4 ml de sangre en cada uno.

Niños de 16 años y mayores.

Tres frascos con 10 ml de sangre en cada uno.

Adultos.

Tres frascos con 10 ml de sangre en cada uno.

Por lo que en forma resumida puede tomarse que el volumen recomendado es:

Lactantes y Niños de 1 a 5 ml de sangre venosa, ya que estos tienen un volumen total de sangre menor que los adultos<sup>12,14,36</sup>.

Adultos de 10 a 30 ml de sangre venosa. El porcentaje de rendimiento de cultivos positivos cae significativamente si se obtienen menos de 10 ml/frasco<sup>12,14,36</sup>.

La sangre para los cultivos deberá agregarse al caldo de cultivo en una relación de 1:5 o 1:10 para diluir cualquier antibiótico inherente u otra sustancia antibacteriana. Además se ha comprobado que se producirán resultados falsos positivos si los frascos se sobrellenan<sup>14,16</sup>.

Los medios de cultivo líquidos, deben contener como anticoagulante polianetol sulfonato de sodio (SPS) que además inhibe parcialmente el efecto de algunos antibióticos (aminoglucósidos) inactiva a polimorfonucleares y disminuye el poder bactericida del suero, aunque el desarrollo de *Peptostreptococcus anaerobius* y de las neiserias patógenas, y algunas cepas de *Haemophilus influenzae* lo que se evita agregando al medio gelatina en una concentración de 1 a 2 %. En el caso de pacientes que han recibido terapia de antibióticos del tipo de las penicilinas es conveniente agregar a los medios de cultivo penicilinas y sacarosa al 10 o 15%, ésta última como estabilizador osmótico<sup>13</sup>.

**Número e intervalo de cultivo:** Es conveniente tomar por lo menos tres muestras en el período de 24 horas, con intervalos de 1 hora previa a la aparición de la fiebre, ya que las bacterias generalmente circulan en la sangre en forma intermitente. Las muestras, deben tomarse por triplicado, para incubarse en aerobiosis, anaerobiosis y atmósfera parcial de CO<sub>2</sub>. Como la fiebre se presenta en forma intermitente es conveniente tomar 2 o 3 muestras durante el día o de acuerdo a los siguientes casos:<sup>13,8</sup>

- 1) Sepsis aguda, meningitis, osteomielitis, artritis, neumonía bacteriana sin tratar o pielonefritis: Obtener dos muestras de sangre de dos lugares distintos antes de iniciar la terapia.
- 2) Sospecha de endocarditis, bacteriana continua de baja magnitud:
  - a. Aguda: Obtener tres muestras de tres sitios distintos durante la primera o segunda hora de evaluación e iniciar terapia.

- b. Subaguda: extraer tres muestras en el primer día (con 30 min de intervalo). Si todas son negativas al día siguiente tomar tres más.
- 3) Pacientes con endocarditis con terapia antimicrobiana: Extraer dos muestras distintas en tres días sucesivos.
- 4) Pacientes bajo terapia antimicrobiana: Extraer seis muestras en un intervalo de 48 hrs; obtener las muestras en el momento previo a la siguiente dosificación del antimicrobiano.
- 5) Fiebre de origen desconocido: abscesos ocultos, fiebre tifoidea, brucelosis o leptospirosis: obtener dos muestras diferentes al inicio; después de 24 a 36 h obtener dos muestras más, antes de que se alcance el pico febril<sup>14</sup>.

Cuando se solicita más de un hemocultivo, pero no se indica el horario para la extracción, es costumbre recogerlos por lo menos con un intervalo de 1 hora entre sí. Ocasionalmente, es necesario extraer más de un hemocultivo de forma inmediata, por ejemplo en el caso de que el paciente vaya a iniciar un tratamiento con antibióticos. En tales casos, debe recogerse cada hemocultivo con una punción venosa distinta. De esta manera, si se contamina un cultivo con un microorganismo de la piel, una segunda punción venosa eliminaría esta situación<sup>36</sup>.

***Contaminación de los Hemocultivos.*** En muchos hospitales, es el médico quien realiza la extracción de sangre para los hemocultivos. Desafortunadamente, a menudo no puede dedicarle el tiempo y la atención que requieren la realización correcta de esta técnica. Ha podido demostrarse que la proporción de contaminantes es significativamente más baja en los hemocultivos recogidos por flebotomistas formados en ésta técnica, que en los recogidos por los residentes. Existen pocas dudas sobre la ventaja que tiene un flebotomista experimentado en reducir al mínimo el trabajo y la confusión generados por la contaminación de los hemocultivos. Hay ocasiones, con independencia de la eficacia o experiencia de un flebotomista, en que se escapa la vena al realizar la punción, o en que se precisa hacer una segunda punción venosa. Cuando esto sucede, es importante utilizar siempre una aguja o un juego de transferencia nuevos y repetir todo el procedimiento completo. La asepsia en la técnica es de una importancia fundamental<sup>36</sup>.



# Obtención de Muestras de Sangre para Gasometrías (gases arteriales)

Sólo las determinaciones de la  $PO_2$  y la  $PCO_2$  miden realmente los gases sanguíneos. La “P” antes de  $O_2$  y  $CO_2$  significa presión parcial de los gases. Los gases respiratorios son: nitrógeno, oxígeno, anhídrido carbónico y vapor de agua. La ley de Dalton de las presiones parciales dice que la presión total ejercida por una mezcla de gases es la suma de las presiones parciales individuales. En la TABLA No. 4. se muestra el porcentaje de los gases en la sangre y la presión parcial que cada uno de ellos determina<sup>7,25</sup>.

**TABLA No. 4. LOS CUATRO GASES MÁS COMUNES EN SANGRE ARTERIAL A NIVEL DEL MAR<sup>7,25</sup>.**

GAS	PORCENTAJE DE GAS	PRESIÓN PARCIAL (mmHg)
<ul style="list-style-type: none"> <li>• Nitrógeno (no medido)</li> <li>• Oxígeno</li> <li>• Anhídrido Carbónico</li> <li>• Vapor de agua (no medido)</li> </ul>	<p>75,5</p> <p>13,0</p> <p>5,3</p> <p>6,2</p>	<p>574</p> <p>99-40 mmHg en vena</p> <p>40-46 mmHg en vena</p> <p>47</p> <p>760</p>
TOTAL	100,00	

La gasometría arterial se emplea para medir el estado respiratorio o el estado de oxigenación del organismo, el equilibrio ácido-básico del paciente y el estado metabólico del organismo. Así mismo, las determinaciones de gases en sangre miden las presiones ejercidas por los gases que inhalamos y exhalamos cuando están disueltos en la sangre<sup>7,24</sup>.

El enfoque principal de un análisis de gases es valorar el estado respiratorio del paciente, los niveles de pH sanguíneo, presión de oxígeno ( $PO_2$ ), presión de dióxido de carbono ( $PCO_2$ ) y en ocasiones, puede implicar cualquiera o todos los parámetros calculados de contenido de oxígeno, la saturación de

oxígeno, CO<sub>2</sub> total, bicarbonato (HCO<sub>3</sub><sup>-</sup>) y exceso de bases como los más importante a evaluar<sup>7,20,22,24,66</sup>.

El pH normal de la sangre arterial oscila entre 7,35 y 7,45 tomando 7,4 como promedio. Una pequeña variación de este margen puede tener graves consecuencias. Muchas reacciones químicas del organismo no ocurren con normalidad si el pH es anormal. Se produce acidosis cuando el pH es inferior a 7,35 y alcalosis cuando el pH es superior a 7,45, como se muestra en la TABLA No. 5, si el aumento o la disminución del pH se debe a cambios de la PCO<sub>2</sub>, el desequilibrio ácido-básico es de origen respiratorio; todos los restantes desequilibrios se consideran metabólicos<sup>7</sup>.

**TABLA No. 5. PRINCIPALES ESTADOS DE DESEQUILIBRIO ÁCIDO-BÁSICO<sup>24,25,26</sup>.**

PARÁMETRO	ESTADO ÁCIDO-BÁSICO
pH↑	Alcalemia
pH↓	Acidemia
pH↑    PCO <sub>2</sub> ↓                    HCO <sub>3</sub> <sup>-</sup> (N)	Alcalosis Respiratoria o Ventilatoria
pH↓    PCO <sub>2</sub> ↑                    HCO <sub>3</sub> <sup>-</sup> (N)	Acidosis Respiratoria o Ventilatoria
pH↑    PCO <sub>2</sub> (N) o ↑                HCO <sub>3</sub> <sup>-</sup> ↑	Alcalosis Metabólica
pH↓    PCO <sub>2</sub> (N) o ↓                HCO <sub>3</sub> <sup>-</sup> ↓	Acidosis Metabolica

Es necesario conocer cómo funcionan la PCO<sub>2</sub> y el bicarbonato (HCO<sub>3</sub><sup>-</sup>) en el sistema tampón del organismo si se desea interpretar el significado de los cambios en los valores de la gasometría. Los sistemas tampón actúan como esponjas químicas, que pueden absorber o eliminar hidrogeniones. En la corriente sanguínea existen sistemas tampón de menor importancia, como los fosfatos y las proteínas, pero no son medidos al evaluar el equilibrio ácido-básico. El principal sistema tampón es el sistema ácido carbónico-bicarbonato. El nivel de ácido carbónico se mide indirectamente determinando la PCO<sub>2</sub>, y el bicarbonato por el nivel de bicarbonato total o por el contenido total de CO<sub>2</sub>. Este sistema tampón ácido carbónico-bicarbonato se denomina a menudo

proporción 20:1, que significa una parte de ácido carbónico por cada 20 de bicarbonato<sup>7,25,26</sup>.

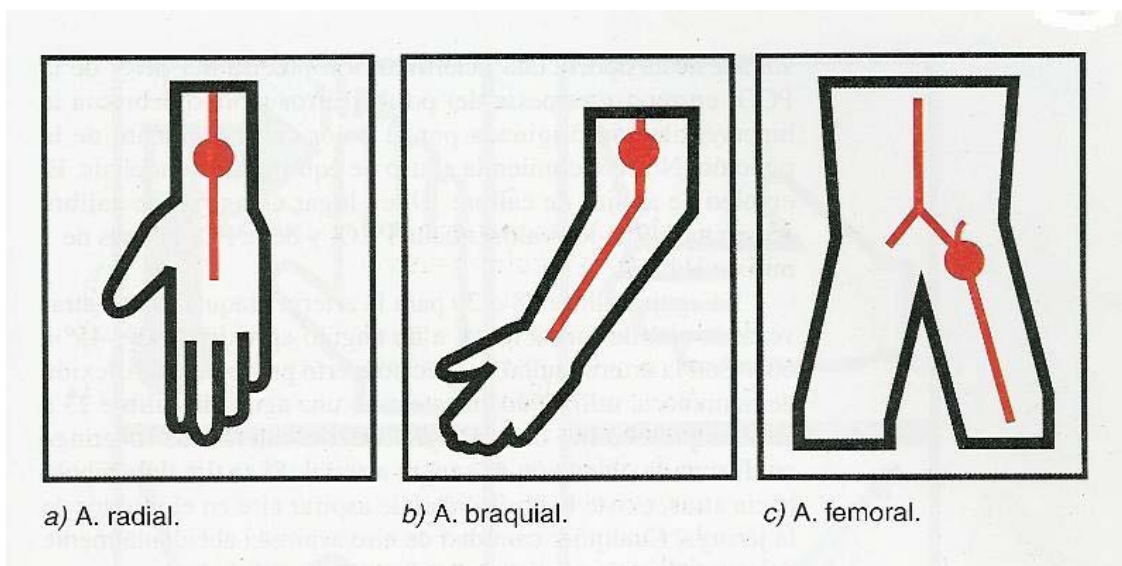
La medición del pH, de la presión parcial de O<sub>2</sub> (P<sub>a</sub>O<sub>2</sub>) y de la presión parcial de CO<sub>2</sub> (P<sub>a</sub>CO<sub>2</sub>) en sangre arterial constituye una técnica esencial para el diagnóstico y el control terapéutico de la insuficiencia respiratoria. Su realización está indicada: a) En los pacientes que presentan clínica sugestiva de insuficiencia respiratoria; b) En la evaluación de pacientes con alteración ventilatoria restrictiva; c) En los casos de alteración ventilatoria obstructiva de intensidad grave, y d) En el estudio preoperatorio de pacientes a los que se les va a efectuar toracotomía con exéresis de parénquima pulmonar<sup>15,24</sup>.

Las determinaciones de gases en sangre son fundamentales en el estudio de los problemas de oxigenación que se producen en enfermedades tales como la neumonía, la neumonitis y la embolia pulmonar. Los pacientes sometidos a oxigenoterapia prolongada o ventilación mecánica son monitorizados para evitar los extremos de oxigenación que producen anoxia con acidosis respiratoria o toxicidad por oxígeno. En los pacientes cardiovasculares en estado crítico y en aquellos otros sometidos a intervenciones importantes, especialmente cardíacas o pulmonares, hay que controlar con atención los niveles de hipoxia<sup>22,44,66</sup>.

Sólo la sangre arterial o la sangre capilar arterializada puede ser utilizada para medir los parámetros de los gases sanguíneos del organismo, porque refleja precisamente la fisiología del equilibrio ácido-básico y el estado de oxigenación del mismo. La sangre de capilares, cuidadosamente recolectada, puede manejarse de manera muy semejante a la sangre arterial contando, además, con la ventaja de requerir sólo pequeñas cantidades de ésta para la determinación<sup>22,66</sup>. La muestra de sangre debe obtenerse siempre por punción o a través de un catéter arterial. Los sitios habituales de extracción de especímenes para la medición de gases sanguíneos son las arterias radiales, braquiales o femorales (ver FIG. 40) La arteria radial, en el túnel carpiano, constituye la zona más segura y accesible para la punción arterial. Si dicha arteria no presenta una circulación colateral adecuada o su acceso resulta difícil, la segunda alternativa es la punción de la arteria humeral o braquial, en la fosa antecubital. La arteria femoral sólo debe puncionarse en casos excepcionales, dicha arteria es relativamente grande y fácil de puncionar, aunque hay que tener

cuidado con las personas mayores, ya que en estos casos la arteria femoral tiende a sangrar más que las arterias radial y braquial, el peligro de esta técnica consiste en que la zona de punción queda oculta por las sabanas y si se presenta una hemorragia cabe la posibilidad de no advertirla hasta que la pérdida de sangre es masiva<sup>7,15,22,37</sup>.

**Fig. No. 40. Zonas de extracción Arterial<sup>22</sup>**



Por otra parte, aunque la arteria radial es más difícil de puncionar, presenta la menor incidencia de complicaciones. A pesar de que la sangre entera arterial heparinizada se recomienda para casi todos los estudios de equilibrio ácido-base, a veces es necesario tomar especímenes de sangre venosa o de capilares<sup>7,15,22,37</sup>.

Durante la punción arterial, el paciente debe de permanecer relajado, sentado o semi-incorporado durante unos 10 min. Después de localizar la arteria radial por palpación, se debe asegurarse la existencia de circulación colateral adecuada o también antes de introducir un catéter en la arteria radial es necesario evaluar la suficiencia circulatoria en la mano del paciente. Si la arteria radial está bloqueada por algún coágulo (complicación frecuente después de introducir catéteres en tal vaso), la circulación de la mano dependerá únicamente de la arteria cubital. Para ello, se lleva a cabo la “**Prueba de Allen**”(ver ANEXO #2), que es un método sencillo y confiable para evaluar rápidamente la función arterial. Si la prueba resulta positiva se procede a realizar la punción, en caso contrario, no se debe puncionar la arteria radial correspondiente. El paso de sangre lento no siempre indica oclusión arterial, gasto cardíaco inadecuado o reflujo capilar insuficiente como resultado del choque. Ello

obliga al médico a que practique una punción arterial, o que se familiarice con los micrométodos que permiten utilizar la sangre capilar, relativamente fácil de extraer<sup>7,15,22,37</sup>.

***Elementos Básicos de las Muestras de Gases en Sangre.*** Una muestra de sangre arterial para determinación de gases en sangre sólo es útil al médico si:

- El paciente está bien preparado;
- La muestra se recoge correctamente;
- Se extrae la cantidad de muestra adecuada en relación con el tamaño de jeringa; y
- La manipulación de la muestra es correcta.

Las personas que realizan las punciones arteriales tienen que estar familiarizadas con los peligros de la técnica y con las precauciones que hay que tomar para evitarle un perjuicio al paciente o que los resultados estén alterados<sup>36</sup>.

La correcta interpretación de la gasometría arterial exige tener en cuenta los problemas que plantean la obtención de la muestra de sangre y su preparación y transporte para posterior análisis en el laboratorio, además del necesario control de calidad de las mediciones en este último. Si no se cumplen los requisitos adecuados, puede observarse una notable variabilidad en los valores de pH,  $P_aO_2$  y  $P_aCO_2$ , que determine cambios terapéuticos relevantes e interpretaciones erróneas de los resultados<sup>15,26</sup>.

***Recipientes para Recolección de Especímenes para la Determinación de Gases en Sangre.*** Se han evaluado y recomendado muchos tipos de recipientes. Uno de los primeros es la jeringa de vidrio, que debería considerarse un recipiente de “referencia”. Todos los demás, como por ejemplo las jeringas de plástico regulares, las jeringas de plástico “especializadas”, los tubos de vacío y los tubos capilares, deberían compararse con las jeringas de vidrio. Las ventajas de las jeringas de vidrio incluyen la mayor exactitud de los resultados, el desplazamiento hacia atrás del émbolo de vidrio como consecuencia de la presión arterial y la posibilidad de reutilización. Las desventajas de las jeringas de vidrio incluyen el costo inicial relativamente alto, la necesidad de esterilizarlas adecuadamente si se quieren volver a utilizar

y la facilidad de rotura, ya que el problema, es su manipulación durante el proceso analítico, si se cae mientras se mezcla la sangre, puede romperse y perderse la muestra o si el émbolo está demasiado flojo y el técnico deja de sujetarlo un momento, puede salirse, produciéndose unos resultados alterados por la contaminación con el aire atmosférico<sup>36</sup>.

Otros sistemas alternativos incluyen las jeringas estándar de plástico (polipropileno), las jeringas de plástico diseñadas especialmente para los gases en sangre y los tubos al vacío. Las jeringas de plástico eliminan la necesidad de esterilizar, son baratas, y son relativamente irrompibles. Este tipo de jeringas tiene la desventaja técnica de que el embolo no se desplaza empujado por la presión arterial, y un problema menor es que es difícil eliminar las burbujas de aire<sup>22,8</sup>.

La mayoría de las jeringas de plástico que hay en el mercado muestran un ajuste excelente entre el émbolo y el cuerpo de la jeringa y necesitan muy poca o ninguna aspiración. La extracción de sangre arterial con una jeringa de plástico es diferente que con una jeringa de vidrio: con las jeringas de plástico las muestras pueden extraerse sin mucha succión, que provoca una disminución de la presión gaseosa de la muestra y por lo tanto, de las presiones parciales de los gases individuales. Debe enseñarse la técnica correcta con cada tipo de jeringa y hacer que se siga estrechamente<sup>36</sup>.

La fuga de gases a través del plástico puede representar un problema importante según el tipo de plástico y las tensiones de oxígeno y dióxido de carbono del espécimen. Cuando mayor es la diferencia existente entre las presiones parciales del oxígeno y el dióxido de carbono en la sangre y las presiones parciales en el aire ambiente, mayor es la fuga. Las jeringas de plástico de polipropileno son superiores a las de poliestireno.

Actualmente, las jeringas de plástico portadoras de embolo elevable, que se desplaza debido a la presión arterial, han sustituido a las jeringas de plástico o cristal estándar. Otro tipo de jeringas para gases sanguíneos ha sido introducido en el mercado. La jeringa está dotada de una aguja pre-heparinizada con émbolo impulsor (como se muestra en el ANEXO No. 4. Jeringas para Gasometría). Dado que estas jeringas usan heparina cristalina, no es necesario considerar el error de dilución de la  $PCO_2$ , de modo que pueden obtenerse pequeñas muestras<sup>22,6</sup>.

Los tubos de vacío no sirven para este tipo de análisis. La presión parcial de los gases disueltos en la sangre se altera notablemente por la succión creada

por el vacío del tubo. El volumen de llenado también tiene un efecto definitivo sobre las presiones parciales de los gases de la muestra de sangre. Cuando se combinan estos efectos, los resultados no son fiables. Además con los tubos no se puede mantener un ambiente anaerobio durante el análisis de la muestra. Por lo tanto, debe utilizarse siempre un sistema de recogida de sangre arterial que sea apropiado para el análisis de las muestras<sup>36</sup>.

El uso de tubos al vacío está rodeado de controversias. Se a descrito el uso satisfactorio de un tubo especial, lleno con gas nitrógeno a una presión de 152 mm de Hg y que contiene 143 U de heparina sódica. Para obtener los gases de la sangre arterial se utilizó un adaptador especial. Aunque se demostró que estos tubos especializados proporcionan datos exactos, el mayor espacio de aire en la parte superior de los tubos estándar al vacío con heparina puede producir resultados erróneos por un equilibrio con la sangre<sup>22,6</sup>.

El último tipo de recipientes aceptables para la recolección y transporte de sangre son los tubos capilares especiales. Sin embargo, su exactitud y deficiencias no pueden diferenciarse fácilmente de la sangre de capilares “arterializada” que contienen (ver ANEXO No. 4. Tubos Capilares)<sup>22,6</sup>.

No se recomienda el uso de tubos capilares si se quieren realizar los análisis de gases en sangre con precisión. Un problema obvio es la contaminación de la muestra con el aire atmosférico. En este sentido hay menos contraindicaciones para realizar punciones arteriales en niños que en adultos y hay menos pérdida de sangre con esta técnica<sup>36,65</sup>.

La decisión sobre el equipo a utilizar dependerá del volumen de pruebas previsto, del personal que vaya a realizar la punción arterial, del presupuesto del laboratorio, del tipo de analizador de gases en sangre y de los criterios que utilice el médico para evaluar los resultados. Si se prevén solamente de 10 a 15 punciones arteriales por semana en un solo laboratorio, hay que considerar la posibilidad de utilizar kits comerciales, porque son más fáciles de manejar para el personal sanitario<sup>36</sup>.

***Anticoagulantes Usados para la Medición de Gases Sanguíneos.*** Las mediciones de gases en sangre deben efectuarse en sangre total, es decir, sangre no coagulada con todos sus elementos. Se emplea un anticoagulante con el fin de inactivar los mecanismos de la coagulación, de modo que la sangre



permanezca sin coagular dentro de la jeringa. Los citratos oxalatos y el EDTA no son aceptables para estos fines<sup>22</sup>.

El anticoagulante de elección es la heparina; no obstante demasiada heparina puede afectar diversos parámetros. El pH de la heparina sódica es aproximadamente de 7; la  $PCO_2$  o  $PO_2$  tienen valores cercanos al aire ambiente<sup>20</sup>.

Las jeringas que contienen heparina liofilizada (congelada y desecada) presentan notables ventajas<sup>6</sup>:

- a. Ahorro de tiempo, ya que no es necesario pre-humidificar el cilindro con heparina líquida.
- b. No se plantean problemas de dilución por el insuficiente llenado de la jeringa.

Se ha demostrado que 0.05 ml de heparina sódica anticoagulan adecuadamente 1 ml de sangre, mientras que hasta 0.1 ml por ml de sangre no afecta los valores de pH,  $PCO_2$  o  $PO_2$ . Si una jeringa de 5 ml se lava con heparina sódica que luego se expulsa, el espacio muerto de la jeringa contendrá aproximadamente 0.15 a 0.25 ml de heparina sódica. Por lo tanto, de 2 a 14 ml de sangre contendrán teóricamente por lo menos 0.05 ml de heparina/ml de sangre anticoagulada<sup>22</sup>.

Es recomendable lavar la jeringa con un chorro de heparina (10 mg/ml) y vaciarla luego. Esto permite la anticoagulación adecuada de una muestra de 2 a 4 ml de sangre, asegurando que el anticoagulante no altere el resultado<sup>20</sup>.

***Datos del Paciente.*** La precisión en el análisis de los gases en sangre arterial requiere una descripción del estado del paciente en el momento en que se obtiene la muestra. Esto incluye:

- ❑ El horario de extracción de la muestra;
- ❑ La  $FIO_2$  (fracción de oxígeno inspirada);
- ❑ El modo en que se realiza el tratamiento con oxígeno;
- ❑ La frecuencia respiratoria del paciente;
- ❑ El lugar de donde se extrae la sangre;
- ❑ La temperatura corporal del paciente;
- ❑ La situación en la que se encuentra el respirador, si es que el paciente tiene alguno, lo que incluye:

- El volumen tidal,
- La presión máxima de agua,
- La presión expiratoria final, y
- La existencia de respiración mecánica o espontánea.

Debe seguirse estrictamente el procedimiento establecido para la realización de punciones arteriales, si se quiere mantener un nivel de calidad en las muestras de sangre. En este caso, la exactitud y el orden son imprescindibles. Hay que vigilar estrechamente la calidad de las muestras obtenidas y corregir inmediatamente las técnicas de extracción defectuosas<sup>36</sup>.

### ***Factores en la Toma de Muestras que Pueden Alterar los Resultados:***

**Dilución Debida al Anticoagulante (Heparina).** La heparina es el anticoagulante más utilizado para la determinación de gases en sangre, ya que con una cantidad mínima anticoagula proporcionalmente el mayor volumen de sangre, con el mínimo efecto sobre los valores de los componentes ácido-básicos. Cuando se utiliza en forma líquida, si se quiere obtener unos resultados precisos hay que poner heparina sólo en el espacio muerto de la jeringa y en la aguja. El exceso de heparina puede acidificar en gran medida la muestra de gases en sangre, dependiendo la cantidad de heparina y la capacidad tamponadora de cada muestra individual de sangre<sup>36,62</sup>.

Cuando se utiliza heparina líquida para “heparinizar” las jeringas, todo el personal debe extraer constantemente el mismo volumen de sangre, para estandarizar el efecto de la heparina. Con frecuencia se trata de pasar con una muestra pequeña, produciéndose entonces unos resultados que no se ajustan al verdadero cuadro clínico del paciente y que pueden llevar a un tratamiento incorrecto del mismo. La PO<sub>2</sub> puede estar artificialmente elevada o disminuida, la PCO<sub>2</sub> y el pH están normalmente disminuidos y los resultados de las variables del equilibrio ácido-básico alterados. Con una jeringa de 10 ml, el espacio muerto es de 1,2 a 2,4% del volumen máximo, la dilución con heparina afecta principalmente el valor de la PCO<sub>2</sub><sup>36,62</sup>.

El problema de dilución planteado con heparina se ha corregido recientemente con la introducción de jeringas que contienen heparina en polvo seco<sup>36,62</sup>.

**Burbujas de Aire.** Otra fuente de errores críticos en este tipo de muestras es el aire atmosférico. Las burbujas de aire pueden alterar en gran medida el valor de la PO<sub>2</sub>, dependiendo de la cantidad y tamaño de las mismas y de la misma PO<sub>2</sub> en la muestra de sangre. Cuando más pequeñas sean las burbujas, mayor será la superficie de contacto con la sangre, y más rápidamente se producirá la variación<sup>36,63</sup>.

Las burbujas pequeñas, claras, rosadas, de aspecto espumoso, se producen normalmente por una falta de ajuste entre la aguja y la jeringa. Puede tratarse de una aguja que es demasiado pequeña para la jeringa, una jeringa con émbolo que se ajusta mal, o un tirón del émbolo hacia atrás con demasiada fuerza. Las muestras que contengan burbujas de aire deben rechazarse<sup>63</sup>.

Las muestras de gases en sangre deben ser anaerobias. Si una muestra recién extraída contiene una burbuja pequeña de aire, hay que expulsarla antes de 20 segundos. La jeringa debe quedar herméticamente cerrada mediante la colocación de un tapón en el cono de la jeringa o pinchando la aguja en un corcho. El doblar la aguja no produce el cierre hermético de la jeringa y es un peligro para cualquier persona que tiene que manipular la muestra<sup>36,63</sup>.

**Refrigeración.** Otro problema que hay que resolver es la eliminación o la limitación de los procesos metabólicos, para que la muestra se mantenga en su estado actual. La forma más fácil de hacerlo es refrigerando la muestra, herméticamente cerrada, por inmersión en un recipiente de agua con hielo inmediatamente después de su extracción; de forma que se enfríe rápidamente y disminuya así la actividad metabólica de los leucocitos, que son los que consumen mayores cantidades de oxígeno<sup>36</sup>.

**Tiempo de la Toma.** La muestra debe ser entregada en el laboratorio para su análisis antes de 15 minutos.

**Coágulos.** Debe rechazarse cualquier muestra que contenga coágulos, los cuales tienden a formarse cuando: a).- Se hace difícil realizar la punción, b).- La sangre no se mezcla con la heparina inmediatamente después de su extracción o queda estancada en la aguja y c).- También se forman coágulos cuando la jeringa contiene una cantidad inadecuada de heparina<sup>36</sup>.

### ***Materiales Necesarios para la Obtención de Muestras para Gases Arteriales:***

**Heparina.** La heparina sódica o la heparina de litio (1000 unidades/ml) son ideales para el análisis de gases en sangre. El oxalato, el EDTA, el citrato u otros anticoagulantes sanguíneos no son aceptables para este procedimiento. Sólo se necesita una cantidad de heparina suficiente para llenar el espacio muerto de la jeringa y la aguja, para que anticoagule la cantidad de sangre recogida con esa jeringa. La heparina sódica al 1% es el anticoagulante de elección; no deben utilizarse cantidades superiores a 0.15-0.25% ml de heparina a fin de que no se produzcan cambios en el pH de la muestra o equipo especial para las gasometrías<sup>37,15</sup>. Es erróneo pensar que la presencia de heparina en el espacio muerto sirve para mantener la jeringa libre de aire. Debido a que la  $PCO_2$  y la  $PO_2$  de la heparina son las mismas que las del aire atmosférico, el efecto de la dilución de la heparina sobre la sangre tendrá el mismo efecto que el aire atmosférico de la habitación. Para reducir al mínimo y estandarizar este error, deben llenarse las jeringas siempre con la misma cantidad de sangre<sup>36,62</sup>.

**Dispositivos de Cierre.** La muestra arterial debe ser anaerobia, para prevenir la contaminación por el aire atmosférico. Por tanto, hay que utilizar un tapón para la punta de la jeringa del tipo Luer o cualquier otro mecanismo de cierre (ver ANEXO No. 4. Aguja Vacutainer y Adaptador Luer)<sup>36</sup>. La acción de doblar la aguja da como resultado una muestra de manipulación peligrosa y que, además, no es impermeable al aire. Si es necesario, puede pincharse la aguja en un tapón, aunque esto tampoco es muy efectivo<sup>36</sup>.

**Gasas.** Puede utilizarse una compresa cuadrada de gasa limpia y seca para presionar en el lugar de la punción<sup>36</sup>.

**Etiquetas o Impresos.** Debe colocarse una etiqueta en la jeringa de forma que no se borre la identificación al sumergirla en el agua con hielo. Los bolígrafos con tintas insolubles en agua dan buen resultado y pueden utilizarse para escribir en el cuerpo de la jeringa o en el extremo del émbolo. Los datos recogidos en el momento de tomar la muestra pueden registrarse en los impresos de petición de análisis o en los impresos de resultados<sup>36</sup>.

**Agua Helada.** Debe utilizarse un recipiente de agua con hielo u otro agente refrigerante capaz de mantener una temperatura de 1°C a 5°C, lo suficientemente grande para sumergir la jeringa o cualquier otro dispositivo de extracción con la sangre arterial. Esta temperatura reduce el metabolismo de los leucocitos, que de no ser así continuarían consumiendo oxígeno<sup>36</sup>.

La sangre, debe estar refrigerada hasta el momento de realizar el análisis. Las muestras de pacientes leucémicos, con recuentos elevados de leucocitos, deben analizarse antes de cinco minutos, al igual que las muestras con tensiones de oxígeno que se cree que van a ser elevadas, por ejemplo las determinaciones para desviar un bypass cardio-pulmonar<sup>36</sup>.

**Jeringas.** Se recomiendan jeringas de plástico o de vidrio provistas con émbolos adecuados para evitar pérdidas de los gases disueltos en sangre que deben estar perfectamente heparinizadas, otra opción es utilizar jeringas con cierre (jeringa con cerrojo “Luer-Lock” con su capuchón correspondiente, de Becton-Dickinson, ver FIG. No. 5 y el Anexo No. 4. Jeringas para Gasometria)<sup>37,15</sup>.

**Capilares.** Su exactitud y deficiencias no pueden diferenciarse fácilmente de la sangre de capilares “arterializada” que contienen (ver ANEXO No. 4. Tubos Capilares)<sup>22,6</sup>.

**Desinfectante.** Para la toma de gasometrías se requiere alcohol isopropilico al 70%, isodine o polividona yodada<sup>37,15</sup>.

### ***Preparación de la Jeringa para la Extracción de las Muestras de Sangre<sup>36</sup>.***

1. Lavarse las manos concienzudamente.
2. Preparar de forma aséptica, el tapón de un vial de heparina.
3. Colocar una aguja en la jeringa utilizando una técnica aséptica.
4. Poner unos 0,3 ml de heparina en la jeringa que se va a utilizar para recoger la muestra.
  - Cuando se utiliza una jeringa de cristal, hay que humedecer bien el interior del cuerpo de la jeringa con heparina, moviendo el émbolo hacia arriba y hacia abajo.

- Cuando se utiliza una jeringa de plástico, sólo hay que mover un poco hacia abajo el émbolo para permitir que se recubra completamente el extremo de goma con la heparina.
5. Expulsar el aire manteniendo la punta de la aguja hacia arriba, invertida entonces y expulsar el exceso de heparina a través de la aguja, de forma que quede todo el espacio muerto de la jeringa y la aguja llenos con el anticoagulante. Hay que asegurarse que no queden burbujas de aire en la jeringa o en la aguja. Tampoco debe estar la parte externa de la aguja humedecida con la solución de anticoagulante. Una vez lista, volver a colocar cuidadosamente la aguja dentro de su vaina protectora.

***Preparación e Información del Paciente.*** La temperatura del paciente, su frecuencia respiratoria y la concentración de oxígeno en el aire inspirado ( $FIO_2$ ) influyen en las concentraciones de oxígeno y dióxido de carbono de la sangre. Por lo tanto, es necesario registrar estos factores en el momento de la punción arterial para facilitar una correcta interpretación de los resultados. Es necesario verificar que el paciente está en un estado de equilibrio, a menos que exista una situación de urgencia. Si en fecha reciente el paciente ha sido sometido a respiración con presión positiva intermitente, se esperará cuando menos 20 minutos antes de extraer la sangre arterial. Si el sujeto recibe oxígeno, se averiguará si la orden del médico especifica la obtención de la muestra con el sujeto respirando aire ambiente, o durante oxígeno-terapia. Si la orden señala la primera posibilidad se interrumpirá el empleo de oxígeno de 15 a 20 minutos. Pero si es después de un cambio de ventilación o de  $FIO_2$ , entonces antes de extraer la muestra se dejará pasar un tiempo suficiente de 15 a 20 minutos, dependiendo de la gravedad de los problemas ventilatorios del paciente<sup>36</sup>.

- 1) Comprobar la temperatura del paciente, ya que la temperatura produce en la  $PO_2$  del paciente una variación del 6% por cada grado centígrado. Sin embargo existen factores correctivos para la fiebre en los analizadores automáticos de los niveles de gases en la sangre<sup>22,44</sup>.
- 2) Anotar si el paciente está respirando aire atmosférico (21% de oxígeno), o una mezcla enriquecida en oxígeno. Esto se indica como la fracción de oxígeno inspirado ( $FIO_2$ ).

- Se indicará si el paciente respira aire ambiente o recibe oxígeno cuando es extraída la muestra.
  - Si el paciente tiene un sistema de distribución de oxígeno que permite la entrada de aire atmosférico, como una cánula nasal o una mascarilla en T, registrar solamente el tanto por ciento de oxígeno mezclado.
  - Si el paciente posee un sistema cerrado que no permite la entrada de aire atmosférico, como un ventilador, una campana o una tienda de oxígeno, verificar la FIO<sub>2</sub> con un analizador de oxígeno y se señalará la FIO<sub>2</sub> y el volumen ventilatorio.
- 3) Si el paciente está respirando espontáneamente, hay que contribuir a su bienestar físico y mental tranquilizándole con una conversación relajada y colocándole en una posición confortable. El paciente debe estar relajado, descansando confortablemente tumbado en la cama durante un mínimo de 10 minutos. Los siguientes cambios pueden producir alteraciones significativas en la concentración de los gases sanguíneos: cambios en el ritmo respiratorio, la aspiración traqueal, el tratamiento respiratorio con presión positiva intermitente y la fisioterapia respiratoria. Los valores de los gases en sangre pueden alterarse temporalmente por una hiperventilación debida a un estado de ansiedad, dolor, mantenimiento de la respiración o llanto.
- 4) El flebotomista explicará al enfermo que con esta prueba se evalúa la suficiencia con que los pulmones aportan oxígeno a la sangre y eliminan el dióxido de carbono. Le señalará que no necesita restringir la ingestión de alimentos o líquidos y que se requiere extraer una muestra de sangre arterial; también le indicará el sitio escogido para la punción. Se pedirá al paciente que respire normalmente durante la toma de sangre y se le indicará que sufrirá dolor pulsativo o contráctil breve en el sitio de punción<sup>36,22</sup>.

## *Técnica de extracción de Sangre Arterial*

1. Se selecciona el punto de punción, en el caso de lactantes se utilizan arterias del cuero cabelludo y en recién nacidos, hasta las 48 horas después del nacimiento, se emplea la cateterización de la arteria

umbilical. Una vez escogida la zona de punción, se procede a la limpieza de la piel con alcohol al 70% y posteriormente se desinfecta con isodine o povidona iodada u otro desinfectante<sup>15,22</sup>.

2. Las principales complicaciones de la punción arterial incluyen la trombosis y la hemorragia. Se anestesia el sitio de punción si es necesario. La hiperventilación producida por la ansiedad puede afectar los resultados de la gasometría, aunque la punción arterial sin anestesia aporta una determinación precisa del pH y de la PCO<sub>2</sub> en reposo, a pesar del posible error teórico debido a la hiperventilación originada por el dolor en el momento de la punción. No se recomienda el uso de equipos de venoclisis. El empleo de agujas de calibre 19, en lugar de agujas de calibre 25, no modifica los valores de la PCO<sub>2</sub> y de la PO<sub>2</sub> en más de 1 mm de Hg<sup>22,67</sup>.
3. Antes de realizar la punción la jeringa debe ser previamente heparinizada (un simple lavado de la jeringa es suficiente, debiéndose evitar el exceso, puesto que la heparina tiene una reacción francamente ácida), el exceso se desecha<sup>22,44,67</sup>.
4. Se registra la temperatura del paciente y la concentración del oxígeno del aire inspirado (FIO<sub>2</sub>)<sup>22</sup>.
5. El paciente debe saber que el pinchazo será doloroso. Si el paciente tiene miedo o resulta difícil obtener la muestra, puede producirse hiperventilación debido a la ansiedad y como consecuencia, los resultados de la prueba pueden alterarse<sup>7,8,15,22,37,67</sup>.
6. Al realizar la punción, el ángulo entre la aguja y el punto de punción debe ser de aproximadamente de 45°, la arteria que se ha de puncionarse se localiza por palpación, identificándose por sus pulsaciones y se procede a puncionar. En caso de ser la arteria radial, ésta debe puncionarse tras haber efectuado la prueba de Allen. La aguja calibre 18 o 20 para la arteria braquial, debe atravesar la piel de forma lenta, a un ángulo aproximado de 45° a 60°. Con la arteria radial es preciso cierto grado de dorsiflexión de la muñeca, utilizando en este caso una aguja de calibre 23 a 25. Se palpa la arteria, se limpia la zona y se sitúa el dedo sobre la arteria con el bisel de la aguja hacia arriba, se punciona la piel de 5 a 10 mm de distancia del dedo con el que se localiza la arteria. Se punciona la



arteria en un punto situado directamente debajo del dedo. Las pulsaciones de la sangre hacia el interior de la jeringa confirman la obtención de sangre arterial, aunque la sangre, al penetrar en la aguja normalmente desplaza hacia atrás el émbolo. Si no es así, se tira de él suavemente hasta obtener la cantidad de sangre deseada. En algunas ocasiones si se tira del émbolo hacia atrás, existe la posibilidad de aspirar aire en el interior de la jeringa. Cualquier cantidad de aire aspirada accidentalmente debe expelerse inmediatamente<sup>22,44,67</sup>.

7. A continuación se retira rápidamente la aguja y la jeringa colocando al mismo tiempo una torunda de algodón sobre el punto puncionado. Una vez obtenido el espécimen sanguíneo, hay que retirar la aguja, colocando un tapón hermético al aire sobre la punta de la jeringa o se tapa la jeringa con un tapón para el cono Luer o se pincha la aguja en un tapón para hacer que la jeringa sea impermeable al aire y al agua. Corrientemente suele forzarse la punta de la aguja en el interior de un tapón; esta práctica debe evitarse debido al peligro que corre de que el personal pueda pincharse con la aguja (VER ANEXO 4); por lo que el doblar la aguja es una práctica ***"TOTALMENTE INACEPTABLE"*** en cambio, se recomienda el uso de las caperuzas de Luer. La muestra se identifica con una etiqueta a prueba de agua (los bolígrafos con tintas insolubles en agua dan resultado), y se sumergen inmediatamente en un baño de agua helada<sup>22,36,44,67</sup>.
8. La punción deberá realizarse sin admisión de aire. Sin embargo, si accidentalmente penetran en la jeringa algunas burbujas, estas deberán ser eliminadas rápidamente después de la punción y antes de los 2 minutos siguientes a la extracción<sup>22</sup>.
9. Una vez concluida la punción, y obtenida la muestra, se comprime la zona aplicando una firme presión durante aproximadamente 5 minutos si se trata de la arteria radial o braquial y 10 minutos si se trata de la femoral o más para evitar la aparición de un hematoma postpunción. Se debe vigilar el punto de punción otros dos minutos más aproximadamente, hasta estar seguros de que no se ha formado un hematoma<sup>7,8,15,22,37,67</sup>.
10. Cuando se precisan muestras de sangre frecuentes se coloca un catéter arterial. La colocación del catéter arterial con la técnica de **Seldinger** está indicada para el cuidado de pacientes en situación crítica o

ventilados mecánicamente, que requieren controles gasométricos frecuentes<sup>7,8,15,37,67</sup>.

11. Después de ser extraída la muestra ésta debe ser mezclada con el anticoagulante mediante la rotación de la jeringa entre las manos<sup>22</sup>.
12. La muestra debe ser identificada con el nombre del paciente, la hora y las condiciones de extracción (por ejemplo, es importante anotar si el paciente ha recibido oxígeno durante la extracción, por que el PO<sub>2</sub> es diferente en el paciente sometido a oxigenoterapia del que respira aire ambiente, la enfermera debe especificar la duración de la oxigeno terapia y la cantidad de oxigeno administrada), Para la identificación debe utilizarse tinta indeleble para evitar que se borre con el agua<sup>7,22,67</sup>.
13. Asimismo, se debe procurar que el tiempo de traslado al laboratorio de análisis sea el mínimo posible. Por último, las muestras para análisis del pH y de gases en sangre es importante efectuar el transporte de la muestra a una temperatura aproximada de 4°C, por lo que después de la toma de la muestra debe colocarse, durante su transporte hasta el laboratorio, en un recipiente con hielo triturado o en agua que contenga trozos de hielo, para evitar que se produzcan cambios de importancia en el pH<sup>7,8,15,36,37,67</sup>.
14. La cantidad necesaria de sangre para determinar los gases arteriales depende del método empleado. Se recomienda un mínimo de 3 ml de sangre, aunque algunos analizadores de sangre arterial requieren sólo 0,5 ml. Por lo que cuanto mayor es el espécimen menor es el efecto de dilución debido a la heparina. Por lo que debe consultarse al laboratorio sobre la cantidad de muestra requerida<sup>7,22</sup>.
15. Si la muestra no va a procesarse en el término de 15 minutos, se debe colocar en refrigeración o en su caso en un baño de hielo, con lo que se conservará en el laboratorio hasta su análisis o durante la transportación hacia el, y antes de la medición la muestra debe agitarse para su homogeneización, descartando la sangre contenida en el espacio muerto de la jeringa<sup>7,8,15,22,37,67</sup>.

***Cuidados del Paciente Después de la Flebotomía.*** Después de aplicar presión en el sitio de punción, coloque firmemente una gasa sobre el mismo (si se punciona una arteria del brazo, no se colocará cinta adhesiva en toda su circunferencia, porque puede entorpecer su circulación)<sup>22</sup>.

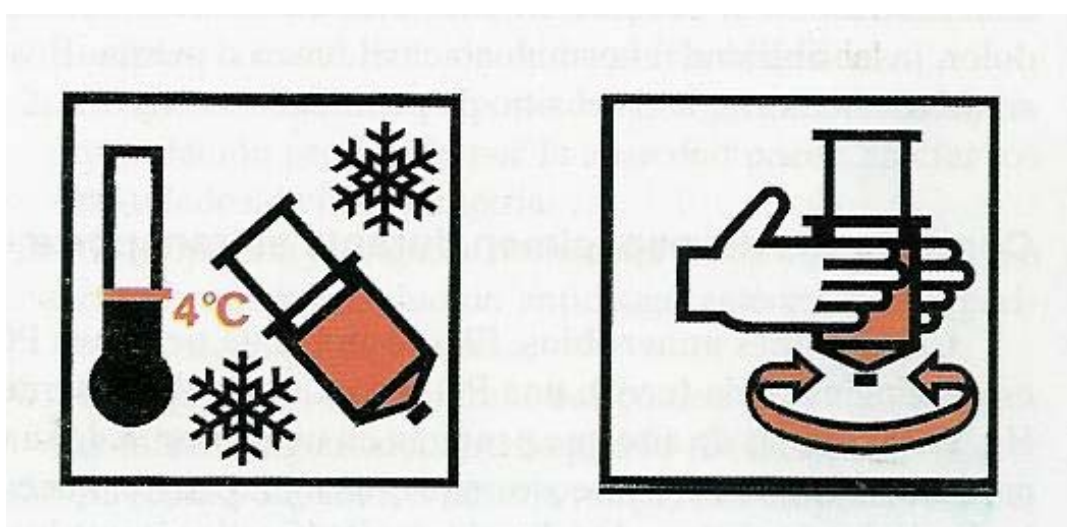
Mida los signos vitales y observe aquellos signos que son propios de disminución de la circulación tales como hinchazón, cianosis, dolor, insensibilidad u hormigueo en el brazo o pierna. Busque signos de hemorragia en el sitio de punción<sup>48</sup>.

### ***Condiciones del Espécimen Durante el Transporte al Laboratorio:***

**Condiciones Anaerobias.** El aire ambiente tiene una  $PCO_2$  esencialmente nula (cero), una  $PO_2$  aproximada de 150 mm de Hg. Las burbujas de aire que penetran en una muestra de sangre producen un equilibrio gaseoso entre el aire y la sangre. Por ende, las burbujas de aire pueden disminuir significativamente los valores de  $PCO_2$  de la muestra, haciendo que el valor de  $PO_2$  se aproxime a los 150 mm de Hg. Cuando mayor es la cantidad de aire mezclada en la muestra de sangre, mayor es el error<sup>22</sup>.

**Temperatura de la Muestra.** La sangre es un tejido vivo en el cual el oxígeno continúa consumiéndose y el dióxido de carbono sigue produciéndose, aún cuando ésta haya sido colocada en una jeringa. Si la muestra se coloca inmediatamente en hielo, la temperatura cae rápidamente por debajo de  $4^{\circ}C$  y los cambios de  $PCO_2$  son insignificantes (ver FIG. No. 41). Antes del análisis, mezcle la muestra (ver Fig. No. 41)<sup>22</sup>.

**Figura No. 41. Manejo de la sangre para estudios de gases<sup>22</sup>.**



Se consideran muestras aceptables las que una vez extraídas han sido colocadas de inmediato en hielo y transportadas rápidamente (menos de 15 minutos) al laboratorio<sup>20</sup>. El pH de la sangre no cambia de forma significativa durante 4 horas si la muestra está sumergida en agua con hielo. A 27°C, sin embargo, el pH cambia unas 0,005 unidades cada 10 minutos, y a 37°C el cambio es el doble de esta cantidad. El ritmo de descenso del pH es independiente de la concentración de hemoglobina, pero depende en gran medida del recuento leucocitario. Sin embargo, si las muestras se colocan en agua fría con hielo, el ritmo de descenso del pH no es mayor de 0,0008 unidades pH por hora, aun en muestras de pacientes leucémicos con elevados recuentos leucocitarios. La estabilidad de la PO<sub>2</sub> también depende en gran medida de la temperatura, por lo que las muestras de sangre utilizadas para medir este parámetro deben refrigerarse también durante su transporte<sup>7,8,15,36,37,67</sup>.

### ***Ventajas de los especímenes obtenidos por punción arterial***

- 1) La sangre arterial resulta ideal para el estudio de los gases sanguíneos porque refleja precisamente la fisiología ácido – básica y el estado de oxigenación<sup>25,26</sup>.
- 2) No requiere obtener una cantidad mayor de espécimen sanguíneo<sup>22</sup>.

### ***Desventajas de los especímenes obtenidos por punción arterial.***

- 1) Las punciones arteriales son técnicamente más difíciles de realizar que las venosas<sup>22</sup>.
- 2) El aumento de la presión en las arterias dificulta la interrupción de la hemorragia y condiciona con mayor frecuencia la aparición de hematomas; el espasmo arterial es una constricción refleja que limita el flujo de sangre y comporta en ocasiones graves efectos sobre la circulación<sup>22</sup>.
- 3) Los pacientes pueden cursar molestias considerables en relación con la punción de la arteria radial. Estas molestias se expresan mediante manifestaciones diversas, tales como ardor, vibración, hipersensibilidad, sensación punzante, calambres<sup>44</sup>.

## *Sangre Capilar Arterializada*

Cuando se extrae sangre por punción cutánea para determinar el pH y los gases, hay que recoger la muestra en tubos capilares de vidrio heparinizados y procurar que no contengan burbujas de aire. Las muestras de sangre expuestas al aire atmosférico de la habitación por un espacio de tiempo tan solo de 10 a 30 segundos pueden mostrar un error significativo en la determinación de la  $PO_2$ . Las burbujas de aire atmosférico hacen que la  $PO_2$  original de la muestra tiende a igualarse con la  $PO_2$  del aire atmosférico. Las burbujas de aire tienen poco efecto sobre la  $PO_2$  de la muestra hasta que aumenta la superficie de sangre expuesta a las burbujas de aire durante la mezcla. Esto se debe a que hay que mezclar las muestras de sangre total en los tubos capilares antes de realizar los análisis del pH y de gases, por lo que debe utilizarse una técnica cuidadosa durante la recogida de la muestra para evitar que entren burbujas de aire<sup>36</sup>.

**Técnica de Extracción de Sangre Capilar Arterializada.** El uso de sangre capilar para la determinación de gases en sangre puede ser necesario cuando la punción arterial es muy difícil o está contraindicada. La sangre capilar “arterializada” puede usarse para estimar el estado de ácido-base de recién nacidos, personas obesas y pacientes en síncope<sup>22</sup>.

Pueden obtenerse muestras clínicamente útiles al aumentar el flujo sanguíneo en el tejido implicado. La sangre capilar se puede extraer del lóbulo de la oreja, yema o pulpejo del segundo, tercero o cuarto dedo de la mano, se debe puncionar el borde libre del lóbulo de la oreja, no el lateral en los adultos<sup>6,9,22,23,28,29,31,32,34,35,36,37,60</sup>.

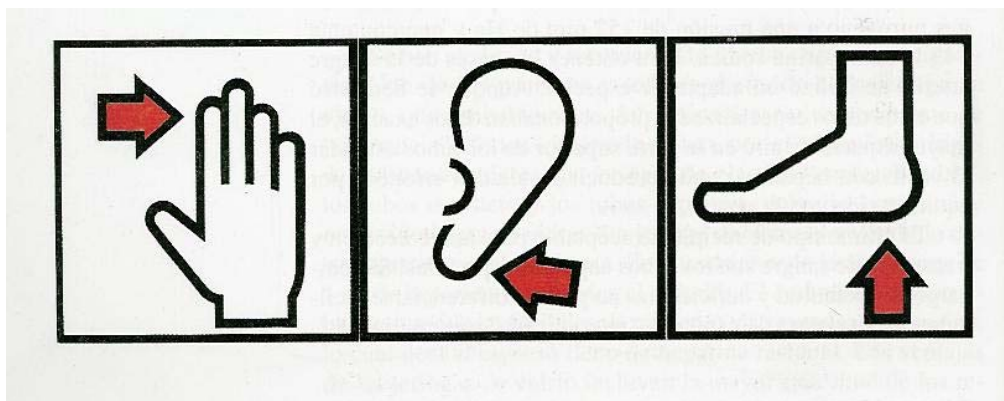
En los neonatos y en los lactantes la sangre capilar se obtiene por punción de la piel en el talón o en el dedo gordo del pie, en niños de más edad puede utilizarse la superficie palmar de la última falange del segundo, tercero o cuarto dedo de la mano, como se puede observar en la Fig. No. 42<sup>6,9,22,23,28,29,31,32,34,35,36,37,60</sup>.

La sangre de capilares “arterializada” obtenida del dedo se ha recomendado como sustituto adecuado de la sangre arterial para la determinación de pH y  $PCO_2$ . El lugar recomendado para la obtención de sangre de capilares es el lóbulo de la oreja debido a su vascularidad, reducida demanda metabólica y la facilidad con que puede ser arterializado<sup>6,9,22,23,28,29,31,32,34,35,36,37,60</sup>.

La arterialización se consigue mediante vasodilatación sistémica aplicando un calentamiento del lecho capilar, ya sea por frotación o aplicando una toalla caliente o mojada con agua caliente a unos 40-42°C durante 5 a 10 min a fin de obtener el efecto vasodilatador deseado, a esta sangre de capilares

es a la que se denomina “arterializada” como se muestra en la FIG. No. 43<sup>6,9,22,23,28,29,31,32,34,35,36,37,60</sup>.

**Fig. No. 42. Sitios de extracción de sangre arterializada<sup>22</sup>.**



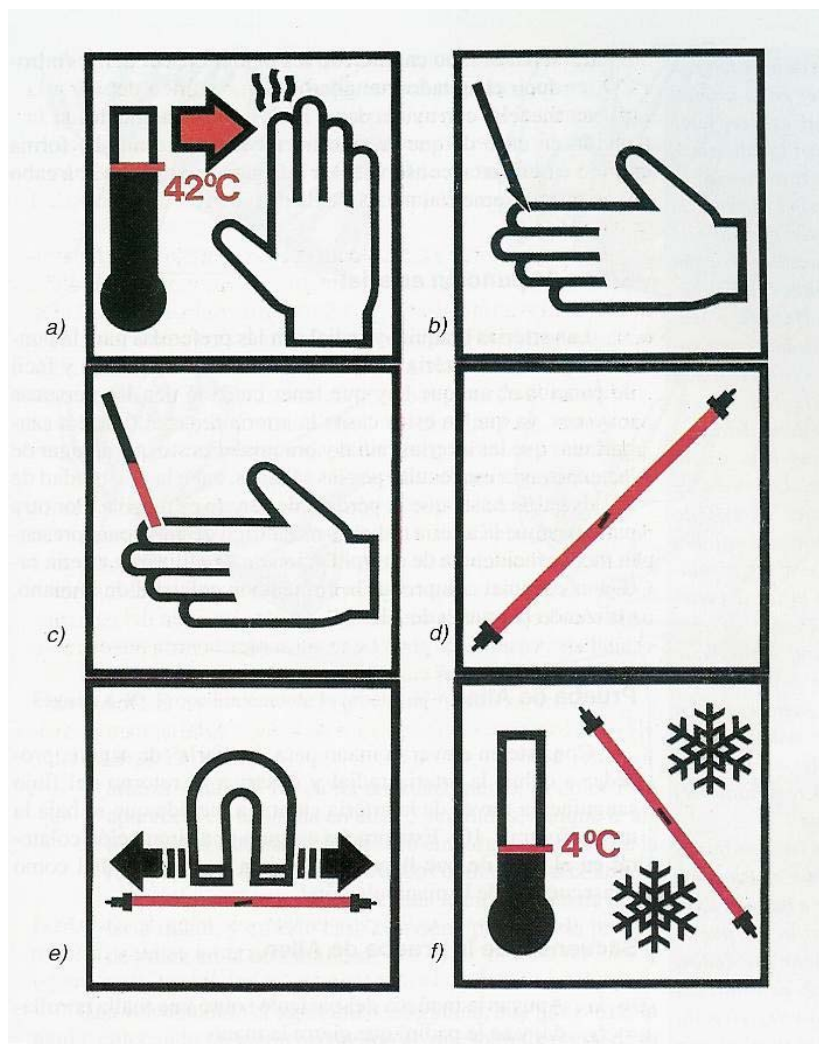
Posteriormente se desinfecta la piel usando alcohol isopropílico al 70%, se espera que se evapore y se procede a hacer una incisión con una lanceta, la sangre debe fluir libremente, se desechan las primeras 2 gotas por tener líquido hístico. Se coloca la extremidad de un tubo capilar heparinizado de 60 a 80  $\mu$ l de capacidad en el centro de la gota de sangre, que se llena por capilaridad. Esto se favorece con una inclinación adecuada del tubo<sup>37</sup>.

Estando el tubo lleno, se obtura uno de sus extremos con una pasta adecuada (ejemplo plastilina), se introduce una pequeña barrita de acero por el otro extremo que se encuentra libre y posteriormente se obtura dicho extremo. Se facilita la disolución de la heparina y el mezclado de la sangre imprimiendo a la varilla metálica un movimiento de vaivén con la ayuda de un imán a lo largo de la superficie externa del tubo, así como la homogenización de la muestra y con una agitación suave se previene la formación de burbujas, como lo muestra la Figura No. 43. La sangre que se recoge en tubos con anticoagulante, pero sin agitador metálico, debe agitarse manualmente con suavidad, al menos 10 veces, para evitar su coagulación. Los tubos capilares deben etiquetarse individualmente para evitar errores en la identificación<sup>27,37</sup>.

**Secuencia de Obtención de la Sangre de Capilares Arterializados (ver Fig. No. 43)<sup>22</sup>**

- a:** Calentar la zona de punción.
- b:** Efectuar la punción con lanceta estéril.
- c:** Recolectar la muestra en tubo capilar heparinizado.
- d:** Sellar el tubo capilar con los tapones para capilar (introducir el agitador metálico).
- e:** Mezclar con ayuda de un imán o pieza magnética.
- f:** En caso de que la muestra no sea procesada de forma inmediata, consérvese en refrigeración.
- g:** Al llevar a cabo la gasometría, mézclase de nuevo.

**Fig. No. 43. Secuencia de obtención de sangre de capilares "Arterializada"<sup>22</sup>.**



Siempre que exista una importante disminución del volumen mínimo cardíaco o la presión sistólica se halle por debajo de 95 mm de Hg, así como cuando exista vasoconstricción, la sangre de capilares no proporciona datos fiables<sup>22</sup>.

La sangre de capilares obtenida por punción del talón no es aceptable para la determinación de los valores de la  $PCO_2$  y la  $PO_2$  durante el primer día de vida, probablemente como consecuencia de la vasoconstricción y mala perfusión de las extremidades. En recién nacidos con síndrome de dificultad respiratoria, la sangre del talón difiere significativamente de la sangre arterial en todos los parámetros, con excepción del exceso de base y del bicarbonato estándar; el mejor método para recolección de gases en sangre sigue siendo el catéter implantado en la arteria umbilical del recién nacido<sup>22</sup>.

Si resulta imposible obtener sangre arterial, la sangre venosa es más fácil de obtener; pero normalmente sólo refleja el estado ácido-básico de una extremidad y no del organismo en su totalidad. La sangre venosa, recolectada adecuadamente, dará valores normales de pH, pero valores incorrectos para la saturación arterial de oxígeno y la  $PCO_2$  alveolar<sup>44</sup>.

A pesar de todo lo dicho, nunca se insistirá suficientemente en la importancia de establecer procedimientos para la realización de las punciones arteriales. Los valores de los resultados de los gases en sangre arterial resultan más afectados por la manipulación de las muestras que por cualquier otro factor. Se han publicado resultados erróneos debidos más a técnicas deficientes en la recogida de la muestra, que a errores analíticos. La disciplina es de vital importancia, junto con la formación concienzuda del personal. El proceso de formación debe estar estandarizado en toda la institución como una forma de control de calidad. Sólo entonces la punción arterial se convierte en una ayuda fiable para el clínico<sup>36</sup>.



# Obtención de Muestras Sanguíneas en Recién Nacidos, Lactantes y Niños Pequeños

En los últimos años se ha incrementado notablemente el número de extracciones de muestras de sangre para la realización de pruebas de laboratorio, en niños enfermos y sanos, debido a que se ingresan más niños recién nacidos enfermos en las unidades de cuidados intensivos pediátricos y a los programas de diagnóstico precoz para detección de errores metabólicos en neonatos, a los que obliga la ley. Cuando se extraen muestras de sangre en los niños con estos motivos, es muy importante evitar la producción de daños por el volumen de la muestra extraída o por el método de recogida<sup>36</sup>.

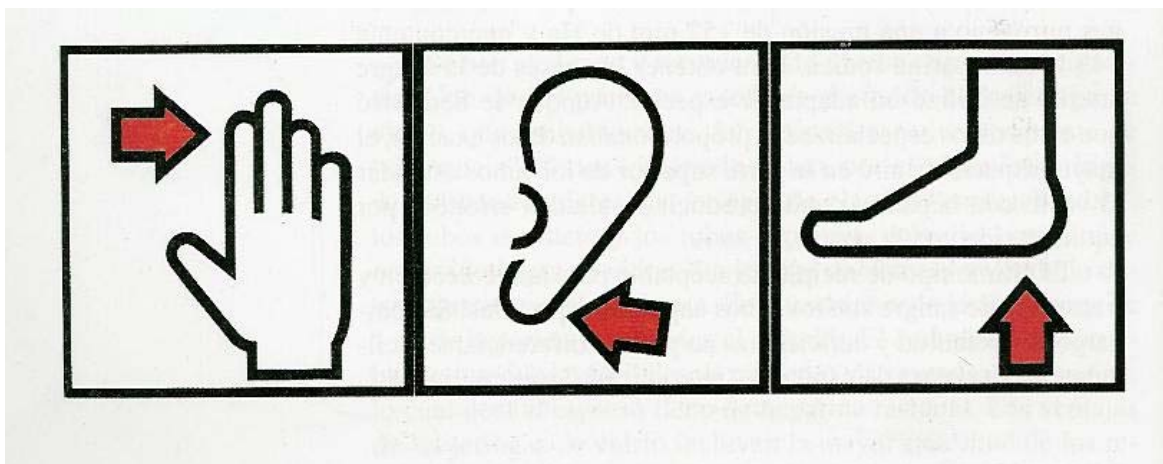
**Obtención de Muestras de Sangre por Punción Cutánea.** El volumen de sangre en los niños, especialmente en los recién nacidos prematuros, puede ser muy pequeño y si se extraen muestras de sangre sin considerar el tamaño del niño o la frecuencia de las extracciones, puede producirse una anemia iatrogénica, que se suma al resto de los problemas médicos del niño. Por esta razón, debe mantenerse una ficha diaria de cada niño hospitalizado, donde se registre el volumen de sangre extraída y la hora del día en que se realiza cada extracción<sup>36</sup>.

Debido a la importancia de estos dos factores, el volumen de sangre extraída y la necesidad de evitar lesiones durante la extracción, la técnica de elección para la extracción de muestras pequeñas de sangre en niños, especialmente en recién nacidos, es la punción cutánea. Dependiendo principalmente de la edad, la punción cutánea puede hacerse en el talón o en la falange distal de cualquier dedo<sup>36</sup>.

**Sangre capilar:** la mejor sangre capilar se obtiene de los niños por punción de la piel en el talón o en el dedo gordo del pie en los neonatos, en niños de más edad puede utilizarse la superficie palmar de la última falange del segundo, tercero o cuarto dedo de la mano, como se muestra en la Figura No. 44. Después de la preparación conveniente (la misma que ha sido anteriormente descrita para los adultos), en recién

nacidos los valores de hemoglobina obtenidos en sangre capilar son más altos que los obtenidos en sangre de cordón. Esta diferencia puede ser virtualmente eliminada calentando la extremidad previamente a la punción en la piel<sup>9,23,28,29,31,34,35,60</sup>.

**Fig. No. 44. Sitios de punción cutánea o capilar en neonatos y lactantes<sup>22</sup>.**



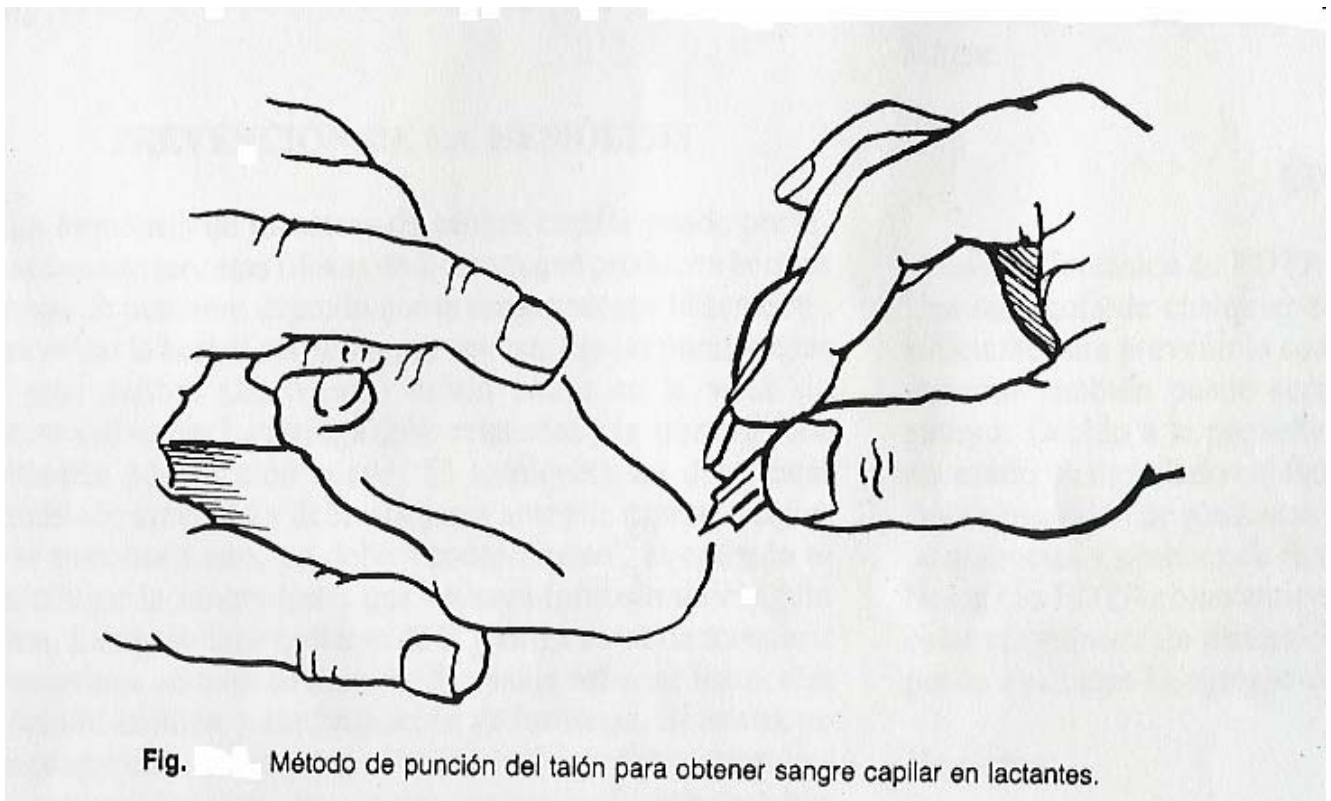
**Punción en el Talón.** La punción en el talón se realiza generalmente en niños menores de un año, ya que después de esta edad empiezan a ponerse de pie y a andar. El punto donde se va a practicar la punción no debe estar hinchado; esto indicaría que se ha acumulado líquido tisular o sangre en la piel, y su inclusión en la muestra podría producir resultados erróneos. Para evitar que se puncione el hueso situado bajo la piel del talón del niño (calcáneo) y el riesgo consiguiente de osteocondritis, hay que seguir las reglas generales siguientes, que se basan en las relaciones anatómicas de la zona<sup>36</sup>.

1. El pie del niño, aguantado firmemente entre el pulgar y el índice de la mano izquierda, se pincha en el extremo exterior de la parte trasera del talón, como se observa en las Fig. No. 45.
2. Pinchar en la parte más interna o más externa de la superficie plantar del talón, por dentro de una línea trazada hacia atrás desde la línea media del dedo gordo hasta el talón, o por fuera de una línea trazada hacia atrás desde el espacio entre el cuarto y quinto dedo del pie hasta el talón, como lo muestra la Fig. No. 46 y 47.
3. Pinchar a una profundidad no mayor de 2.4 mm.

4. No pinchar en la curvatura posterior del talón porque la distancia de la piel al hueso es la mitad que en la superficie plantar.
5. No pinchar en los sitios donde se hayan hecho punciones anteriores que puedan estar infectadas.

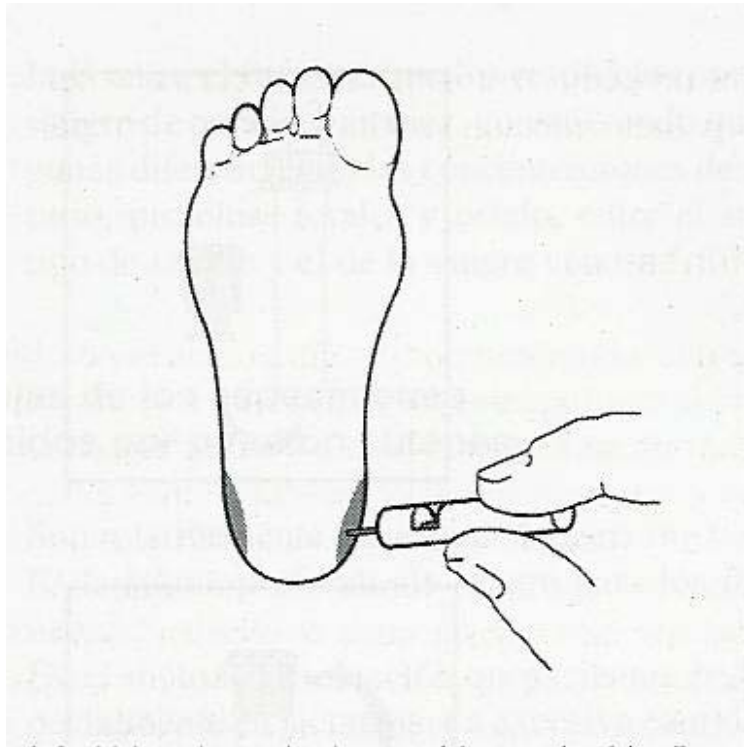
La punción en el talón del niño no debe tener una profundidad mayor de 2 a 4 mm, porque en los niños prematuros el hueso del talón puede estar a esta profundidad, tan cerca de la superficie cutánea y además, porque en todos los recién nacidos los vasos sanguíneos mayores de la piel están localizados en la unión de la dermis y el tejido subcutáneo, es decir, de 0.35 a 1,6 mm por debajo de la superficie cutánea. Así pues, una punción cutánea en cualquier parte del talón de un niño, independientemente de su edad, no necesita tener una profundidad mayor de 1.6 mm para alcanzar los vasos sanguíneos adecuados, aunque puede llegar hasta una profundidad de 2.4 mm sin alcanzar el hueso. Las lancetas disponibles en el comercio tienen hojas con varios diseños de distinta longitud y anchura, algunas de las cuales superan los 2.4 mm de longitud y pueden ser peligrosas si se utilizan para pinchar talones en niños prematuros<sup>36,58</sup>.

**Figura No. 45. Método de punción del talón para obtener sangre capilar en lactantes<sup>5,9</sup>.**

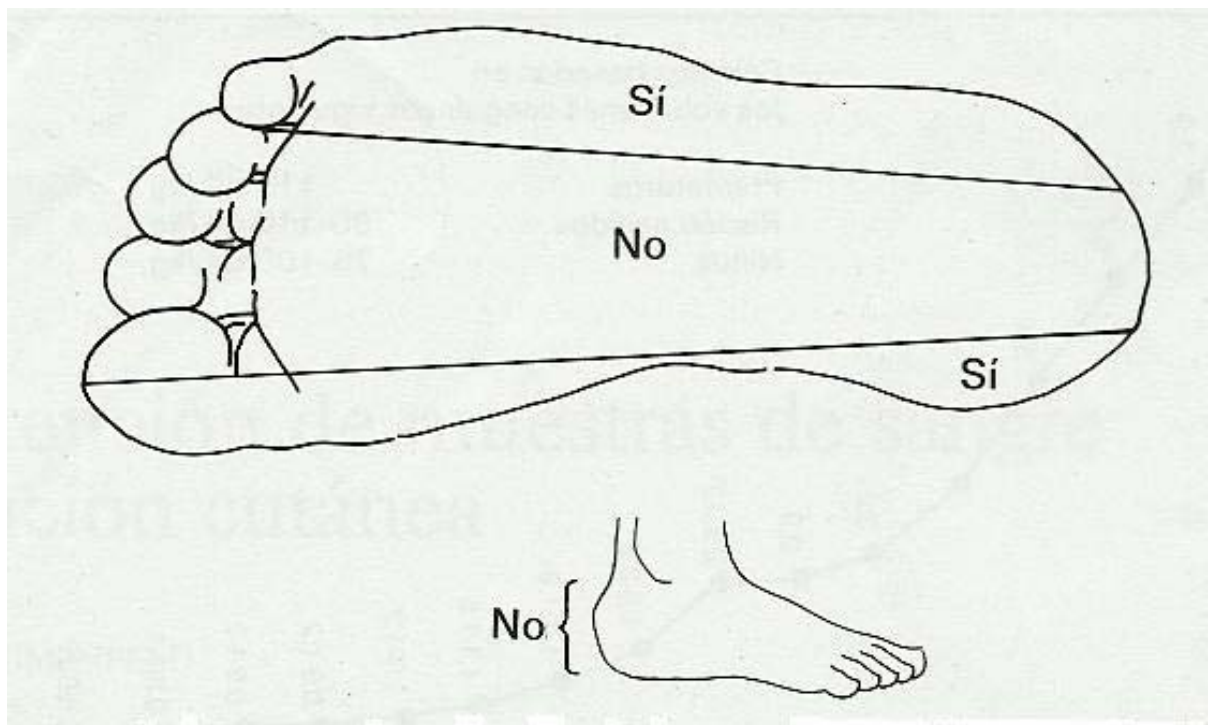


**Fig.** Método de punción del talón para obtener sangre capilar en lactantes.

**Figura. No. 46. Sitio adecuado de punción en el talón. La punción de las áreas sombreadas evita lesiones en tejidos óseos<sup>22</sup>.**



**Fig. No. 47. Zonas de punción capilar en el talón (recomendaciones para la realización de las punciones cutáneas en el talón del recién nacido)<sup>36</sup>.**



En los recién nacidos a término y en los niños mayores, sin embargo, si se siguen todas las reglas excepto la profundidad de 2.4 mm, la posibilidad de pinchar el hueso es remota y pueden llegar a usarse lancetas con hojas de hasta 5 mm de longitud por dos razones<sup>36,58</sup>:

- En el 95% de los recién nacidos, el hueso del talón no se extiende por fuera de las dos líneas mencionadas con anterioridad, por lo que, si las punciones se practican por fuera de estas líneas, pueden alcanzar una profundidad mayor de 2.4 mm, sin que exista un riesgo importante de encontrar el hueso.
- En niños nacidos en término, el hueso en el talón está a 5 mm o más de distancia, por debajo de la piel. En niños de esta edad y mayores, las lancetas que se utilizan normalmente con hojas de 2.4 mm de longitud o menos, producen punciones que suministran con frecuencia cantidades tan pequeñas de muestra que es necesario hacer más de una para obtener la cantidad de sangre adecuada para las pruebas. Esto se debe, principalmente, a que las hojas son bastante estrechas y sus punciones dan una cantidad insuficiente de sangre. En el futuro, las lancetas deben diseñarse con una hoja que sea lo suficientemente ancha para producir un flujo de sangre adecuado y lo suficientemente corta como para prevenir el riesgo de una penetración en el hueso.

Algunas veces se realizan las punciones cutáneas en el arco plantar del pie del recién nacido: la razón es que se trata de pinchar la arteria plantar lateral o la arteria plantar media y la vena, que atraviesan esta zona. Sin embargo, el estudio anatómico del arco plantar del recién nacido indica que no deben practicarse ahí las punciones cutáneas porque pueden lesionarse los nervios, tendones y cartílago y, además, porque esta localización no presenta ninguna ventaja sobre la punción cutánea del talón<sup>36</sup>.

**Punción en el Dedo.** La punción del dedo se utiliza más que la punción venosa, no deben realizarse punciones cutáneas en la superficie palmar de la falange distal de los dedos en los niños pequeños, especialmente en los prematuros. En los recién nacidos, la distancia desde la superficie de la piel al hueso subyacente varía entre 1,2 a 2,2 mm en los distintos dedos y, por lo tanto, en estos casos pueden pincharse el hueso con la lanceta, con probabilidad de que se produzca

una osteocondritis. Así mismo, dentro de este grupo pueden presentarse complicaciones en este tipo de punciones, como las infecciones locales y la gangrena. Las punciones en los dedos pueden realizarse en los niños a partir de los 18 meses, observando las normas siguientes<sup>36,9,7</sup>:

- ❖ Realizar las punciones de los dedos en el centro de la superficie palmar de la falange distal; no hacerlo en los lados, o en la punta del dedo, porque el espesor del tejido en estas áreas es aproximadamente la mitad que en el centro del dedo.
- ❖ No pinchar a una profundidad mayor de 3,1 mm porque la distancia desde la superficie de la piel al hueso varía entre 3,1 mm y 10,9 mm.

**Técnica para la Recogida de las Muestras de Sangre Capilar.** Después de preparar el punto elegido, hay que agarrar el talón del niño con firmeza, sin apretar demasiado, con el dedo índice colocado en el arco plantar del pie y el dedo pulgar situado en el tobillo, cerca del lugar de la punción. La piel debe pincharse con la lanceta formando un ligero ángulo respecto de la superficie. Las primeras dos gotas de sangre que salen después de la punción se limpian con una gasa estéril o un algodón porque es muy probable que contenga líquido tisular que contamina la muestra. La sangre que sale a continuación forma una gota, que cuando se pone en contacto con el extremo de un tubo capilar fluye dentro del mismo por capilaridad. El flujo de sangre aumenta si se mantiene en declive el sitio de la punción y se aplica una presión suave constante al tejido circundante. No debe presionarse fuerte repetidamente (“ordeño”), porque puede producirse una hemólisis y aumentar la cantidad de líquido tisular en la muestra. Si la punción es adecuada, puede recogerse de 0,5 a 1 ml de sangre de un sitio<sup>36</sup>.

Una vez finalizada la recogida de sangre, hay que elevar el pie del niño por encima del resto de su cuerpo y hacer presión con una compresa de gasa estéril o una torunda de algodón en el sitio de la punción hasta que cese de sangrar. La colocación de una venda sobre el lugar de la punción puede ser un peligro: si es un vendaje adhesivo puede irritar la piel del niño, y, si no lo es, los recién nacidos y los niños pequeños pueden quitarse la venda y llevársela a la boca, corriendo el peligro de hacer una aspiración. Así pues, es mejor no colocar vendajes en el lugar de la punción en niños menores de 2 años<sup>36,58</sup>.

La sangre que se obtiene por punción cutánea es una mezcla de sangre de arteriolas, vénulas y capilares, a la que se añade líquido intersticial e intracelular. A causa de esta composición única, estas muestras deben denominarse específicamente ***"sangre obtenida por punción cutánea"*** y no sangre capilar<sup>36</sup>.

**Identificación de las Muestras por Punción Cutánea.** Los recipientes para la recogida de las muestras de sangre por punción cutánea, como los tubos capilares, o los tubos de ensayo pequeños, son normalmente demasiado pequeños como para que cada uno pueda llevar su etiqueta por separado<sup>36</sup>.

Para evitar los errores de identificación, pueden envolverse varios tubos pequeños sellados con una sola etiqueta adhesiva (como una bandera) o colocar varios tubos capilares de un mismo paciente en un tubo grande que lleva la identificación. Las etiquetas deben llevar inscrito el nombre del paciente, el número de hospital, la localización dentro del hospital y la fecha y hora de la extracción<sup>36</sup>.

**Complicaciones de la Punción Cutánea.** Las complicaciones principales de la extracción de sangre por punción cutánea en el talón en niños pequeños son la osteocondritis del hueso del talón (calcáneo) y los microabscesos de la piel que lo recubre; ambas complicaciones pueden evitarse, en la práctica, utilizando técnicas adecuadas para la recogida de sangre.

Otra complicación son los focos de calcificación de la piel del talón en recién nacidos que han sufrido numerosas punciones en esta zona; se cree que esta situación es debida a la existencia de focos de epidermis que se desplazan hacia el tejido subyacente. Aparece entre los 4 y 12 meses, desaparece entre los 18 y 30 meses y es casi siempre asintomática.

**Exámenes en los que se Emplea la Sangre Capilar.** Recuentos hemáticos (eritrocítico, leucocítico y fórmula leucocitaria), hemoglobina, tiempos de sangría y de coagulación, determinación de grupos sanguíneos, recuento de reticulocitos, recuento de plaquetas, extensiones y gota gruesa para la investigación de la malaria, extensiones para averiguar la presencia de granulaciones basófilas (punteado basófilo de los eritrocitos)<sup>34</sup>.

## **Obtención de Muestras de Sangre por Punción Venosa en Lactantes y Niños Pequeños.**

El encargado de la extracción en niños pequeños y lactantes debe recordar que está frente a un problema técnico especial. Por ello llevará a cabo el muestreo considerando todas precauciones necesarias para el bien del paciente<sup>22</sup>.

Ocasionalmente, el profesionalista encargado de realizar la extracción es incapaz de obtener sangre de un paciente mediante venopunción. En tales casos suele resultar suficiente una punción cutánea. Si no lo es, la muestra se deberá extraer por un médico de la vena femoral o de la vena yugular externa<sup>22</sup>.

En lactantes y niños la punción venosa presenta problemas especiales debido al pequeño tamaño de las venas y a la dificultad de controlar al paciente. Sin embargo el mismo planteamiento analizado anteriormente para los adultos puede conseguir resultados satisfactorios<sup>6</sup>.

La sujeción del niño para reducir su movilidad, la utilización de agujas de tamaño adecuado, la inspección cuidadosa de las venas y la comprobación de que la presión aplicada con el torniquete no es excesiva (verificada mejor por la palpación del pulso en la arteria radial) contribuirán a una punción venosa con éxito cuando otros intentos hayan fracasado<sup>6</sup>.

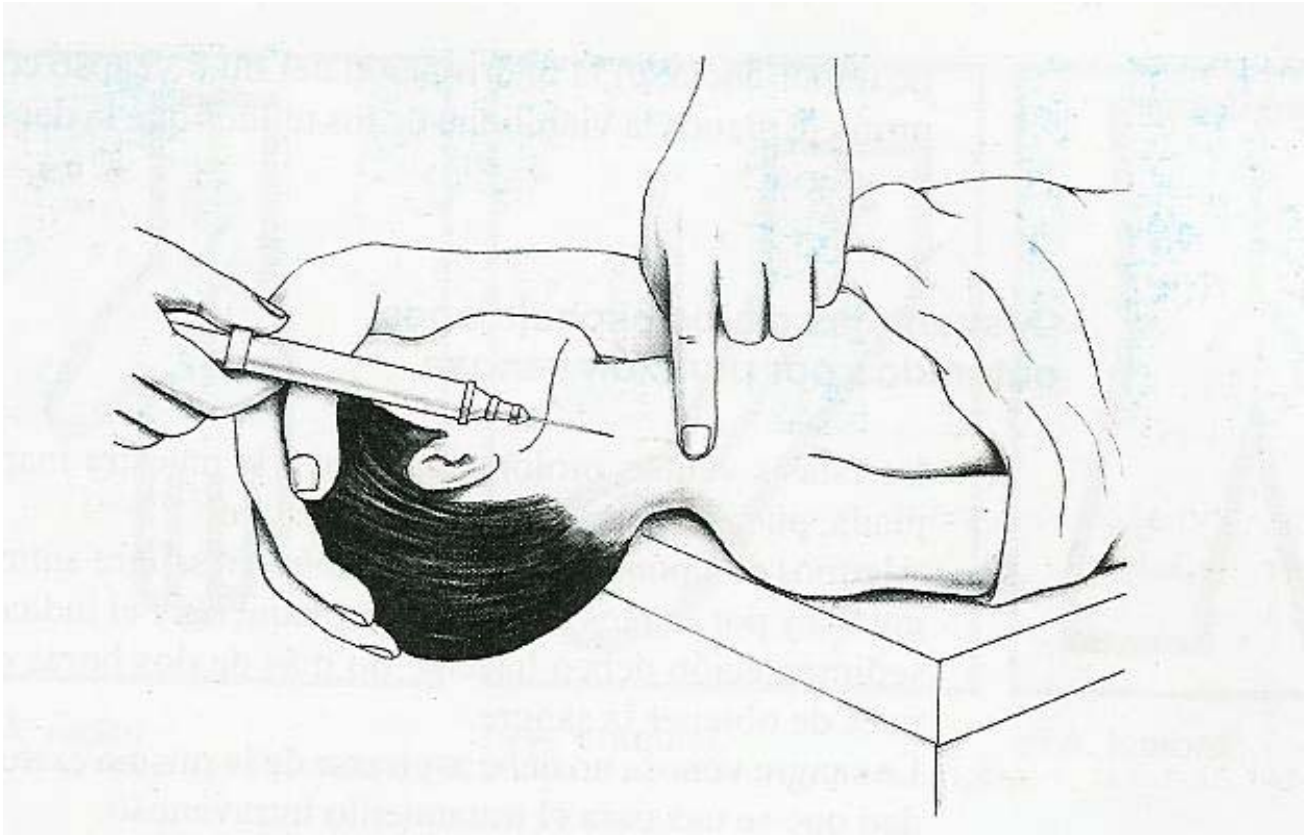
**Sangre Venosa de Cordón Umbilical.** La sangre de cordón se obtiene en el momento del parto. Debe evitarse la mezcla con la gelatina del cordón. La parte placentar del cordón se puede utilizar para desangrar en un tubo de ensayo, aunque es preferible succionar la vena umbilical con aguja y jeringa<sup>9</sup>.

**Sangre Venosa de la Vena yugular Externa:** La punción de la vena yugular externa es el procedimiento más escogido para obtener sangre venosa en recién nacidos, lactantes y niños pequeños, como lo muestra la Fig. No. 48.

Después de un entrenamiento adecuado, se puede intentar la punción de la yugular externa en los casos difíciles<sup>6</sup>.



**Fig. No. 48. Técnica de punción de la vena yugular externa en recién nacidos, lactantes y niños pequeños<sup>22,9,5</sup>.**



El niño es cubierto por una sábana de manera que los brazos permanezcan inmobilizados a lo largo del cuerpo. El niño se sitúa con la espalda sobre la mesa de examen, de manera que la cabeza cuelgue sobre el final de la mesa y el cuerpo sea sujetado por un asistente. La cabeza es sujeta y uno de sus lados vuelto hacia nosotros por un segundo asistente. Cuando el niño grita, la vena yugular externa se marca claramente corriendo desde el ángulo de la mandíbula hasta el área de la clavícula media o la región mesoclavicular. Se desinfecta la superficie de la piel del lugar escogido, se estira el sitio de la punción y se penetra la vena saliente, obteniéndose el espécimen. Después de completar la punción, se aplica presión con gasa esterilizada sobre el sitio puncionado y se sienta al niño, apoyado en el cuerpo de la enfermera<sup>5,9,22,29</sup>.

**Vena Femoral:** Este procedimiento debe preferiblemente ser realizado por un médico o un bioquímico adiestrado. Se toman ligeramente las piernas del niño y se colocan en posición de abducción leve, y el cuerpo y los brazos son

inmovilizados por un asistente. El pulso femoral se localiza justo debajo del ligamento inginal, justo en el punto de unión del tercio medio y los dos tercios exteriores del ligamento. Se aplica un antiséptico a la piel, y al área de punción que cubre la zona del pulso, el área de punción se estira entre dos dedos, y se pincha con una aguja larga dirigida en dirección posterior y ligeramente medial con respecto al impulso máximo o suavemente hacia el centro de mayor impulso. Tan pronto como la aguja toque hueso, se retira muy lentamente; al mismo tiempo se levanta suavemente el émbolo en la jeringa para que la sangre pueda entrar en ella. Cuando se haya completado la aspiración, se aplica una presión sobre el lugar de punción utilizando gasa esterilizada<sup>5,9,22</sup>.

**Notas Importantes:** **1.**-Las punciones de la vena yugular externa y de la vena femoral en pacientes pediátricos, son prácticas de alto riesgo. Por lo tanto deben ser realizadas por personal capacitado y bajo vigilancia médica. No dude en pedir ayuda a un especialista. **2.**-Al margen del tipo de recolección (punción venosa, arterial o de piel), deben evitarse los sitios edematosos o los hematomas porque los resultados obtenidos de estos sitios no son válidos<sup>23</sup>.

# Obtención de Muestras Sanguíneas en Situaciones Especiales.

## **Obtención de Muestras Sanguíneas de Zonas Donde se Administra Tratamiento Intravenoso (Líquidos Intravenosos):**

El término solución intravenosa define cualquier líquido administrado mediante inyección en la vena normalmente mediante una técnica regulada por goteo. El tipo de líquido que puede administrarse incluye soluciones salinas o soluciones de glucosa, alguna de las muchas combinaciones de sustancias químicas y agua, o las transfusiones de sangre total o de componentes sanguíneos. La cantidad de líquido puede variar entre algunos mililitros y varios litros<sup>36</sup>.

Cuando se está administrando una solución intravenosa (iv) (administración de medicamentos o nutrición intravenosa a un paciente) normalmente en un brazo o en una pierna no debe extraerse o se evitará obtener una muestra de sangre de este sitio, a menos que no haya otro disponible. La razón estriba en que la sangre extraída por encima del lugar de la infusión (iv) está diluida con el líquido que se administra, además el hacer una punción lejos de la inserción no garantiza el tener buenos resultados. Si se utiliza esta sangre, los resultados de las pruebas serán erróneos y pueden confundir al médico. Para extraer la sangre debe elegirse un punto del otro brazo<sup>36</sup>.

Ocasionalmente, si por alguna situación no hay otra opción que realizar la venopunción en el mismo miembro en el cual está el tratamiento intravenoso, como por ejemplo cuando el paciente se encuentra canalizado en ambos brazos, y no hay otro lugar fuera del área de administración iv. En este caso, la obtención de una muestra representativa, puede hacerse colocando un torniquete entre la punción y la inserción, además de que la punción debe realizarse por debajo de la inserción, éxtrayéndose muestras aceptables por debajo del sitio de la administración iv, en algunas ocasiones es posible hacer que el médico suspenda el tratamiento intravenoso por unos tres minutos y entonces obtener la muestra, esto se puede llevar a cabo utilizando el siguiente procedimiento<sup>23</sup>:

1. Pedir a la enfermera que cierre el gotero iv (el personal de enfermería debe saber cuando se interrumpe la administración de líquidos).
2. Esperar 2 minutos y colocar un compresor por debajo del lugar de la administración iv. Seleccionar una vena distinta de la que tiene el gotero iv.
3. Realizar la punción venosa y extraer 5 ml de sangre y desecharla.
4. Extraer una muestra para realizar las pruebas. Después de retirar la aguja, colocar una venda firme pero no apretada.
5. Pedir a la enfermera que vuelva a abrir el gotero iv. (El flebotomista no debe abrir el gotero iv, ya que la frecuencia del gotero es crítica en muchos casos).
6. Informar al laboratorio y al médico sobre el procedimiento que se ha seguido, utilizando el impreso de petición de análisis.

## **Obtención de Muestras Sanguíneas de Catéteres**

**Intravenosos:** El catéter es una pieza de tubo que se introduce en una vena o una arteria de brazos o piernas para administrar líquidos y medicación, para controlar las presiones y para obtener muestras de sangre para la realización de pruebas diagnósticas. Los tipos de catéteres que se utilizan para este último cometido son los que están situados en la yugular interna, arteriales, arterias umbilicales en el recién nacido, y, ocasionalmente, en los sistemas de presión venosa atrial y central<sup>36,23</sup>.

Después de sacar sangre de los catéteres, éstos deben enjuagarse inmediatamente con una solución de heparina para reducir el riesgo de trombosis. Debe observarse una técnica estéril meticulosa para reducir la posibilidad de una contaminación bacteriana. Solamente los médicos, las enfermeras y el personal especialmente formado deben responsabilizarse de la realización de esta tarea<sup>36,23</sup>.

El flebotomista no debe extraer sangre de los catéteres. Su responsabilidad debe limitarse a decirle a la enfermera o al técnico de control qué pruebas se han solicitado, el volumen de muestra necesario, la identificación del paciente, la distribución e identificación correcta de la muestra y el lugar de origen de la muestra que figura en los impresos de las pruebas<sup>36</sup>.

Así pues, la extracción de una muestra de un catéter requiere la participación de dos personas: una que extrae la muestra y cuida del catéter

intravenoso después de recogerla y otra que distribuye la muestra adecuadamente e identifica correctamente al paciente y los tubos de muestra<sup>36</sup>.

Los catéteres no deben contener líquido cuando van a extraerse las muestras de sangre. Para llevarse a cabo este procedimiento se utilizan dos jeringas. El líquido y la sangre recogidos en la primera se desechan y para realizar las pruebas se utiliza la sangre recogida en la segunda. Hay que extraer y desechar un volumen de líquido por lo menos el triple del que había en el catéter. Si se han solicitado pruebas de coagulación, el volumen extraído debe ser cuatro a cinco veces mayor, porque incluso la presencia de cantidades mínimas de heparina pueden alterar los resultados de las pruebas. Debe indicarse siempre el origen de la muestra en el impreso de petición de análisis, de forma que el médico pueda evaluar correctamente los resultados<sup>36</sup>.

La persona que recoja la muestra debe de observar una técnica estéril meticulosa. Tiene que sacar y desechar por lo menos 5 ml de líquido y sangre del catéter antes de proceder a la recogida de la muestra para realizar las pruebas. Una vez finalizada la recogida hay que enjuagar el catéter con una solución apropiada (por ejemplo solución fisiológica). Por último hay que distribuir la muestra, etiquetarla correctamente e identificar su origen en los impresos de petición de análisis<sup>36,23</sup>.

La decisión de extraer las muestras de los catéteres, y de decir que pruebas se pueden obtener a partir de la sangre de esta procedencia, tiene que tomarla siempre el médico encargado y seguirla el flebotomista. La decisión normalmente se basa en la necesidad de vigilar con cierta frecuencia algunos valores hematológicos para realizar un tratamiento correcto y en la no disponibilidad de venas en las extremidades a causa de traumatismos, prefiriendo utilizarse las venas accesibles para control o para los tratamientos iv y la medicación<sup>36</sup>.

***Procedimiento para la Toma de Muestras:*** Se coloca un compresor por encima del lugar de la punción y se limpia el tapón con alcohol. Se saca una muestra de 2 ml con una aguja estéril y una jeringa a través del tapón del catéter y se deshecha. Se pincha con otra aguja y otra jeringa estériles y se saca la muestra de sangre antes de aflojar el compresor. Entonces se inyecta en el catéter, a través del tapón con una aguja y una jeringa estériles, nuevas, 2 ml de

una solución de heparina fresca estéril, y se fija de nuevo el tubo con esparadrapo al brazo del paciente<sup>36</sup>.

***Bucles (Locks) de Heparina:*** Puede dejarse colocado un catéter con una aguja tipo mariposa (butterfly) en una vena de 36 a 48 horas para administrar una medicación intravenosa o como fuente para obtener muestras de sangre. Este sistema, conocido como el “ bucle de heparina” (heparin lock), está siendo utilizado cada vez más en los hospitales para salvar las venas para uso terapéutico y disminuir el trauma del paciente<sup>36</sup>.

Las punciones venosas repetidas no sólo son dolorosas sino que producen cicatrices en las paredes de una vena, pudiendo llegar a inutilizarla. Con este sistema no se precisa una infusión continua para mantener la vena permeable y se permite al paciente una mayor comodidad y movilidad<sup>36</sup>.

El sistema de mariposa debe colocarse cuidadosamente en la vena y vigilarse mientras dure su utilización porque esta aguja es un cuerpo extraño inyectado directamente en una vena del paciente y puede ser la causa de una infección. Antes de colocar el bucle de heparina debe afeitarse y limpiarse bien la zona con una solución antiséptica.<sup>36</sup>

Durante el tiempo que esté en uso, debe aplicarse una pomada de antibiótico sobre el lugar del pinchazo y vigilar la aparición de signos de inflamación. Si la piel se vuelve dolorosa, roja, o se hincha, hay que sacar la aguja y aplicar calor húmedo en el área<sup>36</sup>.

Puede utilizarse una solución de lavado con heparina ya preparada (heparin flush) o heparina diluida al 1% en solución salina para prevenir la coagulación de la sangre en el bucle. La solución se inyecta a través del tubo y se coloca un tapón en el extremo del catéter para mantenerla en su interior. Actualmente se dispone de sistemas con agujas mariposa diseñadas especialmente para ser utilizadas como bucles de heparina, con un tapón que puede quitarse, como parte del sistema. Antes de extraer una muestra de sangre, hay que sacar y desechar de 2 a 3 ml de líquido para eliminar de la muestra cualquier contaminación de heparina. La presencia de heparina en la muestra puede afectar a los resultados de los análisis de laboratorio<sup>36</sup>.

# Obtención de Muestras de Sangre en Pacientes con Diálisis y Trasplantes Renales

El flebotomista que tiene que extraer sangre en unidades de diálisis renal y de transplante debe informarse antes de intentar ningún procedimiento. Los pacientes renales pueden estar, y en algunos casos estarán, en diálisis durante un largo periodo de tiempo. El flebotomista debe tener cuidado de no lesionar las venas. A menudo, hay implantada una cánula o una fistula en el brazo del paciente como medio de acceso para la diálisis<sup>36</sup>.

Una tarjeta roja en la puerta de la habitación indica si el paciente en diálisis o transplante tiene una cánula, una fistula o un injerto bovino o de górtex. El paciente normalmente lleva un brazalete amarillo de identificación en el brazo opuesto al de la cánula o una fistula o injerto bovino o górtex para alertar al personal sanitario de su condición. El brazalete de identificación del paciente también está colocado en el brazo opuesto al de acceso de diálisis<sup>36</sup>.

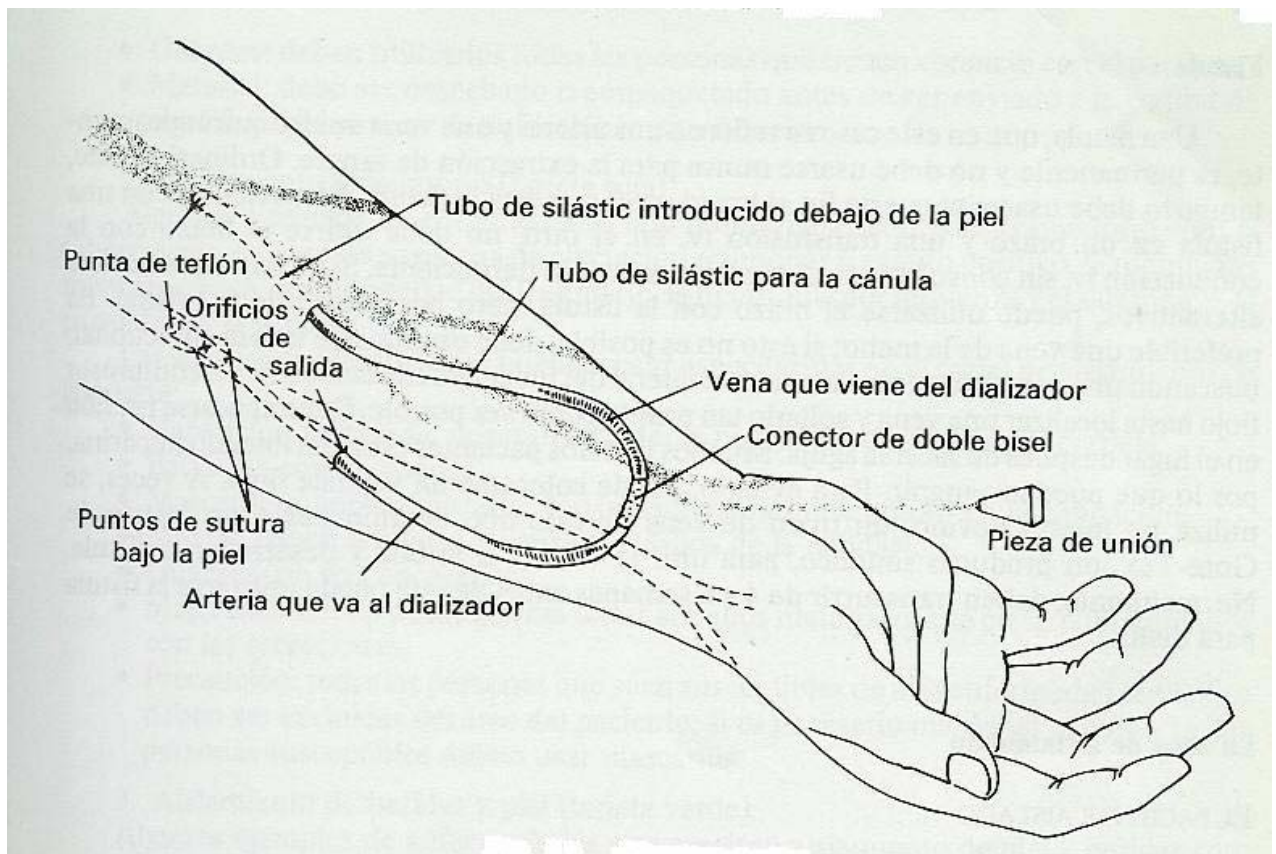
**Obtención de Muestras de una Cánula:** La cánula se utiliza como acceso para la diálisis y para las extracciones de sangre. La cánula puede eliminarse cuando ya no se necesita porque se ha realizado un transplante con éxito. Las partes de un sistema de cánula son<sup>36</sup>:

- ❖ Las puntas, que se insertan en la arteria y la vena;
- ❖ Los tubos del cuerpo de la cánula que están hechos de goma de silicona lisa;
- ❖ Los conectores, bien un conector recto y corto de teflón o un conector en T, que une los dos tubos del cuerpo y permite que la sangre circule desde la arteria a la vena, como se muestra en la Figura No. 49.

Para mayor comodidad en la obtención de muestras de sangre en pacientes con cánulas, se usa un tubo conector T. Sobre la superficie externa y en medio de este conector hay un pequeño tubo de unos 15 cm de longitud. Al final de este tubo hay un diafragma de goma, en medio del cual se observa un pequeño círculo donde se inserta la aguja, todo ello equipado con una tapa. Este tipo de

cánula no debe usarse para extraer sangre sin conocimiento del médico. La extracción de sangre de este tipo de cánula en estos pacientes debe ser hecha solamente por personal especializado o por el grupo de trasplante o el de diálisis. La cánula con tubo en T puede utilizarse para la obtención de todas las muestras de sangre que se soliciten, excepto los hemocultivos<sup>36</sup>.

**Figura No. 49. Esquema de una Cánula externa<sup>36</sup>**



**Objetivos de esta Técnica<sup>36</sup>:**

- Mantenimiento de una técnica estéril cuando se extraen muestras de sangre de un tubo en T.
- Mantenimiento de una técnica segura para la cánula y el tubo en T cuando se extraen muestras de sangre.
- Obtención de muestras de sangre de la cánula que faciliten unos estudios hematológicos precisos.



**Procedimiento de la Técnica:** para este procedimiento se utilizan tres jeringas.

1. Localizar el diafragma del tapón de goma debajo del vendaje Ace.
2. Levantarlo suavemente.
3. Limpiarlo con una torunda de gasa empapada en alcohol isopropílico al 70 %. Colocar la gasa debajo del tapón
4. Insertar una jeringa con una aguja del 21 o del 22 en el círculo pequeño del diafragma. Extraer entre 0,5 y 0,75 ml de sangre y desecharla para que el tubito esté limpio, ya que los tubos en T pueden ser utilizados con otros propósitos.
5. Limpiar el diafragma otra vez con una gasa empapada en alcohol. Utilizando una jeringa nueva con una aguja del 21 o del 22, extraer la cantidad de sangre necesaria, para realizar las pruebas e introducirla en los tubos apropiados.
6. Enjuagar el tubo en T con solución salina fisiológica estéril.
7. Limpiar el tapón del frasco de solución salina fisiológica con una gasa empapada en alcohol y extraer 0,75 ml de solución con una jeringa y una aguja nuevas.
8. Limpiar de nuevo el diafragma del tapón con una gasa empapada en alcohol. Insertar la aguja y la jeringa con la solución salina fisiológica e inyectar entre 0,5 y 0,75 ml de la solución.
9. Limpiar el diafragma del tapón con una gasa empapada en alcohol y meter el tapón debajo del vendaje Ace.

**Problemas que se Presentan en Este Tipo de Técnica:**

1. Si hay coágulos en el diafragma del tapón de goma o en el tubito, no puede extraerse sangre. Si el tubito contiene coágulos, introducir cuidadosamente una jeringa con una aguja del 21 un poco hacia abajo y, a continuación, extraerla intentando tirar hacia fuera el coágulo del diafragma.

Si se usa esta técnica hay que cuidar que el bisel de la aguja no traspase el tubito. Si se traspasa el tubo en T y se escapa sangre por el agujero, pinzar el tubo en T y llamar al personal de diálisis para advertirles del problema<sup>36</sup>.

Otro método consiste en enjuagar el tubo en T con 0,5 o 0,75 ml de solución salina fisiológica estéril y, sin sacar la aguja del tapón, extraer alrededor de 1 ml de sangre y desecharla. Si esto no es posible, pedir ayuda al personal de diálisis.

2. Algunas veces, puede romperse el diafragma del tapón de goma. Pinzar el tubo en T. Avisar al personal de diálisis<sup>36</sup>.
3. Algunas veces, la rotura tiene lugar donde el tubito se une al conector y se escapa sangre. Una pinza en el tubito no sirve para frenar el escape. En este caso, pedir ayuda inmediatamente al personal de diálisis. No pinzar los tubos del cuerpo de la cánula. No pinchar los tubos del cuerpo de la cánula para extraer muestras de sangre, ya que esto puede dañar la cánula. Cuando haya problemas con la cánula, pedir ayuda al personal de diálisis<sup>36</sup>.

**Obtención de Muestras Donde hay una Fístula:** una fístula, en este caso se refiere a una arteria y una vena unidas quirúrgicamente, es permanente y no debe usarse nunca para la extracción de sangre. Ordinariamente, tampoco debe usarse para este fin el brazo en el que está la fístula. En pacientes con una fístula en el brazo y una transfusión iv en el otro, no debe usarse el brazo con la conducción iv sin consultar con el médico encargado del paciente. Si no hay otros lugares alternativos, puede utilizarse el brazo con la fístula, pero por debajo de la misma. Es preferible una vena de la mano; si esto no es posible, debe examinarse la fosa antecubital, buscando una vena lejos de la fístula en la lateral del brazo. Puede colocarse un compresor flojo hasta localizar una vena y soltarlo tan pronto como sea posible. Debe aplicarse presión en el lugar después de sacar la aguja. Muchos de estos pacientes pueden estar recibiendo heparina, por lo que pueden sangrar. Para evitarlo, puede colocarse un vendaje flojo. A veces, se utiliza un injerto bovino, un trozo de vena de este tipo de animales o un injerto de Gore-Tex, un producto sintético, para unir la vena y la arteria y desarrollar la fístula. Normalmente deben de transcurrir de 4 a 6 semanas antes de que pueda utilizarse la fístula para diálisis<sup>36</sup>.

# Obtención de Muestras de Sangre en Zonas de Aislamiento

**El Paciente Aislado.** Normalmente, los pacientes están aislados por las razones siguientes<sup>36</sup>:

- a) Para evitar el contagio de una enfermedad, de forma que no se extienda a otros pacientes, familiares y empleados.
- b) Para proteger al paciente de una contaminación externa. En estos casos, el mecanismo de protección normal del paciente se ha reducido hasta un punto en el que una infección puede serle fatal.

**Sistemas de Aislamiento.** Normalmente, a los pacientes aislados se les asigna habitaciones individuales y se coloca una señal de aislamiento codificado con colores en la puerta o en la ventana. La tarjeta de colores describe el tipo de aislamiento y las precauciones que deben de tomar aquellos que entran en la habitación<sup>36</sup>.

## Tipos de Aislamiento<sup>36</sup>:

1. **Aislamiento Estricto (Tarjeta Amarilla):** Algunos ejemplos de enfermedades que requieren un aislamiento estricto son: las quemaduras extensas, las neumonías estafilocóccicas, la viruela, el herpes diseminado, la rabia y la rubéola congénita.

Las siguientes precauciones pueden estar especificadas en el cartel de aislamiento de la puerta<sup>36</sup>:

- Habitación individual, necesariamente; la puerta debe mantenerse cerrada.
- Batas: deben utilizarlas todas las personas que entran en la habitación.
- Mascarillas: deben utilizarlas todas las personas que entran en la habitación.
- Manos: deben lavarse a la entrada y a la salida de la habitación.

- **Guantes:** deben utilizarlos todos los pacientes que tienen contacto con el paciente.
- **Material:** debe ser desechado o empaquetado antes de ser enviado a la central de esterilización para su desinfección y esterilización.

2. **Aislamiento Respiratorio (Tarjeta Roja):** Algunos ejemplos de enfermedades que requieren de aislamiento respiratorio son: La tuberculosis, en caso de sospecha de afección pulmonar o esputo positivo, la meningitis meningocócica, la enfermedad del legionario, la neumonía por influenza y sarampión, la parotiditis y la rubéola.

Las siguientes precauciones pueden ser especificadas en el cartel de aislamiento de la puerta<sup>36</sup>:

- **Habitación reservada,** necesariamente; la puerta debe mantenerse cerrada.
- **Batas:** no son necesarias.
- **Mascarillas:** deben utilizarlas todas las personas que entran en la habitación.
- **Manos:** deben de lavarse a la entrada y salida de la habitación.
- **Guantes:** no son necesarios.
- **Materiales:** deben desinfectarse todos aquellos materiales que estén contaminados con las secreciones.
- **Precaución:** todas las personas que sean susceptibles de una enfermedad específica deben de ser excluidas del área del paciente; si es necesario mantener el contacto, las personas susceptibles deben usar mascarilla.

3. **Aislamiento de Heridas y Piel (Tarjeta Verde):** Algunos ejemplos de enfermedades que precisan aislamiento de piel y heridas son: las heridas menos graves, las infecciones purulentas donde el drenaje no puede mantenerse con un simple vendaje, la sepsis puerperal y erupción herpética.

Las siguientes precauciones pueden estar especificadas en el cartel de aislamiento de la puerta<sup>36</sup>:

- **Habitación reservada.**

- Batas: deben utilizarlas todas las personas que tienen contacto directo con el paciente.
- Mascarillas: no son necesarias, excepto durante los cambios de vendaje y con pacientes quemados.
- Manos: deben lavarse al entrar y salir de la habitación.
- Guantes: deben utilizarlos todas las personas que tienen contacto directo con el área infectada.
- Materiales: es necesario tomar precauciones especiales para los instrumentos, apósitos y ropa.

4. **Aislamiento Protector (Tarjeta Azul):** Algunos ejemplos de situaciones para un aislamiento protector son: la agranulocitosis, las situaciones de inmunosupresión y los pacientes que reciben tratamiento inmunosupresor.

Las precauciones siguientes pueden estar especificadas en el cartel de aislamiento de la puerta<sup>36</sup>:

- Habitación reservada, necesariamente: la puerta debe mantenerse cerrada.
- Batas: deben utilizarlas todas las personas que entran en la habitación.
- Mascarillas: deben utilizarlas todas las personas que entran en la habitación.
- Manos: deben lavarse al entrar y salir de la habitación.
- Guantes: pueden utilizarlos las personas que tiene contacto directo con el paciente.
- Materiales: lavar cualquier compresor seco.

5. **Aislamiento Intestinal (Tarjeta Marrón Oscuro):** Algunos ejemplos que precisan aislamiento intestinal son: la diarrea aguda, la shigelosis, la salmonelosis y las diarreas producidas por *Campylobacter*.

Las siguientes precauciones pueden estar especificadas en el cartel de aislamiento de la puerta<sup>36</sup>:

- Habitación individual.
- Batas: deben utilizarlas las personas que tienen contacto directo con el paciente.
- Mascarillas: opcional.
- Manos: deben lavarse al entrar y al salir de la habitación.

- **Guantes:** deben utilizarlos todas las personas que tienen contacto directo con el paciente o con materiales contaminados con heces, orina o sangre.
- **Materiales:** es necesario tomar precauciones especiales con los materiales contaminados con orina, heces o sangre. Los materiales deben limpiarse bien y desinfectarse o incinerarse.

**6. Aislamiento para la Hepatitis Viral (Tarjeta Marrón Claro):** Las situaciones que precisan aislamiento y precauciones para la hepatitis viral son la hepatitis aguda vírica y los hallazgos de hepatitis B positiva.

Las siguientes precauciones pueden estar especificadas en el cartel de aislamiento de la puerta<sup>36</sup>:

- Habitación individual.
- **Batas:** deben utilizarlas las personas que tienen contacto directo con el paciente.
- **Mascarilla:** opcional.
- **Manos:** deben lavarse al entrar y al salir de la habitación.
- **Guantes:** deben utilizarlos todas las personas que tienen contacto directo con el paciente o con materiales contaminados con orina, heces o sangre.
- **Materiales:** es necesario tomar precauciones especiales con los materiales contaminados con orina, heces o sangre. Los materiales deben limpiarse bien y desinfectarse o incinerarse.

**7. Aislamiento en la Enfermedad de Creutzfeld-Jacob:** Es preciso tomar precauciones en los casos de sospecha o de diagnóstico de esta enfermedad. La enfermera debe avisar al servicio que realiza las punciones iv.

Deben constar las siguientes precauciones sobre la señal de aislamiento de la puerta<sup>36</sup>:

- Habitación individual: preferible.
- **Batas:** no son necesarias.
- **Mascarillas:** no son necesarias.
- **Manos:** deben lavarse al entrar y al salir de la habitación.
- **Guantes:** deben utilizarlos todas las personas que tienen contacto directo con el líquido cefalorraquídeo o la sangre del paciente. Los guantes pueden recogerse en la unidad de enfermería.

- **Materiales:** es necesario tomar precauciones especiales con los materiales contaminados, con líquido cefalorraquídeo y sangre. Los materiales deben limpiarse bien y desinfectarse mediante esterilización.
8. **Aislamiento Protector Cardíaco para la Unidad de Coronarias:** Algunas instituciones tienen un aislamiento protector para pacientes con trasplantes de corazón; la señal en la puerta de la habitación dice “*Aislamiento protector cardíaco, Unidad de Coronarias*”. Todas las personas que entran en la habitación deben observar un código especial de indumentaria<sup>36</sup>.

**Información General.** Las batas, guantes, mascarillas y otros suministros están siempre guardados en un estante fuera de la habitación del paciente. Esta área de material limpio no debe contaminarse en ningún momento. El hospital moderno tiene con frecuencia una antesala que sirve como zona limpia; aquí, la persona que va a entrar en la habitación puede ponerse una bata, mascarilla o guantes. También pueden dejar aquí los médicos sus abrigos o chaquetas<sup>36</sup>.

### *Procedimiento para la Zona de Aislamiento*<sup>36</sup>:

1. Antes de entrar en la zona de aislamiento,
  - Leer siempre la señal de aislamiento de la puerta, que explica el tipo de aislamiento y lo que debe ponerse, y hacerlo. **¡PÓNGASE LO QUE DEBA Y HAGA LO QUE DEBA!**
  - Mirar las peticiones de su orden y preparar el equipo necesario para realizar la extracción al paciente. Recordar que cualquier cosa que se meta dentro de la habitación tiene que dejarse ahí, desecharse o limpiarse cuidadosamente, si se quiere sacar.
  - Llevar dentro el equipo mínimo necesario:
    - Jeringa y aguja;
    - Compresor (debería haber un compresor en el cuarto de baño de cada paciente pero no está de más tener uno en el bolsillo);
    - Tubos adecuados;
    - Cuatro o cinco algodones secos;

- Cuatro o cinco torundas empapadas con alcohol;
- Portas de vidrio (si son necesarios);
- Rollos pequeños de venda(al final dejar lo que sobre de venda)

2. Al entrar en la habitación:

- Colocar cuatro o cinco toallas de papel, del cuarto de baño, sobre la mesa y ordenar el equipo sobre una o dos de las toallas extendidas.
- Lavarse las manos.
- Si hay aislamiento protector (tarjeta azul), lavar y secar el compresor. No es necesario una manipulación especial de las muestras, como la colocación de toallas de papel y la manipulación de los tubos con algodones secos. En el resto de los tipos de aislamiento, sin embargo, se recomienda seguir los pasos del procedimiento siguiente.
- Obtener muestras de sangre en la forma usual, utilizando una jeringa y evitando todo contacto innecesario con el paciente y la cama.
- Coger una toalla de papel del paquete que está sobre la mesa, y dejar la jeringa y aguja sobre ella mientras se venda el brazo.
- Coger con algunos algodones secos, y con la mano izquierda, los tubos que hay que llenar ( con la mano derecha, si es zurdo ).
- Llenar los tubos, manteniendo la jeringa y la aguja en la mano derecha (o la izquierda).
- Dejar los tubos llenos sobre una toalla de papel limpia.
- Desechar la jeringa y la aguja en su recipiente correspondiente del cuarto del baño, tomando en cuenta las normas de RPBI.
- Quitarse la bata y desecharla en el recipiente adecuado.
- Lavarse las manos y el compresor con agua y jabón y secarlos.
- Cerrar los grifos con toallas de papel limpias para no contaminarse las manos.
- Coger los tubos que se han dejado sobre la toalla de papel, limpiarlos con una torunda con alcohol y abandonar la habitación del paciente.
- Si el paciente tiene hepatitis, marcar los tubos con una etiqueta donde se manifieste su condición.
- Si se hacen extensiones de sangre, colocar las extensiones entre dos toallas de papel limpias. Cuando se esté listo para marchar, envolver las



extensiones y los tubos con la toalla de papel colocada encima y desechar la toalla de papel colocada debajo.

- No entrar nunca dentro de las zonas de aislamiento con las bandejas y las órdenes de laboratorio.
3. Hay que estar sobre aviso de las siguientes situaciones:
- Las enfermeras embarazadas no deben entrar en una zona de aislamiento cuando el paciente tenga una infección por rubéola o citomegalovirus. La enfermera del servicio de epidemiología del hospital debe de informar al laboratorio clínico cuando se sospecha una infección por estos virus. Cualquier paciente en el que se sospeche una infección por citomegalovirus debe tener un aviso colocado en la tarjeta de la puerta que sirva de aviso al flebotomista.
  - Deben usarse guantes cuando se esté tratando con pacientes aislados por quemaduras o heridas.
  - Debe comunicarse inmediatamente al servicio de medicina preventiva e higiene del hospital cualquier pinchazo accidental con una aguja o cualquier contaminación de una herida de la piel con sangre o excreta de un paciente infectado.

# Técnicas de Recolección de Muestras de Sangre para Pruebas Especiales.

***Muestras para Prueba de Alcohol en Sangre:*** Cuando se solicita una muestra para la realización de una prueba de alcohol en sangre, no puede limpiarse con alcohol el lugar donde va a efectuarse la punción venosa porque puede contaminarse la muestra y producirse una falsa elevación de los resultados. Puede limpiarse la piel con jabón y agua pero debe de estar completamente seca antes de intentar la punción. Normalmente, el flebotomista extrae la muestra para este tipo de determinaciones sólo cuando el médico encargado del paciente la solicita por razones médicas. Si la prueba de alcohol en sangre la solicita el Departamento de Policía, o la Policía de Tráfico por motivos legales, en la mayoría de las instituciones se sigue un procedimiento distinto. Por lo que para cuestiones legales un médico extrae la sangre y la pone en un recipiente especial, que entrega al oficial de policía<sup>36</sup>.

***Muestras Recogidas con Intervalos de Tiempo:*** Algunas muestras hay que recogerlas con intervalos de tiempo debido a que el paciente está tomando alguna medicación o a la existencia de variaciones biológicas (ritmos circadianos). En estos casos, las muestras deben recogerse con un intervalo de tiempo preciso, que hay que especificar, y dar instrucciones claras al grupo de flebotomistas a este respecto. Las pruebas siguientes requieren muestras recogidas con intervalos de tiempo<sup>36</sup>:

- Pruebas en las que pueden anticiparse efectos diurnos o temporales adicionales, tales como los corticosteroides, el hierro sérico, y la tolerancia a la glucosa.
- Pruebas para el control de la concentración de medicamentos terapéuticos, tales como el tiempo de protrombina, al ácido salicílico, la digoxina y los antidepresivos tricíclicos.

En estos casos, el tiempo de recogida de la muestra debe de expresarse con precisión en la hoja de petición de análisis del laboratorio.

**Muestras para Análisis de Trazas de Metales:** Para la obtención de muestras para el análisis de trazas de metales se utilizan dos jeringas. Una de ellas, la *Starstedt*, debe limpiarse a fondo, dejándola en ácido nítrico al 15% durante una semana y secándola en una atmósfera libre de partículas. Esta jeringa se usa para recoger la muestra que se envía al laboratorio.<sup>53</sup> La segunda jeringa que no tiene ninguna preparación especial, puede ser una jeringa desechable de las utilizadas normalmente para la obtención de muestras para otros análisis. El procedimiento para la obtención de muestras de sangre para análisis de trazas de metales es como sigue<sup>36</sup>:

- ✓ Colocar una aguja de acero inoxidable con cono de plástico en una jeringa desechable que no haya estado sujeta a procesos especiales de limpieza y pinchar la vena.
- ✓ Extraer de 2 a 4 ml de sangre con esta jeringa a un ritmo relativamente rápido, quitar la jeringa de la aguja y desecharla con su contenido. (Si tiene que obtenerse al mismo tiempo muestras de sangre para otras pruebas, puede utilizarse para este propósito, sin que haya que enjuagar la aguja después).
- ✓ Colocar una jeringa limpia tipo *Starstedt* en la aguja y extraer lentamente 10 ml de sangre.
- ✓ Reemplazar la aguja en la jeringa por un tapón de plástico, desenroscar el émbolo de la jeringa y enviar la jeringa *Starstedt* con la muestra al laboratorio.

Los metales en los que se realizan estos análisis de trazas incluyen los siguientes:

<div style="display: flex; align-items: center;"> <div style="margin-right: 10px;">Plomo (Pb)</div> <div style="margin-right: 10px;">Mercurio (Hg)</div> <div style="font-size: 2em;">}</div> <div>Extraer en una jeringa <i>Starstedt</i> con EDTA</div> </div>
<div style="display: flex; align-items: center;"> <div style="margin-right: 10px;">Arsénico (As)</div> <div style="margin-right: 10px;">Aluminio (Al)</div> <div style="margin-right: 10px;">Cromo (Cr)</div> <div style="margin-right: 10px;">Cadmio (Cd)</div> <div style="margin-right: 10px;">Manganeso (Mn)</div> <div style="margin-right: 10px;">Cinc (Zn)</div> <div style="font-size: 4em;">}</div> <div>Extraer en una jeringa <i>Starstedt</i></div> </div>

vacía.

**Muestras para Pruebas de Coagulación:** Debido a que algunas decisiones diagnósticas y terapéuticas se basan en los resultados de las pruebas de coagulación, es importante tener unos procedimientos bien documentados para la recogida de muestras para los estudios especiales. Variables como el tipo de anticoagulante, el procedimiento de extracción y el almacenamiento de la muestra pueden influir en el resultado final de la prueba<sup>36</sup>.

Las muestras de sangre para la realización de estudios de coagulación no deben recogerse en recipientes hechos de cristal corriente, sino en tubos hechos de materiales inertes que no muestren interacciones con el sistema de coagulación, tales como plástico, cristal borosilicatado o cristal siliconado<sup>36</sup>.

El anticoagulante de elección es normalmente una solución de citrato sódico de 109 o 129 mmol/L (3,2% o 3,8%) en forma dihidratada:  $\text{Na}_3\text{C}_6\text{H}_5\text{O}_7 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ . Las soluciones tamponadas de citrato son también aceptables para la obtención de sangre para las pruebas de coagulación. La concentración final de citrato de sódico en forma dihidratada debe de ser de 10.9 a 12.9 mmol/L en la muestra de sangre<sup>36</sup>.

Las técnicas de punción venosa deficientes pueden contribuir a que se obtengan resultados erróneos en este tipo de estudios. El tiempo parcial de tromboplastina activado es particularmente sensible a las variaciones producidas por las técnicas deficientes de punción venosa. Una punción venosa atraumática es imperativa porque la introducción de tejidos o líquidos tisulares en la muestra puede dar una falsa prolongación de los resultados de coagulación. La aspiración excesiva al tratar de llenar la jeringa puede producir hemólisis. El escarbar con la aguja, la aspiración de burbujas de aire, los hematomas, la contaminación con líquidos tisulares y el estasis venoso prolongado son complicaciones que hay que evitar<sup>36</sup>.

Idealmente, las muestras de sangre para coagulación deben extraerse individualmente, más que como parte de una extracción general de sangre para varias pruebas. Como con frecuencia esto no es práctico, se acepta que la muestra pueda formar parte de una extracción de sangre de menos de 25 ml<sup>36</sup>.

Inmediatamente después de finalizar la punción hay que quitar la aguja de la jeringa y permitir que la sangre se deslice a lo largo de la pared del tubo mezclándose con el anticoagulante, sin apretar la jeringa. La proporción de sangre y anticoagulante es crítica; hay que asegurarse de que la relación de los

volúmenes sea correcta. Hay que mezclarse mediante una cuidadosa inversión del tubo, tres o cuatro veces. Debe evitarse la agitación energética o la producción de espuma<sup>36</sup>.

Si se utiliza un sistema de tubos al vacío, y la muestra se extrae de un catéter intravenoso, los primeros 20 ml de sangre deben desecharse o utilizarse para otras pruebas antes de recoger la muestra para las pruebas de coagulación. Si la conducción contiene heparina, deben desecharse o utilizarse para otras pruebas por lo menos 30 ml de sangre antes de extraer la muestra para coagulación<sup>36</sup>.

# Muestras para Banco de Sangre

El laboratorio de banco de sangre es único, ya que es el único laboratorio dentro del hospital que facilita productos para el tratamiento de los pacientes, como lo son las unidades de sangre total o cualquiera de sus fracciones. El personal del banco de sangre realiza ciertas pruebas cuyos resultados indican si los productos sanguíneos pueden transfundirse con seguridad al paciente. Si se comprenden los fundamentos científicos del banco de sangre y se siguen estrictamente los protocolos de identificación de pacientes, muestras y unidades de sangre, puede evitarse la posibilidad de que se produzcan reacciones hemolíticas postransfusionales<sup>36</sup>.

## ***Errores en Hemoterapia: desde la Punción Venosa a la Transfusión.***

La transfusión de sangre se prescribe como un tratamiento a los pacientes en ciertas enfermedades. Como con cualquier otro fármaco, es esencial que se administre la sangre respetando las normas de seguridad. Un seguimiento estricto de los protocolos puede ayudar a evitar un perjuicio al paciente durante una transfusión. A continuación, se enumeran algunas de estas situaciones que pueden resultar perjudiciales para el paciente<sup>36</sup>.

1. Muestra extraída de paciente erróneo.
2. Muestra identificada con una etiqueta equivocada.
3. Resultado incorrecto de las pruebas de laboratorio, esto es, realización incorrecta del grupo ABO/Rh.
4. Sangre o componentes sanguíneos etiquetados de forma incorrecta.
5. Paciente transfundido con sangre o el componente sanguíneo erróneo.

Las situaciones 1 y 2 afectan directamente al flebotomista. Parece inconcebible que pueda extraerse o identificarse incorrectamente una muestra de sangre y sin embargo, se producen tales situaciones.

Nadie comete equivocaciones intencionadamente y a pesar de esto, se producen errores. ¿Cómo se produce un error durante la recogida e identificación de las muestras de sangre? Cuando se analiza este problema, es necesario contestar tres preguntas:

- ¿Están los protocolos escritos de forma clara y fácil de seguir?

- ¿Se siguen todos los pasos del protocolo establecido?
- ¿Se encuentran situaciones poco frecuentes que no están descritas en el protocolo?

Si se comete un error, la causa puede estar relacionada con uno o varios de estos puntos.

***Establecimiento de Protocolos Escritos.*** Los protocolos escritos de forma precisa y práctica, son esenciales para asegurar la correcta extracción e identificación de las muestras de sangre. Los protocolos deben escribirse de forma clara y simple, describiendo el procedimiento paso a paso, los pasos, dentro de cada procedimiento, deben figurar según el orden secuencial de los acontecimientos<sup>36</sup>.

Una vez que los protocolos están escritos y aprobados por el personal de plantilla hay que distribuir y revisar las copias con las personas implicadas. Una vez revisados, deben evaluarse para estar seguros de que funciona el sistema establecido, cumpliéndose así su propósito<sup>36</sup>.

***Seguimiento de los Protocolos Establecidos.*** Los protocolos bien escritos son especialmente valiosos para la formación del personal nuevo. Un protocolo que delimite cada paso del procedimiento ayuda al técnico principiante a realizar las técnicas correctamente. También sirve para asegurar que no aprendan los atajos durante el periodo de formación<sup>36</sup>.

Aun con el establecimiento de protocolos escritos y de programas de formación, pueden producirse errores, y de hecho se producen. Algunas formas de evitar los errores son las siguientes<sup>36</sup>:

- El flebotomista debe estar formado adecuadamente.
- El programa de formación debe ser concienzudo.
- El flebotomista debe estar informado de los cambios que se producen en los protocolos.
- Los protocolos deben estar escritos con claridad.
- Los protocolos que se establezcan deben contener soluciones para las situaciones problemáticas.

Deben establecerse mecanismos que controlen y contribuyan a reducir al mínimo la producción de errores. Una buena forma de lograr éste es el

establecimiento de programas periódicos de educación continuada para revisar el porque de los procedimientos establecidos que se siguen en ese momento, para describir los cambios en los protocolos y para establecer un foro donde discutir los problemas que necesitan solución. El flebotomista es el primer individuo que descubre la existencia de cualquier “eslabón débil” en los protocolos. Después de identificar el problema, hay que estudiar e instituir una solución<sup>36</sup>.

Otra forma de reducir al mínimo los errores es el establecimiento de estándares. Los estándares han sido establecidos por la American Association of Blood Banks (AABB) para ayudar a una identificación correcta del paciente y de la muestra. Si un banco de sangre es miembro de la AABB se le obliga a cumplir estas normas. El cumplimiento se controla mediante inspecciones periódicas<sup>36</sup>.

A continuación, se describen dos normas de la AABB relacionadas con esta discusión<sup>36</sup>.

**Norma E. 2. 100 para la Identificación de Muestras de Sangre.** El futuro recipiente y la muestra de sangre deben ser identificados positivamente en el momento de la extracción. Las muestras de sangre deben recogerse en tubos cerrados, identificados con una etiqueta firmemente unida, que lleve escrito por lo menos el nombre y apellidos del paciente, el número de identificación y la fecha. La etiqueta debidamente complementada debe estar fijada al tubo antes de abandonar la habitación del paciente y debe existir un mecanismo para identificar a la persona que extrajo la sangre<sup>36</sup>.

**Norma E. 2. 200 para la Identificación de la Información de la Muestra de Sangre.** Antes de utilizar una muestra para hacer un grupo o unas pruebas de compatibilidad, cualquier persona calificada del banco de sangre o del servicio de transfusión debe comprobar si toda la información que figura en la identificación del impreso de petición está de acuerdo con la información de la etiqueta de la muestra. En caso de discrepancia o de duda, hay que extraer otra muestra<sup>36</sup>.

Es esencial que los flebotomistas y el personal del banco de sangre trabajen juntos y sigan estas normas para asegurar que todos los pacientes reciban un tratamiento con transfusiones sanguíneas lo más seguro posible<sup>36</sup>.

### ***Situaciones poco Frecuentes con que se Encuentra el Flebotomista.***

Los protocolos se redactan con frecuencia para describir un sistema ideal. El



autor del protocolo normalmente da por supuesto que el sistema funcionará siempre. Es importante darse cuenta que a menudo existen lagunas debidas a la presencia de circunstancias poco frecuentes o inesperadas. Por tanto, siempre que se escriba un protocolo deben consignarse estas situaciones, describiendo los pasos que hay que tomar para solucionarlas. Algunas de estas situaciones raras se discuten a continuación<sup>36</sup>.

**Ausencia del Brazaletes de Identificación del Paciente Hospitalizado.** Aunque todos los pacientes deben tener los brazaletes colocados en su sitio, a veces pueden faltar. Puede ser que el paciente haya ingresado en ese momento o que haya habido que cortar el brazaletes porque interfería con algún otro procedimiento<sup>36</sup>.

El flebotomista puede encontrarse que alguien ha quitado el brazaletes y lo ha pegado a la cama o a la mesa. Este brazaletes no debe utilizarse porque puede que no pertenezca al paciente que ocupa la cama en ese momento, sino al que la ocupo previamente<sup>36</sup>.

Debe establecerse algún procedimiento para asegurar que se cumpla con un brazaletes nuevo y que se coloca al paciente. En el caso de una urgencia, tiene que haber un protocolo para identificar correctamente al paciente. Si el paciente está lucido, el flebotomista tiene que pedirle que exprese y deletree su nombre completo. Los números de identificación pueden transcribirse de la historia clínica disponible. Si el paciente no coordina o está inconsciente debe identificarlo una tercera persona (la enfermera de planta o un miembro de la familia), expresando y deletreando su nombre completo. Una advertencia: en esta última situación se han producido identificaciones incorrectas de pacientes, especialmente cuando hay más de uno en la habitación<sup>36</sup>.

**Ausencia del Brazaletes de Identificación en el Paciente del Servicio de Urgencias.** Un área donde puede producirse un error trágico es el servicio de urgencias, particularmente si es un centro de traumatizados. Frecuentemente, los pacientes no pueden ser identificados al ingresar y, por tanto, no puede usarse el protocolo normal de identificación. Existen algunos sistemas comerciales de identificación excelentes, disponibles para su utilización en el servicio de urgencias. Estos sistemas utilizan un brazaletes provisional y unas etiquetas con letras y números para las muestras y unidades de sangre que se

vayan a transfundir; por ejemplo, el brazalete de la muñeca del paciente, la muestra de sangre, y las unidades de sangre que se transfunden se identifican como FBC 654. si el médico encargado extrae una muestra de sangre de un paciente con una jeringa, ésta debe identificarse con una etiqueta alfanumérica igual que el brazalete del paciente, para asegurar que no se produce una mezcla de las muestras<sup>36</sup>.

Un ejemplo de situación particularmente confusa en el servicio de urgencias es la admisión de varios miembros de una familia con el mismo apellido. No es raro tener un padre que es *señor* y un hijo que es *junior*. Estos pacientes tienen un riesgo mayor de accidentes postransfusionales si no se identifican cuidadosamente<sup>36</sup>.

**Paciente con una Información Incorrecta en el Brazalete.** Los brazaletes pueden contener errores en la información escrita en ellos. A menos que toda la información sea correcta en todos los impresos utilizados para identificar al paciente, no se pueden comenzar la hemoterapia<sup>36</sup>.

Es posible que el flebotomista no se dé cuenta de que un brazalete tiene errores porque el nombre o el número en el impreso de petición de análisis está también equivocado. El personal del banco de sangre encuentra frecuentemente estos errores porque siempre se comprueban las fichas anteriores con la identificación del grupo ABO/Rh con la información actual. Por lo que se deben redactar procedimientos que aseguren, que se lleven a cabo una acción correctora cuando se descubren brazaletes con información errónea<sup>36</sup>.

**Pacientes con el Mismo Nombre o con Nombre Similar en el Hospital.** No es raro que dos pacientes con el mismo nombre o con un nombre muy similar estén en un mismo hospital. En estos casos, si no se presta una atención cuidadosa a los procedimientos de identificación, puede extraerse inadvertidamente la muestra de sangre de la persona errónea o el paciente puede ser transfundido con una sangre equivocada<sup>36</sup>.

Con el aumento de los procedimientos de transplante de tejidos, el flebotomista tendrá ocasión de ver más miembros de una familia en el hospital; el receptor y el donante pueden tener un nombre similar, o incluso el mismo. Los nacimientos múltiples, particularmente los gemelos, no son raros, y con frecuencia estos recién nacidos son ingresados en las unidades pediátricas de

cuidados intensivos. La identificación inmediata de los mismos puede ser: niño Smith 1 y niño Smith 2 el flebotomista debe poner mucho cuidado en la identificación de estos pacientes<sup>36</sup>.

Debe establecerse un mecanismo para alertar a los flebotomistas cuando dos pacientes con el mismo nombre o un nombre similar ingresan en el hospital. Es esencial el estricto seguimiento de los procedimientos de identificación establecidos para seguridad del paciente. El flebotomista tiene un papel fundamental en la recogida de muestras de sangre utilizadas por el personal del banco de sangre para suministrar un tratamiento con transfusiones de sangre. Afortunadamente, los errores de transfusión no son frecuentes, pero debido a que el resultado puede ser la muerte del paciente, debe ponerse un interés especial en esta tarea. Los flebotomistas deben tener una sólida comprensión de los fundamentos científicos del banco de sangre y una formación concienzuda de la realización de las funciones que se les asignan. Los protocolos deben estar escritos con claridad y precisión para ayudarles a cumplir la función asignada. El seguimiento de estos procedimientos es esencial. Hay que informar inmediatamente al flebotomista de cualquier cambio de procedimientos y éste, a su vez, debe informar al personal de planta de cualquier problema que ocurra, para corregir las situaciones potencialmente peligrosas<sup>36</sup>.

# CRITERIOS PARA EL RECHAZO DE ESPECIMENES INACEPTABLES

*(validez de las muestras)*

La materia más importante que ingresa al laboratorio es la muestra. El laboratorio no le puede añadir calidad a una muestra mal tomada o conservada que llega al laboratorio para ser analizada. Es por esto que se deben establecer políticas bien definidas para rechazar muestras inadecuadas y no invertir tiempo, recursos y esfuerzos analizando muestras de dudoso valor. Sin una muestra bien tomada, no puede haber un buen resultado que sea confiable<sup>40</sup>.

Deben existir indicaciones escritas (manual de procedimientos) que indiquen a todas las personas involucradas cómo debe efectuarse una obtención adecuada de especímenes sanguíneos; el incumplimiento de estos procedimientos es la base para aplicar los criterios de rechazo<sup>20</sup>.

Cada laboratorio debe tener su protocolo operativo para aceptar o rechazar muestras basándose en las consideraciones expuestas en este documento. Las muestras que son inadecuadas por falta de información, procedimiento de toma incorrecta, preparación impropia del paciente, que no se hayan preservado correctamente o que se hayan viciado por almacenamiento o transporte inadecuados, o por cualquier otra razón válida, deben rechazarse y tomar medidas para la toma de nuevas muestras bajo condiciones apropiadas<sup>6,12</sup>.

Algunos de los motivos más frecuentes por los cuales las muestras deben ser rechazadas son los siguientes<sup>40</sup>:

1. **Identificación Inadecuada.** El extractor de sangre que recoge la muestra debe verificar que la toma pertenece al paciente correcto, y que se trata de la muestra apropiada. Es esencial preguntar al paciente su nombre y confirmarlo con el brazalete o la tarjeta de su habitación. La identificación correcta debe registrarse sobre el contenedor de la muestra<sup>6</sup>. Cada laboratorio debe determinar la cantidad mínima de información del paciente que debe ser incluida en la solicitud de laboratorio y en el recipiente de la muestra. Esta información incluye generalmente nombre, dirección, número de habitación, sexo, edad<sup>22, 44</sup>.

**2. Lugar para la Toma de Especímenes Sanguíneos:**

Después de expuestas las consideraciones posturales, como de la estasis venosa prolongada. La selección de sangre capilar frente a sangre venosa normalmente no es de importancia clínica. El flebotomista debe asegurarse de que evita la toma de la muestra de una extremidad a la que llegan soluciones parenterales a través de un catéter intravenoso fijo. Cuando se toman muestras de sangre del brazo de un paciente en el que se está inyectando una solución intravenosa, el punto de la punción debe ser distal al de la aguja intravenosa y el torniquete ha de colocarse entre la aguja intravenosa y el lugar de la punción<sup>6,44</sup>.

**3. Volumen de Sangre Inadecuado Recogido en Tubos o Jeringas con Aditivo.**

La cantidad de aditivo es directamente proporcional a la cantidad de sangre extraída. Si se extrae menos sangre de la requerida, la cantidad excesiva de aditivo tiene el potencial de afectar adversamente la exactitud de los resultados de las pruebas<sup>22</sup>.

**4. Utilización de Tubos de Recolección Inadecuados.**

En general la muestra preferida para la mayoría de los análisis es el suero y éste se obtiene en tubos sin aditivo, los tubos de fluoruro de sodio diseñados para la muestra de glucosa son inapropiados para la mayor parte de los estudios, el fluoruro inhibirá la acción de la glucosa-oxidasa en el método enzimático, disminuirá la actividad de la fosfatasa ácida e incrementará la actividad de la amilasa. La sal sódica o potásica del fluoruro, La heparina o el EDTA interferirán con el análisis del electrolito implicado. Los agentes quelantes son inaceptables para las determinaciones enzimáticas. La heparina es tal vez el anticoagulante que menos afecta los procedimientos de laboratorio<sup>6,22</sup>.

**5. Contaminación de los Especímenes.**

Los residuos de detergentes en los tubos utilizados para la recogida de los especímenes pueden contaminar éstos con fósforo inorgánico. La presencia de plastificantes en los tubos y en sus tapones se ha implicado en la creación

de picos falsos en los métodos basados en sistemas de cromatografía gas-líquido. Los tapones de corcho y algunos tubos de vidrio pueden liberar calcio al ser expuestos a la acción de la sangre y dar lugar, a una concentración sérica de calcio falsamente incrementada. Aquellas muestras que se utilizaran para el análisis de plomo deben obtenerse en recipientes lavados con ácido libre de plomo<sup>6,44</sup>.

6. **Suero Ictérico.** La hiperbilirrubinemia constituye el sustrato humoral de toda ictericia y tiene lugar siempre que se libere un exceso de hemoglobina o se retenga la bilirrubina formada en proporción normal por insuficiencia funcional hepática o por un obstáculo en las vías biliares. Normalmente existe una cifra media de 0.5 mg de bilirrubina por 100 ml de sangre, es decir, una unidad Van Den Bergh. Esta bilirrubina corresponde a un índice ictérico de 4 a 6. La bilirrubina presente en el suero provoca un considerable color amarillo (ictérico) cuando su concentración es superior a 430  $\mu\text{mol/L}$  (25 mg/L). La bilirrubina puede interferir en las determinaciones de la albúmina realizadas por el procedimiento del HABA (ácido 2-[p-hidrofénil-azo]-benzoico), en los ensayos de colesterol que utilizan reactivos de cloruro férrico, en las determinaciones de glucosa basadas en el método de otoluidina y en las de proteína total que utilizan el procedimiento de Biuret. En cada caso los valores resultan artificialmente elevados y en cada ocasión puede eliminarse el efecto o por lo menos reducirse a un mínimo recurriendo a la obtención de una diana adecuada o métodos de doble longitud de onda. En sueros fuertemente ictéricos se mide la coloración propia leyendo entre 400 y 500 nm. Añadiendo el blanco de prueba, puede corregirse el error en la mayoría de los casos<sup>6,44,51,56</sup>.

7. **Suero Lactescente o Lipémico:** Es frecuente encontrarse un suero o plasma lechoso o lactescente en muestras obtenidas de 1 a 2 horas después de una comida rica en grasas, o en pacientes con ciertas enfermedades metabólicas. La turbidez provocada por una concentración alta de triglicéridos en el suero provocará resultados aparentemente altos para todas las sustancias cuyas determinaciones se basen en la

absorbancia a las mismas longitudes de onda en que las partículas de lípido también absorben luz y en el que la lectura final de absorbancia se utiliza como índice del valor de la concentración de la sustancia que hay que determinar. Los procedimientos del verde de bromocresol para la albúmina, de la cresoftaleína para el calcio y del molibdato amónico-ácido para el fosfato inorgánico quedan todos ellos afectados por la mayor turbidez. Una forma de corregir esta interferencia es utilizar un ensayo de referencia (o diana), sin embargo, incluso con la utilización de dianas no se logrará eliminar todas las interferencias<sup>6,22,33,44</sup>. El plasma presenta un aspecto lactescente cuando la concentración de triglicéridos supera 4.6 mmol/l (4 g/l). La actividad amilásica resulta inhibida en el suero altamente lipémico, la hiperlipidemia provocara una inhibición de las actividades de las enzimas uricase y ureasa, por ello, cuando se utilizan estas enzimas como reactivos en la determinación del ácido úrico y de la urea y la determinación se basa en la velocidad inicial de la reacción, produciendo resultados demasiado bajos. El mismo fenómeno ocurre en el caso de la creatinquinasa, bilirrubina y proteína total. Este efecto no puede corregirse mediante la utilización de “dianas”, por lo que la corrección de la extinción se realiza diluyendo la prueba con solución salina al 0.9% y preparación de un blanco de prueba tratado en forma análoga o la ultracentrifugación resulta muy útil para el pre-tratamiento de especímenes séricos lactescentes<sup>6,22,33,44</sup>.

8. **Interferencias Químicas Debidas a la Presencia de Fármacos y Metabolitos Endógenos en Especímenes Biológicos.** Existe un número de interferencias derivadas de los fármacos y relacionadas con la metodología que pueden influir en los resultados. Los metabolitos endógenos también pueden ser la causa de una desviación, por ejemplo, se ha observado un nivel muy elevado de las actividades séricas de la aspartato-aminotransferasa en pacientes con cetosis diabética, en el sentido de que el acetoacetato interfiere con el método colorimétrico utilizado para medir la actividad sérica de la enzima aspartato aminotransferasa. El acetoacetato provocará un aumento aparente de la creatinina medida por la reacción de Jaffee. Los

métodos no específicos utilizados para cuantificar la glucosa dan lugar a valores claramente elevados en pacientes con uremia. La introducción de métodos analíticos más específicos ha disminuido la frecuencia de interferencias químicas debidas al efecto de los fármacos o metabolitos endógenos<sup>6,44</sup>.

9. **Lisis o Fuga de las Células (hemólisis).** La mayoría de determinaciones químicas se realizan en especímenes obtenidos de líquido extracelular, o sea, normalmente en suero o plasma. Ciertas sustancias, no obstante, están presentes en los elementos formes de la sangre en concentraciones muchas veces superiores o inferiores respecto a las del plasma que las rodea, por lo tanto, la lisis de las células pueden llegar a contaminar el plasma o suero en un nivel medible. La hemólisis denota la lisis anormal de los eritrocitos. La hemólisis puede producirse antes de la venipunción (hemólisis "*in vivo*") o ser el resultado de una venipuntura difícil o de un manejo impropio del espécimen recolectado (hemólisis *in vitro*). La hemólisis también puede resultar de un proceso de la enfermedad que causa la destrucción intravascular de los eritrocitos (hemólisis *in vivo*) o por otras causas como se muestra en el ANEXO No. 1. El grado de interferencia depende del grado de hemólisis, la concentración de la variable analítica y la metodología empleada. La trombólisis *in vitro* (lisis de plaquetas) puede dar por resultado un marcado aumento de potasio, magnesio, fosfatasa ácida y aldolasa en suero. La granulocitólisis *in vitro* provoca una liberación de las enzimas muramidasa (lisozima), fosfohexosa-lisomerasa, arginasa, glucosa 6 fosfato deshidrogenasa y glutamato deshidrogenasa. Los factores que contribuyen a la hemólisis *in vitro* durante la toma de muestras de sangre en tubos al vacío incluyen la fuerte expansión de la sangre en el tubo evacuado o la mezcla de la sangre con un anticoagulante de oxalato, también se produce una hemólisis cuando se utilizan agujas de mayor calibre que con las agujas más finas. El efecto de la hemólisis *in vitro* puede reducirse al mínimo permitiendo que se seque el alcohol que se aplica sobre la piel antes de practicar la venipunción. Durante los pasos de centrifugación y de separación en el procesamiento de la muestra se



produce una lisis adicional in vitro de células. Los efectos de la hemólisis o fuga de los eritrocitos pueden dividirse en dos tipos: **1.**- La liberación de los constituyentes del eritrocito, incluyendo el agua, y **2.**- La interferencia directa de la hemoglobina con diversos ensayos. El suero normal presenta un aspecto visiblemente hemolítico cuando la concentración de hemoglobina supera los 200mg/L, aunque en el suero icterico podrían pasar inadvertidos niveles muy superiores. Es por ello que se debe realizar una prevención de la hemólisis como se muestra en el ANEXO No. 1<sup>6,22,23,33,44</sup>.

10. **Transporte Inapropiado.** Las muestras para determinación de analitos como lo son ácido láctico, gases en sangre, amonio y algunos otros donde existe una significativa susceptibilidad al deterioro, no deben ser analizadas si no son transportadas en hielo y dentro de un tiempo preestablecido<sup>20</sup>.
11. **Tiempo Pre-analítico Permisible.** Cuando el tiempo máximo permisible es excedido, deben tomarse medidas. El responsable del laboratorio marcará el resultado obtenido con una nota apropiada, o se negará a llevar a cabo la prueba. La última medida es especialmente aconsejable cuando la conclusión médica puede deducirse del resultado, lo cual es una desventaja para el paciente<sup>22</sup>.
12. **Anticoagulantes y Conservantes.** El uso de anticoagulantes, por ejemplo, oxalato de potasio provoca la dilución variable del plasma debido al transporte de agua desde las células de la sangre al plasma y debe considerarse como un origen de desviación. Los anticoagulantes que actúan como quelantes del calcio también provocarán la inhibición de diversas actividades enzimáticas del plasma si no se añade calcio más adelante. La actividad amilásica resulta inhibida por el oxalato o citrato, mientras que el oxalato inhibe las actividades de la lactato deshidrogenasa y de la fosfatasa, ácida. El oxalato, el citrato o el etilendiaminotetracetato (EDTA) provocan la disminución de la concentración de calcio en el plasma cuando se determina este elemento

espectrofotométricamente mediante un método de colorante, pero no afecta el resultado cuando se valora el calcio por un método de absorción atómica. La sal sódica o potásica del fluoruro, la heparina o el EDTA interferirán con el análisis del electrolito implicado. El fluoruro se utiliza como un conservante para el plasma que ha de emplearse para la evaluación de la glucosa; sin embargo, el fluoruro inhibirá la acción de la glucosa-oxidasa en el método enzimático analítico para la glucosa, disminuirá la actividad de la fosfatasa ácida e incrementará la actividad de la amilasa<sup>44</sup>.

13. **Otras Interferencias.** La presencia de interferencias analíticas potenciales, tales como turbidez, presencia de drogas, dieta inadecuada o exposición a isótopos, que pueden interferir con un procedimiento específico, constituyen también la base para el rechazo de muestras sanguíneas<sup>20</sup>.

## ♣ PREPARACIÓN DE EXTENSIONES DE SANGRE PERIFÉRICA ♣

El examen de la extensión de sangre o frotis sanguíneo, es una parte importante de la evaluación hematológica para observar el número y morfología de los hematíes, el aspecto de las plaquetas y la fórmula leucocitaria es fundamental para evaluar el estado de cualquier paciente con enfermedades hematológicas. También se utiliza como una prueba de rutina en los chequeos médicos y en varios tipos de consulta médica<sup>6,36</sup>.

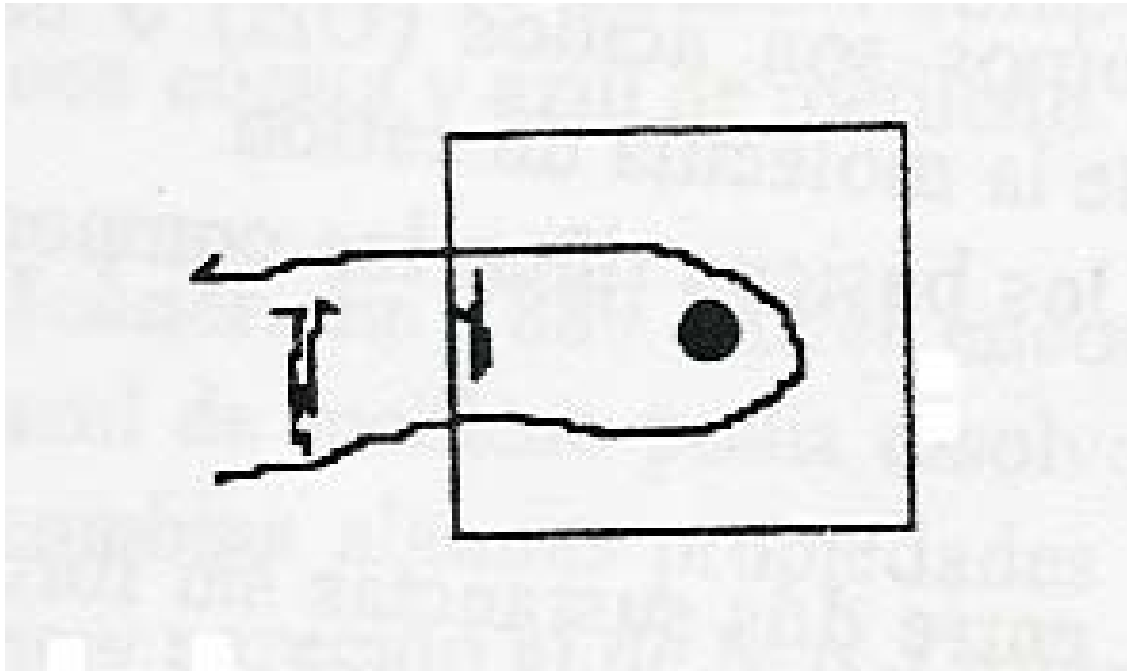
La fiabilidad de la información obtenida y la correcta interpretación de los cambios que muestran cada uno de los componentes hematológicos en el frotis de sangre, depende en gran parte de lo bien hechas y bien teñidas que estén las extensiones, las cuales son sistemáticamente examinadas<sup>6,36</sup>.

Las extensiones de sangre pueden prepararse a partir de muestras de sangre venosa, o de sangre capilar. Existen ligeras diferencias entre ambas en cuanto a la concentración de leucocitos y plaquetas. En la práctica, sin embargo, estas diferencias no son clínicamente significativas si las muestras se han recogido correctamente. El método de elección para preparar extensiones de sangre es la punción capilar, que evita el uso de anticoagulante, como lo muestra la Figura No. 50<sup>36,9</sup>.

Las muestras de sangre venosa son aceptables si se preparan rápidamente las extensiones de sangre. Puede utilizarse una gota de sangre de la punta de la aguja, sin anticoagulante, si la sangre venosa contiene algún anticoagulante, hay que hacer las extensiones en la hora que sigue a su extracción. El anticoagulante de elección es el EDTA (ácido etilendiaminotetracético)<sup>36,9</sup>.

En cualquier caso, son preferibles las muestras recogidas sin anticoagulante, porque estos introducen una serie de artefactos que pueden afectar seriamente a la propia capacidad del analista para interpretar correctamente los cambios de interés clínicos en las distintas líneas celulares hematológicas<sup>36,9</sup>.

**Figura No. 50. Recolección de sangre capilar directa de la punción<sup>23</sup>.**

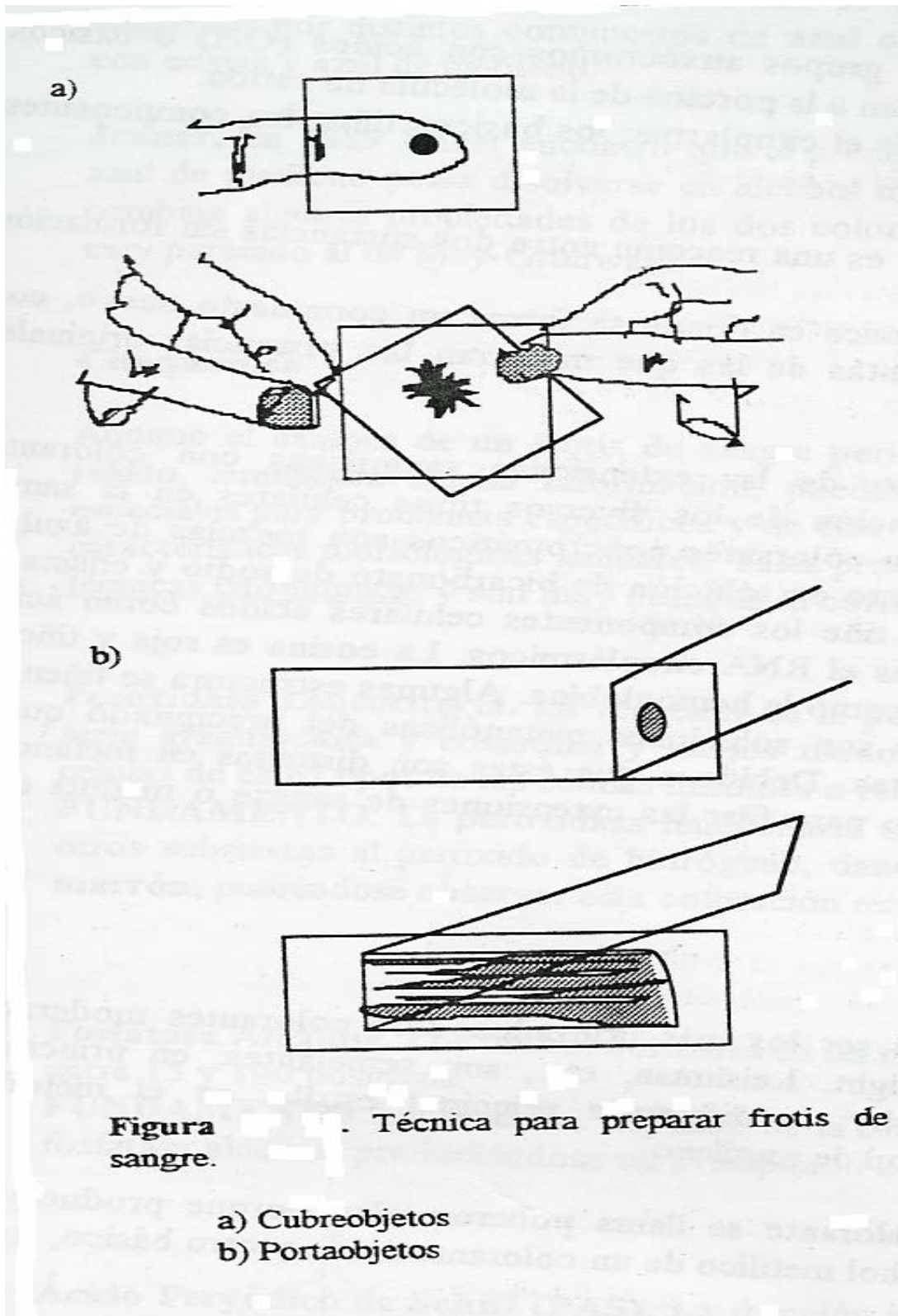


Se ha dicho con mucha razón, que un estudio inteligente de la extensión teñida, junto con el cálculo de la concentración hemoglobínica, proporcionara el 90% de toda la información diagnóstica que pueda obtenerse de un examen hematológico<sup>23</sup>.

## **ELABORACIÓN DE EXTENSIONES DE SANGRE.**

En la actualidad, se utilizan varios métodos para la preparación de extensiones de sangre en el laboratorio clínico. Entre los métodos más usados se encuentran los de extensión seca de los cuales se describen principalmente tres métodos de preparación de las extensiones sanguíneas, entre los cuales el método más antiguo, y probablemente el que más se utiliza todavía, es el Método de extensión en cuñas (*wedge*) o de doble portaobjetos, además de existir también el Método de los dos cubreobjetos como lo muestra la Figura No. 51 y por último las preparaciones de extensiones en cuña de forma semiautomatizada o automatizada <sup>23,36</sup>.

Figura No. 51. Técnica para prepara frotis de sangre por el método de los cubreobjetos y por el de los portaobjetos<sup>23</sup>.



El método de los cubreobjetos tiene la ventaja de una distribución más uniforme de los leucocitos; pero, por lo demás es preferible el de los portaobjetos, que se manejan y rotulan mejor y son menos frágiles<sup>23</sup>.

## *Preparación de Extensiones de Sangre “en Cuñas” ( wedge )*

Las extensiones de sangre deben hacerse en portas de vidrio limpios y sin polvo de buena calidad, de 25 x 75 mm y 0,8 a 1,2 mm de grosor, que estén limpios o se limpien en el laboratorio antes de su uso. Las extensiones deben hacerse dentro de la hora que sigue a la extracción de la muestra de sangre con EDTA.

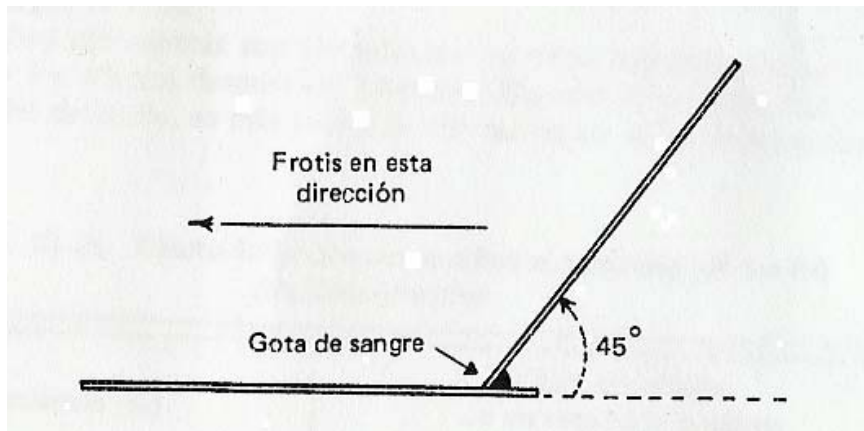
Las preparaciones hechas a partir de una muestra obtenida por punción cutánea de un dedo deben hacerse directamente de la gota de sangre que aparece en el dedo después de limpiar la sangre inicial<sup>6,9,36</sup>.

Las muestras de sangre con EDTA deben almacenarse a temperatura ambiente (18-25°C) sin refrigerar y tienen que estar bien mezcladas antes de preparar la extensión de sangre<sup>6,9,36</sup>.

Hay que colocar una gota de sangre de 2 a 3 mm de diámetro, lo suficientemente grande como para producir una extensión de 2,5 a 3 cm de longitud por lo menos, cerca de uno de los extremos de un porta de vidrio aproximadamente a 1 cm de uno de sus extremos, situado sobre una mesa o superficie plana<sup>6,9,36</sup>.

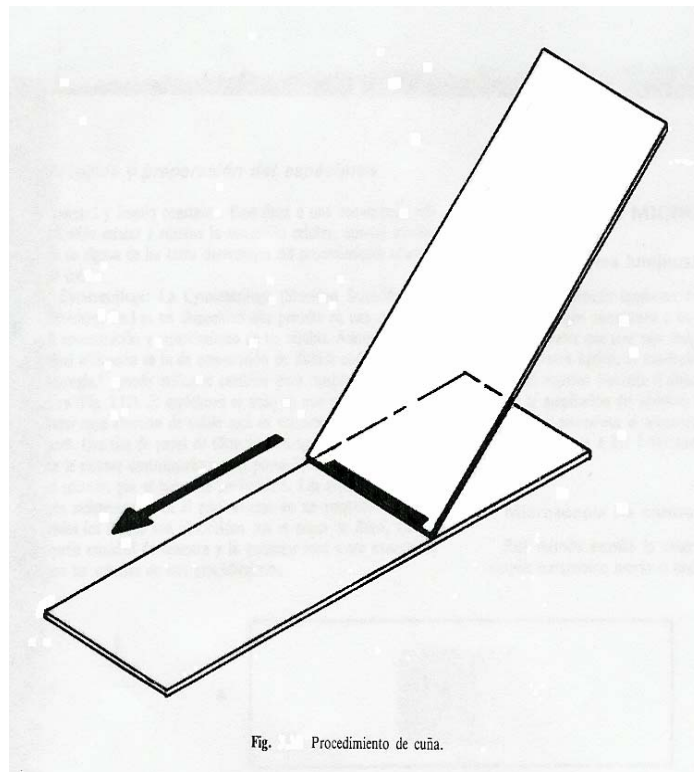
Con el pulgar e índice de la mano derecha sostener un segundo portaobjetos (extensor) o un objeto similar contra la superficie del primero a un ángulo de 30° a 45° respecto del primero, como lo muestra la Figura No. 52 y deslizarlo o empujar en retroceso contra la gota de sangre hasta que se establezca contacto (el segundo porta se mueve hacia atrás hasta que toca la gota de sangre). permitir que la sangre se extienda o se difunda por capilaridad por detrás del mismo y cubra el ángulo entre los dos portaobjetos, debiendo permitirse que lo haga a todo lo ancho del porta<sup>6,9,36</sup>.

**FIGURA No. 52. Ángulo entre existente entre portaobjetos y dirección del empuje<sup>28</sup>.**



Empujar el porta extensor hacia delante con rapidez moderada hasta que toda la sangre se haya extendido en una película de mediano espesor, produciendo una extensión de sangre de 5,2 cm de longitud aproximadamente, que termina por lo menos 1 cm antes del borde del porta de vidrio (ver FIG. No. 53) <sup>6,9,36</sup>.

**FIGURA No. 53. Dirección del empuje del portaobjetos extensor<sup>9</sup>**



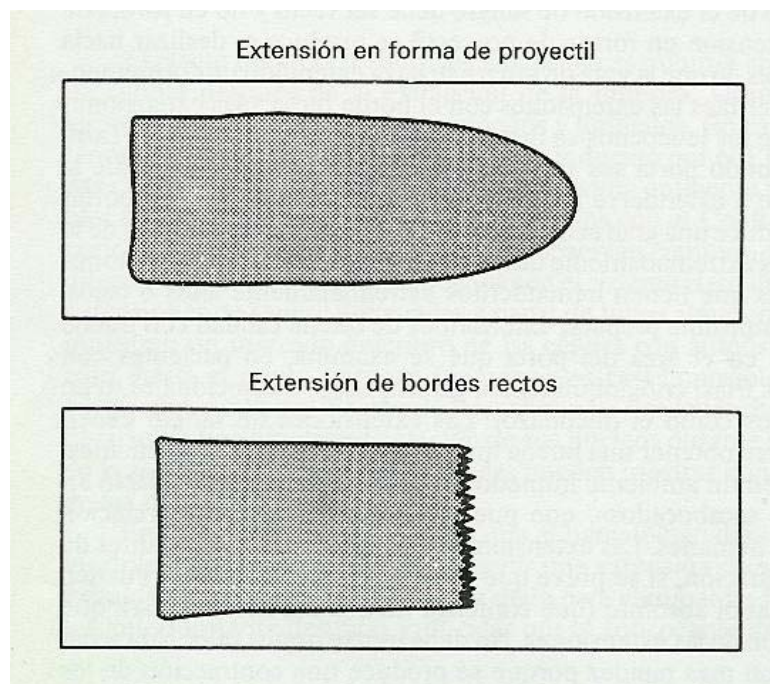
El extremo de la extensión de sangre debe ser recto y no en forma de proyectil (ver FIG. No. 54). Las extensiones en forma de proyectiles se producen al deslizar hacia delante el segundo porta, antes de que la gota de sangre se haya extendido uniformemente detrás del mismo<sup>6,9,36</sup>.

Son preferibles las extensiones con el borde recto a las extensiones con forma de proyectil porque los leucocitos se distribuyen con más uniformidad<sup>6,9,36</sup>.

También es preferible que el segundo porta o portaobjetos extensor sea más estrecho que el primero, para que la extensión de sangre no llegue a extenderse hasta los bordes laterales y sea más fácilmente examinar los bordes con el microscopio<sup>6,9,36</sup>.

Si los dos portas tienen el mismo ancho, se produce una gran acumulación de leucocitos en los bordes de la extensión<sup>6,9,36</sup>.

**Figura No. 54. Forma de las extensiones de sangre<sup>36</sup>.**

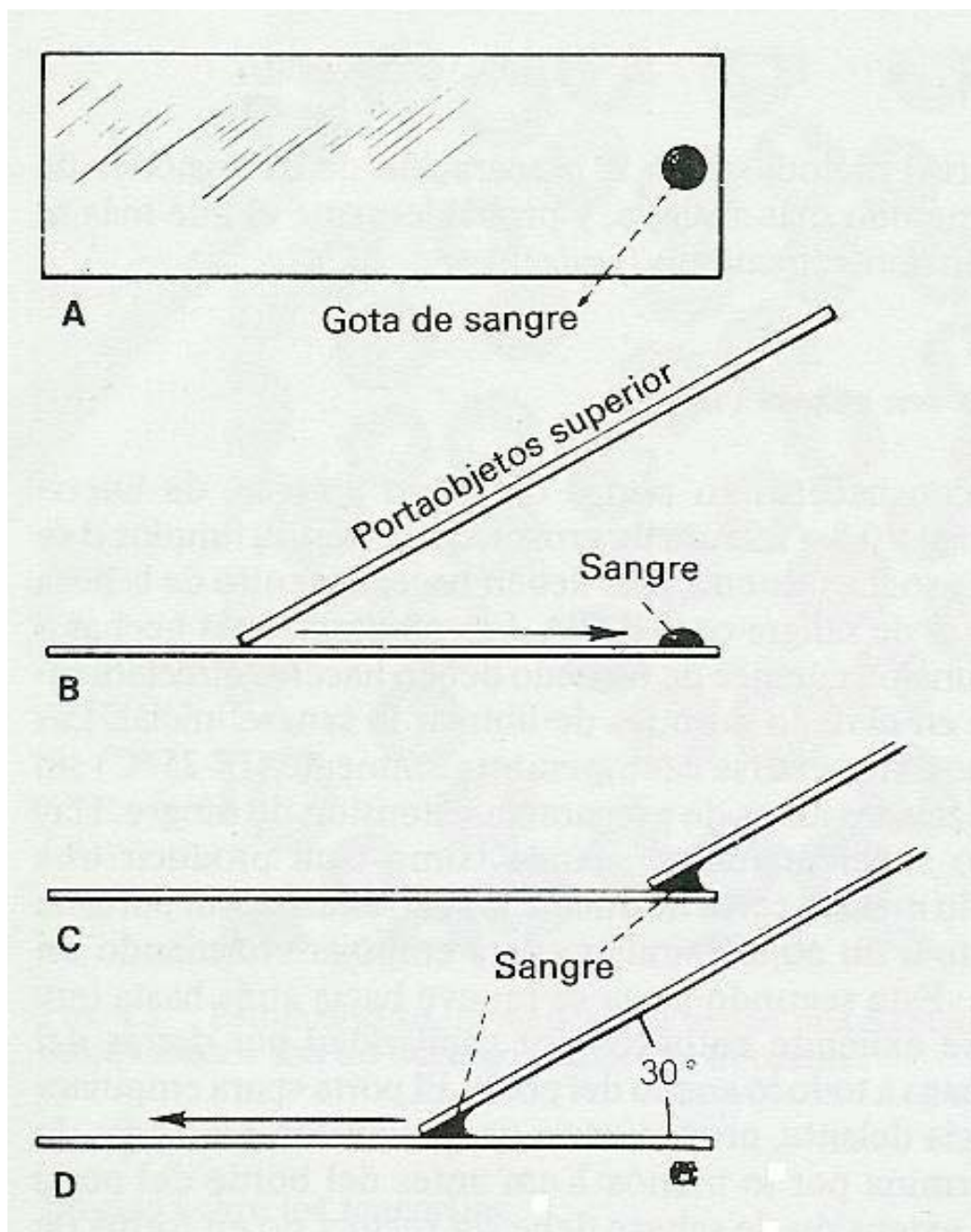


Los portaobjetos se deben secar rápidamente al aire por agitación o con un ventilador. El espesor de la extensión se puede ajustar cambiando el ángulo del portaobjetos extensor, la rapidez de extensión o utilizando una gota más grande o más pequeña de sangre<sup>36,9</sup>.



Si a una velocidad dada se aumenta el ángulo del portaobjetos extensor, aumentará el espesor de la extensión, pero cuando más agudo sea el ángulo entre los portaobjetos y cuando más lentamente se esparza la sangre, más fina será la película, todo este procedimiento en la preparación de frotis en forma de cuña se muestra en la Figura No. 55<sup>36,9</sup>.

**Figura No. 55. Técnica para la elaboración de un frotis de sangre "en cuña" (*wedge*)<sup>36</sup>.**



No se debe cubrir toda la superficie del portaobjetos; una película de sangre bien hecha consiste en una banda o porción gruesa o espesa (en el punto de aplicación) que se extienda en una parte delgada y fina como una pluma, con una transición gradual entre ambas<sup>36,9</sup>.

En la parte espesa las células están situadas demasiado contiguamente, solapándose de forma que se impide su estudio, mientras que en la parte delgada muestran artefactos debido a su amplia separación, de este modo la mejor morfología celular se halla en la zona intermedia, donde las células justamente se tocan unas con otras. Su aspecto ha de ser liso y nivelado, sin ondulaciones, resaltes ni poros. El borde del portaobjetos extensor debe ser absolutamente liso; de otro modo, la extensión presentará flecos con muchos leucocitos<sup>6,9,36</sup>. Las películas de sangre del espesor conveniente se secarán rápidamente y aparecerán amarillas cuando se sitúen sobre papel blanco. La extensión sanguínea debe de tener sobre los 2 cm de ancho y los 3 cm de largo y sus lados no deben extenderse hasta los bordes del portaobjetos<sup>36,9</sup>.

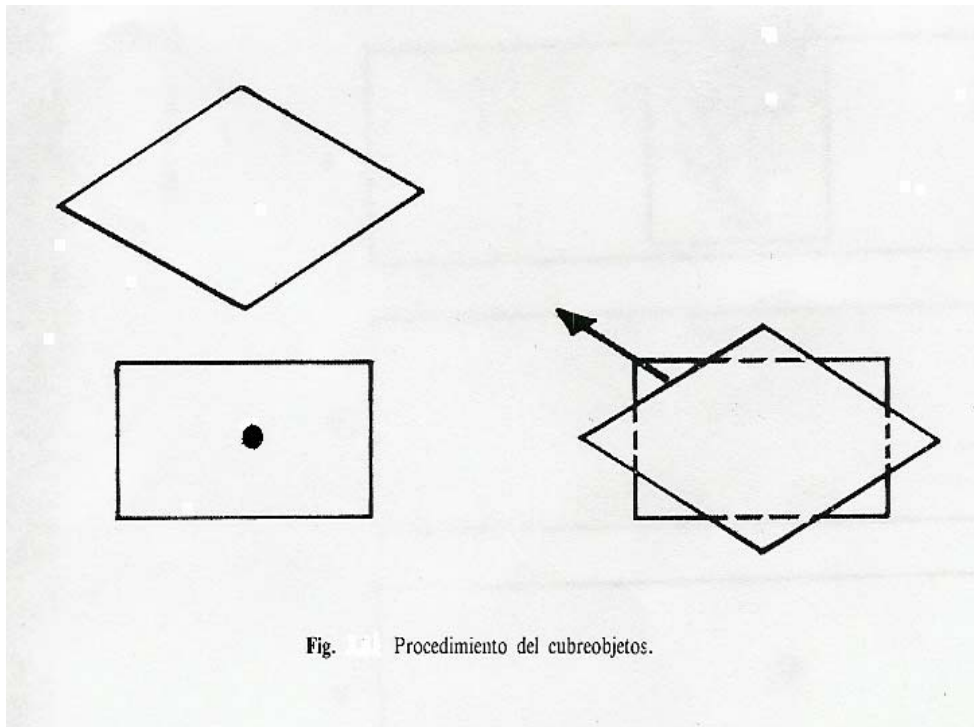
En las extensiones de un espesor óptimo hay algo de superposición de los hematíes en gran parte de ellas, pero la distribución y la separación de los hematíes son buenas hacia el extremo delgado. Sin embargo, en una extensión buena, los leucocitos no deben estar demasiado próximos entre sí. Cuando más rápidamente la película se seca al aire, mejor se obtiene la extensión de las células sobre el portaobjetos. El secado lento (por ejemplo en aire húmedo) da lugar a una contracción artificial de las células. El portaobjetos puede etiquetarse escribiendo los datos de identificación con un lápiz de grafito directamente sobre el extremo más espeso de la película de sangre<sup>6</sup>.

## *Preparación de Extensiones por el Método de los Cubreobjetos.*

Otro método de preparación que puede producir extensiones de excelente calidad, aunque requiere tiempo y por lo tanto, es apropiado sólo para casos especiales con poco volumen de muestras, pero que produce una mejor definición y distribución celular, es el método de los “cubreobjetos”<sup>6,9,36</sup>.

Se recomiendan cubreobjetos del n° 1 o 1.5 de 22 mm<sup>2</sup>. Colóquese una pequeña gota de sangre en el centro de un cubreobjetos, sin tocarlo con la piel, sostenido entre el pulgar y el índice por esquinas adyacentes. Situar un segundo cubreobjetos sobre el primero, de manera que el segundo cubreobjetos este girado 45° sobre el primero o de manera que las esquinas de los dos aparezcan como una estrella de 8 puntas, como lo muestra la Figura No. 56. Si la gota no es demasiado grande y los cubreobjetos están limpios, la sangre se extenderá uniforme y rápidamente formando una fina película entre las dos superficies<sup>6,9,36</sup>.

**FIGURA No. 56. Procedimiento de los cubreobjetos<sup>9</sup>.**



En el momento de cesar de extenderse la sangre, separar los cubreobjetos rápida y firmemente tirando de ellos en el plano paralelo a sus superficies o sea con un movimiento horizontal de deslizamiento. La sangre suele estar mucho mejor extendida en uno de los cubreobjetos que en el otro. Los cubreobjetos se deben colocar con la extensión hacia arriba sobre un papel limpio y dejar que sequen al aire o se pueden colocar unidos por su cara posterior en hendiduras hechas en una caja. Los cubreobjetos tiene un tamaño pequeño y son muy delicados, por lo que son de difícil manipulación y hay que teñirlos con métodos manuales, se pueden utilizar tapones de caucho para aguantar el cubreobjetos durante el proceso de tinción<sup>6,9,36</sup>.

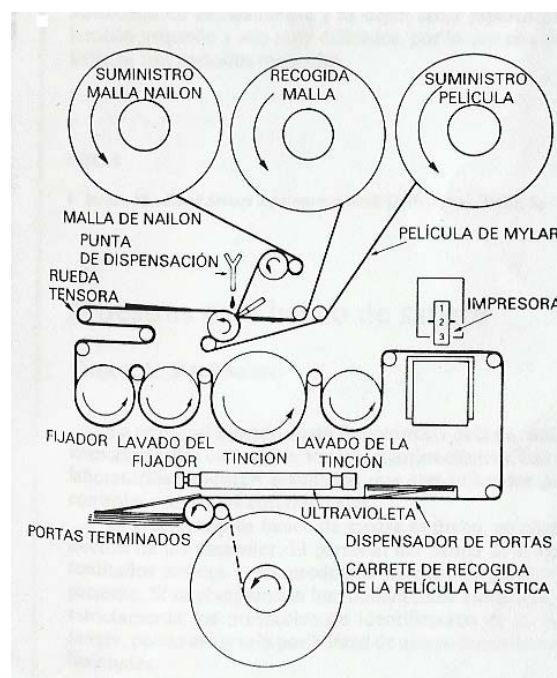
## *Preparación de Extensiones Sanguíneas de Forma Semiautomatizada y Automatizada*

La preparación de extensiones sanguíneas de buena calidad requiere destreza, habilidad y práctica. La producción de extensiones de buena calidad por técnicos que no las hacen regularmente es la excepción, más que la regla. La introducción en el laboratorio de instrumentos que efectúan fórmulas leucocitarias en extensiones ha hecho que sea aún más importante la preparación de frotis sanguíneos de buena calidad. Los instrumentos automáticos realizan extensiones de muy buena calidad, con lo que se logra obtener un buen rendimiento. El observador humano, con frecuencia, puede adaptarse de alguna manera a las irregularidades que surgen durante la preparación de una extensión que harían imposible su utilización en un instrumento automático<sup>36</sup>.

**Preparación de Extensiones “en Cuñas” mediante el Autoslide (wedge).** Durante estos últimos años, se han propuesto y comercializado varios dispositivos mecánicos para la preparación de extensiones “en cuña”, aunque el único que se utiliza ampliamente en la actualidad es el Hemaprep (Geometric Data Corporation). Este instrumento puede hacer extensiones en cuña aceptables para su utilización en el Hematrak, en la mayoría de los pacientes. Sin embargo, las anomalías que impiden la preparación de extensiones “en cuña” manuales también afectan su funcionamiento. Posee la ventaja de que puede ajustarse para compensar las muestras que tienen valores hematocrito altos o bajos<sup>36</sup>.

Se ha introducido recientemente un método totalmente automatizado para la preparación de extensiones “en cuña”: el **Autoslide**, un dispositivo instalado en los aparatos **Hemalog-D** de **Technicon** o en el **Hemalog H600** (ver Figura No. 57). El dispositivo realiza la extensión con sangre que cae en una red de nailon. La sangre se extiende en una cinta de plástico, que se deja secar, y se pasa a través de un baño con diversos colorantes como el que se muestra en la Figura No. 57. También se imprimen sobre la cinta el número de identificación, la fecha y el número de secuencia. A continuación, se deposita un monómero

acrílico sobre la cinta y se añade un porta de vidrio (en forma de cubreobjetos de la cinta). La extensión de sangre queda de esta forma situada entre la cinta de plástico y el porta de vidrio. El monómero acrílico se polimeriza con una fuente de luz ultravioleta. Por último, se despega la cinta después de haber transferido el frotis sanguíneo, con su identificación, al porta de vidrio. Los **Autoslides** tiene la apariencia de extensiones en cuñas con un extremo grueso, un área de trabajo adecuada y un extremo fino. Pueden examinarse con un microscopio convencional o en el sistema **Hematrak**, con una adaptación apropiada en el mecanismo de la platina del instrumento<sup>36</sup>.



**Figura No. 57.** Representación esquemática del Autoslide de Technicon. El Autoslide está unido al Hemalog D de Technicon o al sistema H6000. El frotis sanguíneo se prepara a partir de una porción de cada muestra que aspira el instrumento para realizar un recuento diferencial de leucocitos aislado o en combinación con un recuento hematológico completo. La extensión de sangre se prepara, se tiñe, se seca, se identifica, se monta en el cubreobjetos, y queda lista para su examen al salir del instrumento<sup>36</sup>.

**Elaboración de Extensiones “en cuñas” por el Método de el Minniprep.** El Minniprep (Geometric Data Corporation, Wayne , Pa.) es un instrumento que utiliza el procedimiento de cuña para obtener muestras sanguíneas reproducibles. Un esparcidor preciso de sangre prepara simultáneamente una doble muestra de sangre esparciendo una pequeña gota de sangre con velocidad y ángulo constante. Esto lleva a una conveniente distribución celular y eliminar la distorsión

celular, aunque participa de alguna de las otras desventajas del procedimiento manual de cuña<sup>9</sup>.

**Elaboración de extensiones por Cytocentrifuge:** La Cytocentrifuga (Shandon Scientific Co., Sewichley, Pa.) es un dispositivo que permite en una operación la concentración y esparcimiento de las células. Aunque su principal utilización es la preparación de fluidos corporales para citología, puede utilizarse también para muestras sanguíneas. El espécimen se sitúa en una cámara de centrifugar cuya abertura de salida está en contacto con un portaobjetos. Una tira de papel filtro con un agujero de 7 mm separa la cámara centrifugadora y el portaobjetos, aunque permite el contacto por el lugar de perforación. Las células se recogen por sedimentación en el portaobjetos en un pequeño círculo y todos los fluidos son absorbidos por el papel filtro. La pequeña cantidad de muestra y la pequeña área a ser examinada son las ventajas de este procedimiento<sup>9</sup>.

**Elaboración de Extensiones por el Método de Centrifugación Spinners.** Utilizando tipos especiales de centrifugas conocidas por el nombre de *spinners* pueden prepararse extensiones sanguíneas que combinan las ventajas de una fácil manipulación del portaobjetos en cuña y la distribución uniforme de las células en la preparación del cubreobjetos. En este tipo de sistema, una plancha mantiene el portaobjetos en un plano horizontal perpendicular al rotor. Un motor hace girar el rotor que se acelera rápidamente hasta aproximadamente 5,000 rpm, y se detiene con mucha rapidez después de un tiempo de centrifugación de algunos segundos. El técnico coloca alrededor de 0.2 ml de sangre con EDTA en el centro del portaobjetos (sobre la placa) y cierra la tapa de la centrífuga, lo cual activa el motor. Para producir extensiones uniformes, se utiliza un mando para ajustar la duración del giro dependiendo del hematocrito<sup>6</sup>.

El portaobjetos del *spinner* queda cubierto por una capa uniforme de sangre, sobre la cual se separan todas las células de forma que no se superponen (monocapa uniforme). De esta forma es posible identificar en cualquier punto de la extensión la presencia de leucocitos, lo cual resulta ideal para el recuento diferencial y se utiliza por lo menos en uno de los sistemas diferenciales automáticos para leucocitos. La distribución de los diferentes tipos de leucocitos en estos portaobjetos es indistinguible de la que se obtiene en las extensiones sobre cubreobjetos y presuntamente es aleatoria. Esto contrasta con el sistema en cuña, en el que se produce una desproporción de los

monocitos en el borde de la extensión, de los neutrófilos justo a partir de dicho borde y de ambos en los bordes laterales de la tinción. Aunque esto reviste escasa importancia práctica, produce recuentos ligeramente más altos de monocitos en las extensiones en cuña. Una pequeña desventaja del portaobjetos de *spinner* es la tendencia de los eritrocitos a presentar una palidez central excéntrica, que recuerda el aspecto de los esferocitos<sup>6</sup>.

## **DEFECTOS DE LAS EXTENSIONES MANUALES**

En algunos casos es extremadamente difícil o casi imposible hacer extensiones de buena calidad en pacientes que tienen hematocritos extremadamente altos o bajos. También es difícil o imposible preparar extensiones de buena calidad con buena distribución de los hematíes en el área del porta que se examina, en pacientes con enfermedades con aglutininas frías, crioglobulinemia, gammapatías monoclonales, o en presencia de algunos fármacos como el miconazol. Las extensiones manuales por cuña son necesariamente inconstantes, les falta uniformidad y está afectada la distribución por el hematocrito y glóbulos blancos. El volumen y viscosidad sanguínea aumentados, influyen negativamente la calidad de las extensiones manuales. Los pequeños glóbulos blancos tienen tendencia a encontrarse en el centro de la muestra, mientras las células mayores se sitúan a la periferia. Los glóbulos blancos se muestran más pequeños si se encuentran en el cuerpo de la extensión y más grandes si se encuentran en la periferia. Las extensiones de sangre deben secarse rápidamente si se quiere obtener una buena imagen morfológica de los hematíes. Si se dejan secar lentamente en un ambiente húmedo, puede producirse un artefacto en los hematíes, el defecto "*en saca bocados*", que puede conducir a una interpretación errónea de hipocromía en los hematíes. Las extensiones de sangre deben fijarse antes de una hora después de su preparación, si se prevé que se va a retrasar la tinción. Pueden sumergirse los portas en metanol absoluto ( que contenga menos del 3% de agua), que mantiene la calidad de la tinción de las extensiones. No debe usarse nunca calor para secar las extensiones sanguíneas con más rapidez porque se produce una contracción de los hematíes que puede dificultar su identificación<sup>36,23,9</sup>.

## ♣ FRACCIONAMIENTO DE LAS MUESTRAS SANGUÍNEAS ♣

La sangre es una suspensión de células en una matriz de proteínas y sales. La parte no celular de la sangre contiene una serie de proteínas, muchas de las cuales están involucradas en el proceso de coagulación; este líquido se llama plasma, cuando se permite que el proceso de coagulación se complete, el líquido no celular se llama suero y puede ser separado del material coagulado<sup>20,22</sup>.

### **FRACCIONAMIENTO DE LOS ESPECIMENES**

Para separar la parte líquida de la sangre (plasma o suero) de los componentes celulares, se utiliza la fuerza centrífuga generada por un equipo del mismo nombre. Este procedimiento implica las fases de:

- ❖ Pre-centrifugación
- ❖ Centrifugación
- ❖ Post-centrifugación

El documento H18-A, Procedimientos para el Manejo y Procesamiento de Especímenes Sanguíneos, del National Committee for Clinical Laboratory Standards NCCLS, EE: UU., 1990, establece los criterios para obtener una muestra óptima de suero o de plasma, así como el criterio para el funcionamiento de los dispositivos utilizados para procesar *in vitro* los especímenes de sangre. Su aplicación permitirá al usuario reconocer y controlar la exactitud y precisión de los factores que ocurren entre el tiempo de la recolección de la sangre y el tiempo de realización de las pruebas<sup>22,54</sup>.

*Fase de Pre-Centrifugación.* Es el periodo de tiempo después de la recolección del espécimen y antes de su centrifugación y esta incluye las siguientes fases<sup>22</sup>.

***Selección del Equipo de Centrifugación.*** El primer paso es cerrar los tubos con los tapones. No deben centrifugarse tubos abiertos, a causa del aerosol formado por el calor y la vibración de la centrífuga. Los aerosoles



incrementan el riesgo de infección del personal. La centrifugación de tubos con sangre sin tapón puede también producir la evaporación de la muestra<sup>22</sup>.

El tipo de centrífuga más comúnmente utilizado en el laboratorio clínico es el de portatubos oscilante u horizontal; otros tipos de centrífugas comprenden las de ángulo fijo, ultracentrífugas y centrífugas para fines especiales. En los cabezales o rotores oscilantes la muestra se coloca en portatubos que se encuentran en posición vertical cuando el rotor está detenido. A medida que el rotor gira, los portatubos oscilan hasta una posición horizontal con respecto al eje de rotación. La centrífuga con cabezal de ángulo fijo tienen los porta tubos en una posición fija, generalmente en un ángulo de 52° respecto al eje vertical alrededor del cual rota. A causa de su construcción, las centrífugas de cabezal horizontal pueden alcanzar velocidades de hasta aproximadamente 3,000 rpm, alrededor de 1,700 g, sin producir un excesivo calor generado por la fricción entre el cabezal y el aire. Por otra parte las centrífugas de ángulo fijo, a causa de su diseño más aerodinámico, producen menos calor y pueden obtenerse velocidades en el intervalo de las 7,000 rpm, aunque esto no es requerido en el uso clínico de rutina. Las muestras centrifugadas en un cabezal horizontal hacen que las células viajen a lo largo de toda la longitud de la muestra para alcanzar el fondo del tubo; las células pueden volverse a mezclar con el suero o plasma cuando los tubos caen de la posición horizontal a la vertical al disminuir la velocidad del cabezal al detenerse. Este problema es más frecuente cuando se utiliza el freno de la centrífuga que cuando se le deja detenerse gradualmente hasta el punto de inmovilidad. El remezclado no ocurre cuando se utilizan rotores de ángulo fijo, y donde las células tienen menos distancia que recorrer la eficiencia de la separación es mayor y los portatubos no cambian de posición durante la desaceleración de la centrífuga<sup>20,22</sup>.

Las centrífugas para determinar volúmenes de hematíes o centrífugas de microhematócrito operan de 11,000 a 15,000 rpm con una fuerza centrífuga relativa (fcr) de hasta 14,000 g. Las ultracentrífugas son generalmente utilizadas en investigación; sin embargo, una pequeña ultracentrífuga de aire comprimido está disponible y opera de 90,000 a 100,000 rpm generando una máxima fcr de 178,000 g. Este tipo de centrífugas ha sido usado para separar quilomicrones del suero, fraccionar lipoproteínas, realizar estudios de fijación de drogas y preparar tejidos para pruebas de receptores de hormonas esteroides<sup>20,22</sup>.

***Tipos de separadores (Dispositivos separadores de suero).*** Los viejos tipos de tubos al vacío requerían una muy cuidadosa separación del plasma o suero de los componentes celulares de la sangre. A menudo, para eliminar las células contaminantes, se requerían varios pasos de centrifugación<sup>20,22</sup>.

A lo largo de los años, se han utilizado muchos tipos de separadores en el procesamiento de las muestras. El primer grupo de géles que se utilizaron para separar el suero de las células no era eficaz o introducía contaminantes que afectaban los resultados de las pruebas. Recientemente, sin embargo, ha aparecido una nueva generación de tubos con separadores de suero, incluyendo el SST de Becton-Dickinson, el tubo Auto- Sep de Venoject, y el tubo Corvac de Monoject<sup>36</sup>.

Un avance en estos procedimientos ha sido la introducción de materiales separadores de suero. Existen muchos tipos comercialmente disponibles y que son sencillos y seguros de utilizar siguiendo las especificaciones del fabricante y reconociendo las limitaciones establecidas de cada producto. Debido a que es responsabilidad del laboratorio, determinar o verificar la propaganda de los fabricantes de que el tubo específico es apropiado para un análisis determinado, y que ni el tubo ni el tapón tengan efectos sobre la variable analítica de interés, ya sea como contaminante por algún elemento que contenga, absorbiendo la sustancia en cuestión, alterando la fijación de proteínas, o bien inhibiendo alguna reacción enzimática<sup>20,22</sup>.

Con el uso de los separadores o tubos de barrera, la centrifugación horizontal puede dar una barrera más uniforme entre el líquido y la fase celular y por ende una separación más discreta. Existen muchos tipos de separadores de suero que son sencillos y seguros de utilizar. Los aparatos para separar sueros se pueden agrupar en aquellos que se utilizan durante la centrifugación y los empleados luego de la centrifugación<sup>20,22</sup>.

Los aparatos utilizados para separar durante la centrifugación pueden ser sistemas integrados de gel al tubo o mecanismos insertados dentro de los tubos de recolección justo antes de la centrifugación. Estos tubos tienen la ventaja de evitar la necesidad de remover el tapón antes de la centrifugación y así ahorrar tiempo asegurando que no se produzca la formación de aerosol y evaporación<sup>20,22</sup>.

Según el tipo de barrera utilizado, es en general seguro guardar suero en la barrera hasta 48 horas si no más, aunque esto debe ser verificado<sup>5,22</sup>.

**Sistema de Gel Integrado al Tubo.** Los separadores de suero se usan frecuentemente para separar rápida y eficientemente el suero libre de células, de la sangre completa coagulada, así como para separar el plasma de las células en sangre anticoagulada. Los separadores, por lo general, son geles de silicón o formulas de poliéster. También se han utilizado perlas de vidrio y artefactos de plástico o de fibra. En esencia, todos tienen una densidad de masa intermedia entre el plasma o suero y las células del coágulo<sup>12</sup>. Los tubos de gel para plasma son idénticos a los tubos con gel para suero, con excepción de que contienen un anticoagulante en lugar de un activador de la coagulación, a continuación se describe su funcionamiento<sup>22</sup>.

**Suero:** Cuando la sangre entra en el tubo, las partículas de sílice o de vidrio ayudan a activar la coagulación. Se estimula la coagulación completa y rápida mediante inversiones suaves de la sangre recolectada. El sistema integrado de gel y tubo, contiene un gel que comienza en el fondo del tubo. Durante la centrifugación, el material de gel, debido a su viscosidad y densidad se mueve hacia arriba de las paredes del tubo formando una barrera impermeable entre el suero y el coágulo. Los separadores funcionan mejor entre 20°C y 25°C, ya que a menores temperaturas pueden afectarse las características de flujo u a temperaturas más altas el gel puede descomponerse o los componentes del suero pueden viciarse<sup>12</sup>. En general la separación completa del suero se obtiene por centrifugación utilizando una fuerza centrífuga relativa (fcr) de 1000 a 1,500 g durante 10 minutos ( $\pm 5$  min) para que también se logre mover completamente el gel desde el fondo del tubo, ya que fuerzas centrífugas relativas menores de 1000 g producen un desplazamiento incompleto del gel. La fcr específica requerida depende del dispositivo que se utiliza. En el caso de que el suero se vaya a conservar sobre el gel, es necesaria la inspección visual del tubo para comprobar la integridad de la barrera, deben seguirse las instrucciones del fabricante cuando se utilicen tubos de recolección especiales o aparatos de separación de suero o plasma que pueden requerir condiciones específicas. Este tipo de tubos tiene la ventaja de evitar la necesidad de remover el tapón antes de la centrifugación y así ahorrar tiempo asegurando que no se

produzca formación de aerosol y evaporación. Según el tipo de barrera utilizada, es seguro guardar suero en la barrera por 2 o 3 días sin contaminación significativa de componentes celulares. Nunca deben volverse a centrifugar los tubos, ya que esto causará que se mezcle el suero separado con aquel que ha quedado en contacto con las células<sup>12,22</sup>.

**Plasma:** El anticoagulante inhibe la coagulación. La anticoagulación completa es reforzada por varias inversiones suaves de la sangre recolectada<sup>22</sup>.

**Interferencias por el Uso de Gel Separador.** Los dispositivos con gel no se deben usar para recolectar sangre para estudios de calcio ionizado, progesterona o fármacos tricíclicos antidepresores. Para estudios de fármacos como antiepilépticos, cardíacos aminoglucósidos, ect.<sup>22,55</sup>.

**Gránulos de Poliestireno con Dosificadores.** Los gránulos de poliestireno pueden utilizarse después de que se haya coagulado la sangre para mantener las células empaquetadas y el suero libre de restos de fibrina. Los gránulos, ayudan a desprender los coágulos de los tubos de sangre y a que se produzca una cantidad mayor de suero, sin restos de fibrina. Los dosificadores de gránulos no son un equipo esencial del área de procesamiento. Los dosificadores de gránulos son dispositivos mecánicos que dispensan de 15 a 25 gránulos de poliestireno, con un tamaño de tamiz de 16, en el tubo de sangre<sup>36</sup>.

**Otros Sistemas de Separación.** Existen también dispositivos que pueden agregarse a los tubos de recolección de sangre antes de la centrifugación. Uno de tales elementos es un recipiente que se coloca en el extremo superior del tubo y sirve también de tapa. Otros elementos para la separación incluyen dispositivos no basados en un gel, y pueden ser perlas, discos, cristales, filtros o tapones de vidrio, plástico, fibra o tela. En todos los casos la fuerza centrífuga (por lo menos 500 g) hace que estos materiales, de densidad intermedia, formen una barrera entre el suero y las células, ya que también funcionan como los de gel, en base a su densidad, para formar la barrera. Estos son más permeables que los aparatos de gel por lo que el suero debe ser removido del tubo dentro de una hora después de su centrifugación<sup>5,20,22</sup>.

Existe también dispositivos que pueden agregarse luego de la centrifugación para separar el coágulo del suero. Generalmente son filtros de tipo émbolo, que tienen un tubo de plástico con una punta de filtro y una base de goma o plástico. Luego de la centrifugación de la muestra, estos elementos se insertan con el filtro y pasan a través del suero deteniéndose por encima de la superficie de las células, para evitar su contacto y la consiguiente hemólisis<sup>20</sup>.

***Procedimiento de Obtención (Recomendaciones para la Obtención de Suero y Plasma).*** La sangre está formada por un líquido de composición complicada y variable, el plasma, además de contener eritrocitos, leucocitos y plaquetas en suspensión. Al impedir la coagulación, los elementos formes pueden ser separados del plasma el cual tiene un color paja pálido. Cuando la sangre se coagula, el líquido que queda después de separarse el coágulo, se denomina suero<sup>23</sup>.

La diferencia fundamental entre el plasma y el suero, consiste en que el suero pierde el fibrinógeno proteico, que se convierte en filamentos insolubles de fibrina en el curso de la coagulación, mientras que el plasma contiene las proteínas de la coagulación. Para obtener plasma o sangre total en vez de suero, se utiliza un ***anticoagulante***<sup>23,27</sup>.

El suero difiere del plasma en que si a la sangre coagulada, se le mantiene en posición vertical, se separa en una masa de glóbulos rojos y fibrina que se acumula en el fondo del tubo en forma de un coágulo y el suero extendiéndose por encima en forma líquida. La separación del suero puede acelerarse por centrifugación de la sangre después de que haya coagulado. El suero se distingue del plasma, principalmente por su falta de factores de coagulación I (fibrinógeno), II (protrómbina), V (factor lábil), y VIII (factor antihemofílico). El fibrinógeno se ha convertido en fibrina, que se remueve por centrifugación y muchos constituyentes de las plaquetas liberados durante la coagulación están presentes en mayores cantidades que en el plasma. Es por esto que es importante designar claramente el tipo de muestra sanguínea a usar<sup>5,9,22</sup>.

***Coagulación de las Muestras:*** La sangre coagula espontánea y completamente en forma normal entre los 20 y 60 minutos a temperatura

ambiente (22°C a 25°C); más rápido si el tubo de extracción contiene un activador y más lentamente si se encuentra en refrigeración (2°C a 8°C) o en hielo, retardando así la coagulación. El tiempo de coagulación puede variar si el paciente está bajo tratamiento con anticoagulantes. La formación del coágulo debe ser completa antes de la centrifugación; si el tiempo de coagulación es inadecuado la formación latente de fibrina causará problemas por coagulación en el instrumental, interferir con la exactitud de los instrumentos de pipeteo o con la eficiencia de unión de la fase sólida en algunos procedimientos inmunológicos. El tiempo entre la recolección de la muestra y su recepción por el laboratorio no debe exceder los 30 minutos<sup>8</sup>. Los tubos con sangre durante su transporte deben mantenerse en posición vertical con los tapones hacia arriba para favorecer la coagulación y reducir la agitación de la muestra. Además en esta posición se reduce la posibilidad de hemólisis y la posibilidad de contaminación de las muestras con sustancias liberadas por los tapones<sup>20,22</sup>.

**Suero.** Cuando la sangre coagula, el fibrinógeno presente en el plasma se convierte en fibrina, que se separa como filamentos que se entremezclan con las células y el líquido para formar un coágulo. En reposo el coágulo se retrae, por lo que se acortan los filamentos de fibrina y de el coágulo se exprime un líquido transparente llamado suero<sup>4</sup>. Para la obtención de suero debe permitirse que el tubo que contiene la sangre sin anticoagulante repose durante por lo menos 20 minutos a temperatura ambiente para que se forme el coágulo. Si el recipiente que contiene la sangre tiene un activador para acelerar la coagulación, el tiempo mínimo que se ha de esperar antes de centrifugar puede ser tan breve como 5 minutos (si el activador es trombina) ó 15 minutos (si son partículas de sílice o vidrio). Los tipos comerciales más comunes de estos activadores, son partículas pequeñas de sílice o de vidrio que se pueden introducir en forma de cuentas pequeñas o pueden estar fijadas a la pared del tubo con una capa de silicón hidrosoluble o un “portador” como un disco de papel o un pocillo de polipropileno. La tromboplastina es sustituida por partículas de vidrio cuando se requiere una coagulación muy rápida. Estos minerales aceleran la coagulación y contribuyen a producir un coágulo limpio y bien definido; también reducen la formación latente de fibrina en el suero separado. Es poco probable que se hemolice el suero obtenido con activadores de coagulación, el

proceso de coagulación en sí puede liberar algunos componentes de los eritrocitos incluyendo enzimas eritrocitarias que, por lo general, se encuentran en mayores concentraciones en el suero que en el plasma<sup>12</sup>. No es aconsejable desprender el coágulo del tubo con un aplicador. El uso de una varilla o aplicador de madera o un dispositivo similar para despegar el coágulo adherido al tapón del tubo o a las paredes del mismo, no es recomendable. La remoción del coágulo es una fuente potencial de hemólisis. Si esto fuera necesario, se debe tener cuidado al retirar el tapón para evitar salpicaduras. Es importante volver a tapar el tubo y asegurarse de que el tapón permanece en su sitio. Prácticamente se ha eliminado la adhesión del coágulo mediante mejoras técnicas en el diseño de los tubos y tapones. Los especímenes deben estar coagulados antes del centrifugado, La centrifugación tiene que realizarse antes de que hayan pasado 30 minutos desde la obtención de la sangre, aunque deben seguirse las recomendaciones del fabricante cuando se utilicen tubos de recolección especiales o aparatos de separación de suero que pueden requerir condiciones especiales<sup>20,22,27</sup>.

**Plasma.** Para la obtención de plasma se impide la coagulación de la sangre, por la adición de un “**anticoagulante**” o por algún otro medio y se centrifuga, las células más densas caen al fondo del recipiente, y el plasma, más ligero, forma una capa en la superficie<sup>4</sup>. Esto se realiza utilizando un tubo al cual se le agregara a la sangre un anticoagulante. El anticoagulante utilizado depende de la magnitud que se quiera medir. Si el anticoagulante ya está presente en el tubo, debe agregarse el volumen exacto de sangre. El uso de un anticoagulante inadecuado o la falta de mezcla pueden afectar los resultados a determinar. A continuación la sangre se centrifuga de acuerdo con unas instrucciones bien definidas y con una fuerza centrífuga relativa y un período de tiempo preestablecidos<sup>12,22,27</sup>.

Cualquier dispositivo que contenga ya sea un activador de la coagulación o un anticoagulante, debe ser invertido suavemente de 5 a 10 veces después de la recolección de la sangre para asegurar la acción que se pretende del aditivo<sup>22</sup>.

*Fase de Centrifugación.* Esta fase comprende el periodo de tiempo cuando el espécimen está dentro de la centrífuga<sup>22</sup>.

**Aplicación de la Fuerza Centrífuga Relativa (fuerza en g):** La mayor parte de las centrífugas indica su velocidad aproximada en rpm (revoluciones por minuto). Una expresión con más significado es la de fcr, o fuerza centrífuga

relativa, que puede ser entendida más claramente y toma en consideración el radio del cabezal de la centrífuga y por lo tanto la fuerza ejercida sobre los tubos. Se recomienda que los laboratorios describan los requerimientos de centrifugación en términos de fcr. El término rpm es de uso limitado sin ninguna indicación sobre el modelo de centrífuga que se emplea y su rotor o cabezal específico, o su radio efectivo<sup>55</sup>. Existen monogramas que grafican la fcr, las rpm, y el radio rotacional de la centrífuga en cm, para permitir la conversión de los términos ( ver ANEXO No. 8). Por lo que la fcr puede ser evaluada por la siguiente expresión<sup>22,20</sup>:

$$fcr = 1,118 \times 10^{-5} (R) r^2$$

R = radio de rotación (cm)

r = velocidad de rotación (rpm)

*Ejemplo.* Si el radio de rotación es de 12 cm y la velocidad de la centrífuga de 2,000 rpm, la fcr resultante será:  $1,118 \times 10^{-5} (12) 2,000^2$ , que es igual a 537 g.<sup>20</sup>

**La Centrifugación:** Los tubos con sangre se colocan en la centrifugadora, de forma que todas las muestras estén equilibradas. Los tubos del mismo tamaño deben colocarse en sitios exactamente opuestos. Si se va a procesar un número impar de muestras, hay que usar tubos llenos de agua para equilibrarlos. Nunca debe centrifugarse un solo tubo<sup>36</sup>.

Es una práctica muy extendida la de centrifugar la sangre con el tapón puesto, porque reduce la evaporación que produce la fuerza del aire. Hay que tener cuidado al quitar el tapón, una vez centrifugados los tubos. Cualquier agitación puede producir una disgregación de las células empaquetadas, de forma que sea necesario centrifugar las muestras nuevamente, produciéndose una pérdida de tiempo<sup>36</sup>.



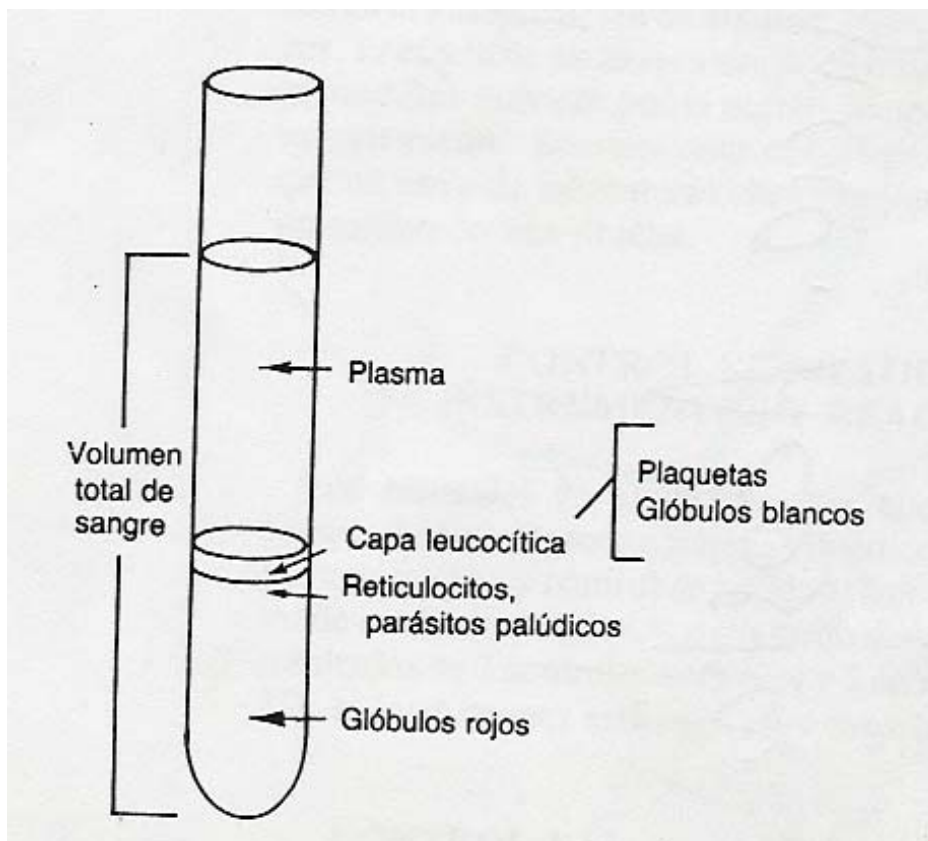
**Obtención y Manejo de las Fracciones Sanguíneas.** Las muestras de sangre pueden tomarse en forma tal que den sangre entera, plasma o suero. Las características de las tres muestras son diferentes<sup>22</sup>.

La sangre entera y el plasma difieren por la presencia de elementos celulares en la primera. Si la sangre anticoagulada se centrifuga forma tres capas principales:

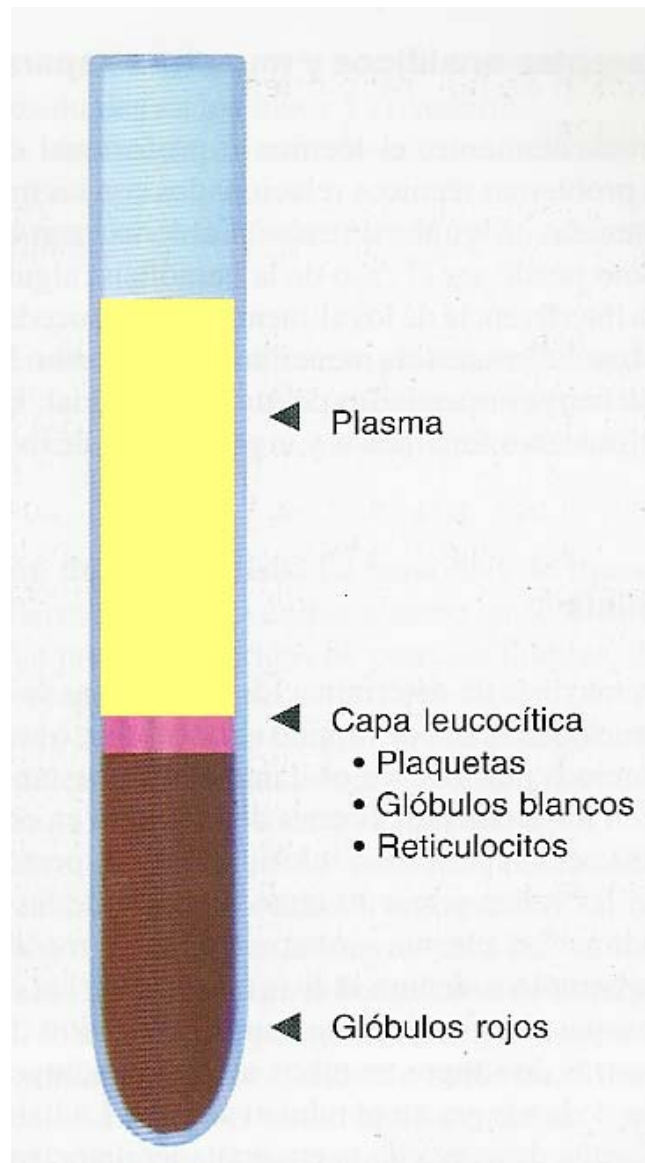
- La masa de glóbulos rojos en el fondo de la columna líquida.
- El plasma en la superficie.
- La capa leucocítica en la interfase.

Los reticulocitos se concentran al tope de la columna de glóbulos rojos. La capa leucocítica esta formada por plaquetas y glóbulos blancos, las plaquetas son la parte contigua más cerca de la columna plasmática. En la Figura No. 58 y 59, se observan las diferentes fracciones sanguíneas después de la centrifugación<sup>22,9,5</sup>.

**Figura No. 58. Diferentes capas del hematocrito venoso<sup>5,9</sup>.**



**Figura No. 59. Obtención de las fracciones sanguíneas por centrifugación de sangre anticoagulada<sup>22</sup>.**



Es importante rotular los tubos con un número que será idéntico al del registro del enfermo, con el fin de evitar confusiones. Posteriormente se procede a realizar la separación, la cual se lleva a cabo mediante la centrifugación de la sangre, que se efectuará a una velocidad de 3,500 r.p.m. (1000 – 1500 g) durante 10 minutos ( $\pm$  5 minutos), preferentemente a 20-25°C. Al término de la separación, ya sea que se obtenga suero o plasma, este debe de transvasarse a otro tubo inmediatamente<sup>33</sup>.

Para la centrifugación hay que tener en cuenta ciertas precauciones. Colocar los tubos de igual tamaño, peso y forma en situación opuesta uno del otro, equilibrando con tubos llenos de agua cuando sea preciso, para establecer así una disposición geométrica simétrica. Si los tubos no encajan perfectamente en los dispositivos portadores, deberán utilizarse adaptadores de goma. Es importante acelerar gradualmente la centrífuga hasta obtener la velocidad deseada y también pararla lentamente, sin usar el freno, para evitar la resuspensión de los centrifugados; el freno se reservara para situaciones de emergencia como, por ejemplo, la rotura de los tubos<sup>33</sup>.

La forma de obtención de suero y plasma es la siguiente:

**Plasma.** Centrifugar la sangre en la primera hora después de la toma. Preferiblemente en el envase primitivo, durante diez minutos ( $\pm 5$  min), a una fuerza centrífuga relativa de 1000 – 1500 g (fcr), tapándolo para evitar la evaporación y separar. La fracción de masa del agua plasmática es aproximadamente 0,90; el resto está constituido por solutos (proteínas 0,07, otros compuestos orgánicos, 0,02 y sustancias inorgánicas 0,01). Etiquetar y guardar en refrigeración hasta el análisis o congelar a  $-20^{\circ}\text{C}$  si el inicio del análisis se va a retrasar más de cuatro horas<sup>33</sup>.

Para obtener plasma libre de células, centrifugue la sangre anticoagulada (sangre con citrato, EDTA o heparinizada) por lo menos 15 minutos a una velocidad de 2,000 a 3000 x g. Usualmente, al separar suero o plasma la temperatura no debe ser inferior a  $15^{\circ}\text{C}$  ni superior a  $25^{\circ}\text{C}$  <sup>22</sup>.

Para las pruebas de coagulación, se pueden obtener varios tipos de plasma en sangre/citrato para su uso, como se muestra en la TABLA No. 6<sup>55</sup>.

**TABLA No. 6. DIFERENTES TIPOS DE PLASMA<sup>22</sup>**

PLASMA	FUERZA CENTRÍFUGA RELATIVA (fcr)	TIEMPO DE CENTRIFUGACIÓN
○ Rico en plaquetas	150 – 200	5 minutos
○ Pobre en plaquetas	1000	10 minutos
○ Libre de plaquetas	2000	15 – 30 minutos

**Suero:** Dejar coagular la sangre a temperatura ambiente o a 37°C, que es la forma de favorecer la formación del coágulo y centrifugar a la misma FCR que el plasma en envase tapado. Proceder igual que el plasma después de la centrifugación.<sup>6,33</sup>.

### ***Ventajas del Plasma Sobre el Suero<sup>22</sup>.***

1. Economía de tiempo, se elimina la espera de la coagulación de la sangre a diferencia del suero donde hay que esperarse hasta 30 minutos para que se complete la coagulación. El período de centrifugación se reduce considerablemente, ya que las muestras de plasma se pueden centrifugar inmediatamente después de la obtención o recolección de la muestra..
2. Rendimiento más alto, en sangre total puede obtenerse aproximadamente 15 – 20% más plasma que suero del mismo volumen de sangre.
3. Virtualmente ninguna interferencia subsecuente a la coagulación. La coagulación post-centrifugación puede ocurrir en suero, y no en plasma. Provocando que se presente coagulación en los contenedores primarios y secundarios después de la centrifugación, lo que podría causar interferencias analíticas (por ejemplo, obstrucción de la aguja de toma de muestra del sistema analítico).
4. El resultado del plasma es más representativo del estado biológico, comparado con el suero. El proceso de coagulación cambia las concentraciones de muchas cantidades de los analitos en el fluido extracelular. Esto es inducido por los siguientes mecanismos:
  - Aumento en el número de los componentes de las plaquetas en el suero en comparación con el plasma (por ejemplo, potasio, fosfato, magnesio, aspartato aminotransferasa, deshidrogenasa láctica, serotonina, enolasa neuroespecífica, zinc). Liberación de amida-NH<sub>3</sub> procedente de fibrinógeno, como inducida por el factor XIII.
  - Una reducción comparativa en la concentración de las cantidades en el suero como resultado del proceso de coagulación (proteínas totales, plaquetas, glucosa).
  - Activación de la lisis celular de eritrocitos y leucocitos en la sangre sin coagular.

5. Riesgo bajo de hemólisis y trombocitólisis, en el plasma in vitro, las plaquetas permanecen intactas, no hay pseudohiperkalemia, como se encuentra en el suero.

Debido a estos hechos, ciertas determinaciones producen resultados confiables únicamente cuando utilizan plasma (por ejemplo: enolasa neuroespecífica, serotonina, amonio) <sup>22</sup>.

***Desventajas del Plasma Contra el Suero.*** Por otro lado, la adición de anticoagulantes puede interferir con ciertos métodos analíticos o cambiar la concentración de las cantidades medidas<sup>22</sup>:

- a) Contaminación con cationes: amonio, litio, sodio, potasio.
- b) Interferencia en el ensayo causada por la unión de los metales con EDTA y citrato (por ejemplo, inhibición de la actividad de la fosfatasa alcalina por unión con zinc, inhibición de las activaciones celulares dependientes del metal, unión de calcio [ionizado] con heparina).
- c) Interferencia de inmunoensayos heterogéneos causada por fibrinógeno.
- d) Inhibición de reacciones metabólicas o catalíticas por heparina: (por ejemplo: polimerasa **Taq** en el PCR).
- e) Interferencias en la distribución de los iones entre el espacio intracelular y extracelular (por ejemplo: Cl<sup>-</sup>, NH<sub>4</sub><sup>+</sup>) por EDTA, citrato.
- f) La electroforesis del suero se puede realizar únicamente después de un tratamiento previo.

***Fase de Post-Centrifugación.*** Es el tiempo después de la centrifugación del espécimen y previo a la separación de la alícuota de suero o plasma para el análisis<sup>22</sup>.

***Recentrifugación.*** Los especímenes no deben ser sometidos a centrifugación más de una vez, a menos que la recentrifugación se lleve a cabo por muy poco tiempo después de la separación original<sup>22</sup>.

El regreso al tubo original después de haber separado el suero o plasma, debe evitarse, ya que se ha alterado la relación volumen de agua/plasma a eritrocitos y cualquier pérdida del analito, causado o no por la recentrifugación

puede dar un resultado erróneo. Un espécimen (tubo original) que contiene un dispositivo de separación nunca debe ser sometido a recentrifugación<sup>55</sup>.

***Decantación O Pipeteo.*** Cuando se ha terminado de centrifugar la sangre, se fracciona, utilizando de preferencia pipetas desechables, libres de metales. La decantación es una mala técnica para transferir el suero o plasma desde los tubos de extracción a los tubos de distribución, porque pueden agitarse fácilmente las células sedimentadas y decantarse algunas con la muestra. Puede producirse también una contaminación al decantar las muestras, especialmente de las pruebas de lípidos. Muchos técnicos utilizan cremas de manos, que están compuestas de sustancias aceitosas. Según se están decantando los sueros o plasmas, parte de la crema puede desprenderse fácilmente y producirse resultados elevados. Otra contaminación, que afecta a los resultados de los electrolitos sodio y potasio, puede producirse al decantar los tubos con las manos sudorosas<sup>36</sup>.

# ♣ PROCEDIMIENTOS PARA LA PREVENCIÓN Y CONTROL DE INFECCIONES HOSPITALARIAS ♣

El riesgo de contraer diversas enfermedades en el laboratorio puede prevenirse. Por lo tanto, toda muestra debe tratarse como un factor potencial de riesgo; además de las muestras de pacientes, los materiales de control de calidad y de referencia también son de riesgo infeccioso<sup>47</sup>.

## ***RIESGOS ASOCIADOS CON LOS ESPECIMENES DE SANGRE.***

La adquisición de infecciones durante la atención a pacientes debe reconocerse como un riesgo potencial entre los trabajadores de la salud; aunque la mayoría de veces las infecciones transmitidas por vía parenteral son producto de un accidente por alguna de las siguientes razones<sup>39,42</sup>:

- ❖ El personal se encontraba en período de adiestramiento, y se expuso al reencapuchar.
- ❖ La frecuencia de accidentes en afanadores, quienes a pesar de no realizar actividades con punzocortantes, pero que generalmente se pican con agujas desechadas erróneamente en la basura sin ninguna advertencia.
- ❖ La frecuencia de uso de guantes al efectuar procedimientos de toma de sangre de líneas vasculares o situaciones de riesgo es muy baja. La mayoría del personal refieren que se sienten incómodos o pierden sensibilidad al utilizarlos.
- ❖ La frecuencia de accidentes por punción es mayor que la informada por el sistema de reporte voluntario (bitácora de accidentes). Esto significa que muy pocos accidentes son atendidos por el personal de control de infecciones.

Debido a que todos los especímenes son potencialmente infecciosos, es necesario que el personal del laboratorio conozca todas las consecuencias de las infecciones que pueden transmitirse por la sangre y sus productos. El personal debe conocer las principales vías de transmisión de las infecciones y ser consciente de la necesidad de diseñar prácticas de trabajo apropiadas para minimizar el riesgo<sup>27</sup>.

Hay tres vías importantes de transmisión de infecciones mediante los especímenes de sangre<sup>27</sup>:

- a) Transmisión percutánea con agujas u otros objetos puntiagudos.
- b) Transmisión percutánea por contaminación de cortes, rasguños, abrasiones, quemaduras, etc.
- c) Contaminación de la mucosa de la boca, nariz u ojos.

La transmisión directa es posible si se pipetea con la boca o se producen salpicaduras. La transmisión de mano a mano o de mano a ojo después de un contacto directo con una superficie contaminada es posible pero menos probable<sup>27</sup>.

Las enfermedades que pueden transmitirse por vía percutánea y que generan mayor preocupación en los laboratorios que procesan especímenes de sangre son las hepatitis víricas y el sida<sup>27</sup>.

## **MANEJO GENERAL DE LAS MUESTRAS.**

Como todas las muestras son potencialmente infecciosas, se deben tomar precauciones para no poner en riesgo la seguridad del flebotomista, de los pacientes o cualquier otro personal, aún cuando no sean obvios los riesgos de infección. Se deben tomar precauciones para no contaminar el exterior de los recipientes ni el medio ambiente con alguna muestra. Si se derrama alguna, debe limpiarse inmediatamente con un desinfectante adecuado. Cuando se detecta una muestra con riesgo de infección se debe aislar el recipiente, colocándole una etiqueta con la leyenda de **“Alto Riesgo”**, en una bolsa de plástico sellada, también con la leyenda de **“Alto Riesgo”**. Es importante que la solicitud no entre en contacto con la muestra y se deben observar precauciones especiales de acuerdo con normas locales de seguridad escritas<sup>12</sup>.



## **COMO EVITAR LAS PICADURAS ACCIDENTALES**<sup>74,77,78,7.</sup>

- Mas del 80% de los pinchazos accidentales se pueden prevenir
- Alrededor del 52% de los pinchazos accidentales cada año se deben a agujas huecas.

**¿Qué es un Pinchazo Accidental?.** Es una lesión no deseada en la que una aguja penetra accidentalmente la piel durante un procedimiento médico o quirúrgico. Así, la persona queda expuesta directamente con sangre u otros fluidos mezclados con sangre de un sujeto potencialmente infectado<sup>74,77,78,79,80,81.</sup>

**¿Quién Esta en Riesgo?.** Todo el personal médico (enfermería, médicos, químicos, técnicos e intendencia). El cuerpo de enfermería es, sin duda, el más expuesto ya que es el que practica el mayor número de procedimientos con inyectables<sup>74,77,78,79,80,81.</sup>

**¿Cómo se Pueden Evitar los Pinchazos Accidentales**<sup>74,77,78,79,80,81?</sup>. Con una buena práctica y el uso de contenedores de plástico se reduce la incidencia de estos pinchazos accidentales. Se deben seguir las siguientes recomendaciones (ver ANEXO N° 5):

- Informarse de los agentes que pueden transmitirse por pinchazo accidental y sobre las posibilidades de prevención.
- Participar en programas de educación sobre los riesgos del pinchazo accidental.
- Usar siempre los contenedores de plástico.
- Evitar que estos se llenen totalmente.
- Nunca poner nuevamente el capuchón a una aguja, depositándolas en contenedores especiales.

- Siempre desechar las agujas ya utilizadas.
- Fomentar la conciencia hacia este grave problema.
- Avisar siempre en caso de cualquier lesión por mínima que parezca.

### **¿Qué Hacer Ante un Pinchazo Accidental<sup>74,77,78,79,80,81</sup>?**

- ❑ Dejar que la herida sangre por unos minutos.
- ❑ Lavar con agua y jabón abundantemente.
- ❑ Aplicar alcohol al 70% o solución iodada al 10%.
- ❑ Cubrir la herida con vendaje resistente al agua.
- ❑ Comunicar el incidente inmediatamente.
- ❑ Seguir las recomendaciones post-exposición.
- ❑ Si es posible, identificar la fuente de contaminación.

### **Recomendaciones<sup>74,77,78,79,80,81</sup>.**

- Protéjase de infectarse con el virus de la hepatitis B por un pinchazo accidental: asegúrese de recibir la vacunación apropiada (la vacuna le protege sólo por cinco años).
- Asegúrese de llevar a cabo todas las medidas necesarias para evitar un pinchazo accidental en el hospital.
- Volver a tapar las agujas o los conectores de soluciones; la aplicación de cualquier tipo de inyección subcutánea, subdérmica, intramuscular o intravenosa; o la toma de una muestra de sangre, son las causas más frecuentes de pinchazos accidentales.
- Comunique inmediatamente todo pinchazo accidental y asegúrese de que se lleve a cabo el protocolo requerido.
- Haga los tramites legales necesarios.
- Se sabe que más de 20 patógenos pueden ser transmitidos por un pinchazo accidental. Los más importantes son el virus de la hepatitis B y C (este es el más importante) y el virus de la inmunodeficiencia humana.

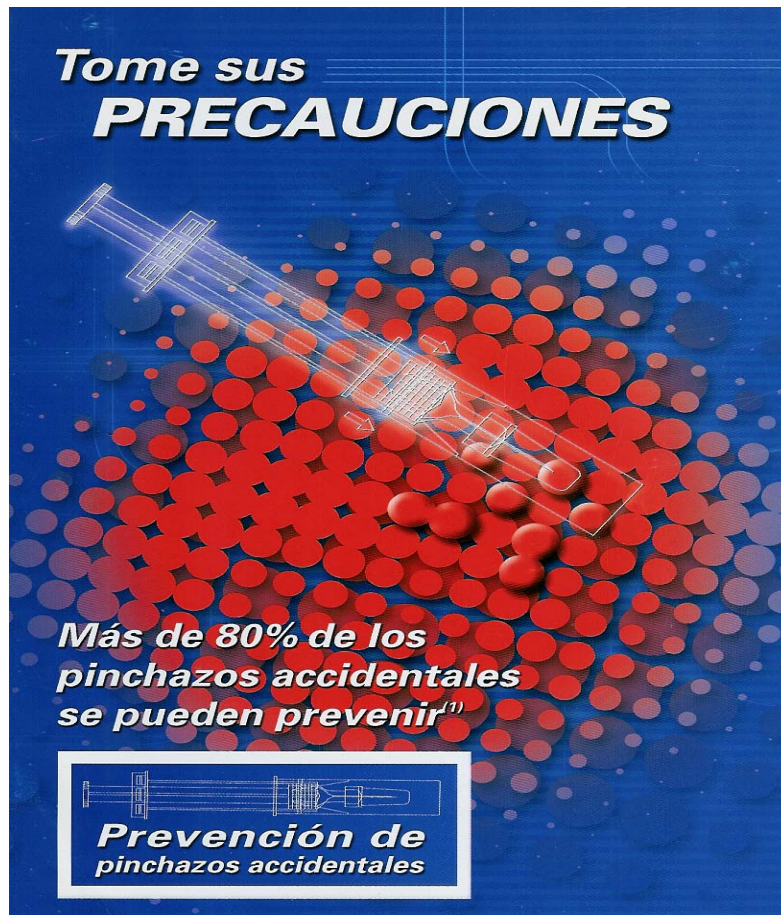


Figura tomada de referencia 74,77,78,79,80,81.

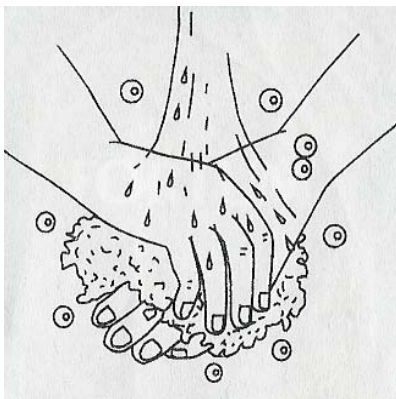
## ***PRECAUCIONES UNIVERSALES.***

Las precauciones universales consisten en políticas basadas en la presunción de que cualquier muestra podría ser potencialmente infecciosa. Así, todas las muestras deben ser tratadas cuidadosamente. En la práctica, las precauciones incluyen la obligación de llevar una barrera protectora siempre que el personal pueda ponerse en contacto con líquidos corporales procedentes de un paciente. El uso de guantes por parte de todos los técnicos ha sido seriamente recomendado y hasta exigido en algunos casos. El cumplimiento de las precauciones universales actualmente es parte de todas las listas de normas utilizadas por las agencias de inspección al acreditar un laboratorio clínico. Representa también una preocupación real en lo que respecta a la salud y bienestar de los empleados del laboratorio<sup>6</sup>.

En general, al efectuar una venopunción, los guantes siempre deben estar disponibles, y se deben usar cuando la persona que practica una flebotomía tiene cortaduras, rasguños u otras lesiones en la piel; cuando se realizan

punciones en el dedo o talón del pie de los lactantes, de los niños y de pacientes no cooperativos y cuando la persona que los realiza está en período de adiestramiento<sup>43</sup>.

## **LAVADO DE MANOS<sup>73(A)</sup>.**



**Introducción :** En el ambiente hospitalario, las manos del personal de salud son el instrumento más importante en la realización de cualquier procedimiento. Sin embargo, las manos también pueden actuar como un vehículo de transmisión de microorganismos, que pueden originar infecciones nosocomiales si no se lleva a cabo un correcto lavado de manos cuando sea necesario<sup>73(A)</sup>.

En 1847, Ignaz P. Semmelweis demostró que con la práctica del lavado de manos antes y después de atender a un enfermo se disminuía de manera importante la tasa de infecciones intrahospitalarias. Desde entonces se conoce que el lavado de manos es el método más simple, sencillo y económico para prevenir la diseminación de infecciones<sup>73(A)</sup>..

Desafortunadamente, hoy en día, aún continúa siendo un problema lograr que el personal de salud tome conciencia de la importancia de llevar a cabo este procedimiento en la practica hospitalaria, a lo que se añade la falta de recursos como lavabos, jabón o toallas desechables e incluso agua<sup>73(A)</sup>..

### **El Lavado de Manos<sup>73(A)</sup>:**

- Elimina la flora transitoria de las manos del personal que atiende pacientes.

- ❑ Es una medida simple y eficaz en la prevención de infecciones nosocomiales.
- ❑ Es el procedimiento más sencillo para prevenir la transmisión de gérmenes.

### **Los gérmenes pueden ser transmitidos<sup>73(A)</sup>:**

- ❖ Del personal a los pacientes.
- ❖ De los pacientes al personal.
- ❖ De paciente a paciente.
- ❖ De objetos a personas.
- ❖ De personas a objetos.

### **Material y Equipo<sup>73(A)</sup>:**

- ✓ Agua.
- ✓ Jabón o antiséptico (cirugía, UTI, etc.).
- ✓ Toallas desechables.
- ✓ Bolsa de desechos.

### **¿Cuándo lavarse las manos<sup>73(A)</sup>?**

- Antes de iniciar las actividades de trabajo.
- Antes y después de tener contacto con los pacientes.
- Antes y después de realizar procedimientos invasivos (aun cuando se utilicen guantes).
- Después de tener contacto con equipo o mobiliario utilizado con pacientes.
- Después de tener contacto con sangre, secreciones y/o líquidos corporales (aun cuando se utilicen guantes).

## ¿Cómo lavarse las manos (ver secuencia de figuras)<sup>73(A)</sup>?

¿Cómo lavarse las manos?



Quítese los anillos, reloj o pulsera.

Moje y enjabone sus manos utilizando de preferencia jabón líquido. Si utilizó jabón de pastilla, enjuáguelo al terminar de enjabonarse.

Frote con fuerza las manos durante 15 a 30 segundos, comience por las palmas, el dorso, espacios interdigitales, uñas y finalmente muñecas.



Enjuague perfectamente siguiendo los pasos anteriores para eliminar completamente los residuos de jabón.







### **Observaciones importantes<sup>73(A)</sup>:**

- El uso de guantes no sustituye el lavado de manos.
- La piel alberga normalmente diversos microorganismos.
- El principal reservorio de microorganismos en las manos son las uñas.
- De la integridad de la piel depende que ésta no sea una fuente de infección. Cuide sus manos de irritaciones o resequedad.
- En caso de que su piel sea sensible a productos como el jabón o el látex, notifíquelo inmediatamente a sus superiores.
- Si no hay toallas y/o jabón o la llave no funciona, infórmelo al responsable lo antes posible.

## ♣ ALMACENAMIENTO ♣

El periodo de tiempo que transcurre entre la recogida del espécimen y las mediciones que en el se realizan debe ser lo más corto posible, ya que la concentración de algunos componentes, como por ejemplo del O<sub>2</sub> y la glucosa, pueden disminuir rápidamente. Por otra parte, si se prolonga el periodo de tiempo puede tener lugar una salida de los componentes de las células sanguíneas que pueden afectar la concentración de los componentes plasmáticos. La evaporación de los especímenes debe evitarse tapando herméticamente el recipiente. Si el espécimen no se procesa inmediatamente puede ser necesaria la adición de un conservante; por ejemplo, puede agregarse fluoruro, si se debe medir la concentración de glucosa, para inhibir la acción de las enzimas glucolíticas, o será necesario su almacenamiento a una temperatura apropiada, que habitualmente es de 4°C (entre 2°C y 6°C). Para algunas pruebas es necesario separar el plasma de los glóbulos rojos inmediatamente después de haber sido obtenida la muestra y antes de ser almacenada en refrigeración, ya que los componentes intracelulares, por ejemplo, el Ion potasio, se escapa de la célula aún a temperaturas más bajas. Las muestras de sangre para el recuento de plaquetas, determinación del índice de sedimentación y tiempo de protrombina no deben ser almacenadas por más de 2 horas. Los tubos con las muestras siempre se almacenan en posición vertical para reducir el contacto con el tapón<sup>8,9,12,20,27</sup>.

A menos que una evidencia concluyente indique que mayores tiempos de contacto no contribuyen a inexactitud en el resultado, el suero o el plasma se deben separar del contacto con células tan pronto como sea posible. Se recomienda un límite máximo de *2 horas* a partir del momento de la recolección<sup>22</sup>.

Una vez extraída la sangre para el análisis de ciertas variables como el lactato o gases en sangre, que pueden ser afectadas por la actividad glucolítica de los glóbulos rojos, se requiere que la muestra sea colocada en hielo inmediatamente. Puede haber resultados erróneos en un lapso de minutos si no



se hace esto. Los gases en sangre son estables durante una hora aproximadamente una vez colocada la muestra en hielo. Las muestras para catecolaminas plasmáticas, amonio o fosfatasa ácida también pueden requerir la colocación en un baño de hielo<sup>22,20</sup>.

La lignocaína, el pentobarbital, fenitoína y carbamazepina son algunos medicamentos que muestran una reducción similar cuando se almacenan en algunos geles aun después de pocas horas. Si existe duda acerca de las características de almacenamiento de algún compuesto en tubos que contienen gel se debe decantar el suero a un tubo tan pronto como sea posible después de separarlo<sup>12</sup>.

Durante el almacenamiento, varias causas pueden ocasionar una alteración en la cantidad de constituyentes químicos. El dióxido de carbono en el plasma se desprende de un espécimen almacenado en un recipiente abierto, provocando una disminución de su concentración. La pérdida del dióxido de carbono del suero conduce a un incremento del nivel sérico de pH. Alcanzando un valor de 8.5, 2 horas después de separarlo del coágulo sanguíneo. A este valor alcalino de pH la fosfatasa ácida empieza a ser destruida, la estabilidad de dicha fosfatasa puede prolongarse ajustando el pH a 6.2 con tampón de citrato<sup>22</sup>.

La glucólisis que ocurre en sangre total provocara una disminución de la concentración sérica de glucosa si transcurre mucho tiempo entre la toma de la muestra de sangre total y la separación del suero del coágulo. Por otra parte, las variaciones en la permeabilidad de los eritrocitos provocan un incremento de las concentraciones séricas del potasio, fósforo y magnesio cuando se almacena la sangre total antes de separar el suero<sup>22</sup>.

Otros aditivos pueden ser necesarios para diversos propósitos específicos, como son algunas hormonas polipeptídicas de bajo peso molecular como la hormona adrenocorticotrofica (ACTH), glucagón, gastrina y otras hormonas gastrointestinales se destruyen rápidamente por enzimas presentes en la sangre y pueden necesitar protección, lo que se logra transfiriéndolas a tubos que contengan agentes antiproteolíticos adecuados como lo es el trasilol (aprotinina). Aún en presencia de agentes antiproteolíticos sigue siendo necesario centrifugar las muestras a baja temperatura, 10 min después de la toma y almacenar el suero o el plasma inmediatamente a -20°C <sup>12</sup>.

## **ESTABILIDAD DE LAS MUESTRAS SEPARADAS.**

Pueden ocurrir muchos problemas potenciales luego de la separación del suero de la sangre entera, especialmente si la muestra se guarda durante un periodo extenso. Se debe estar alerta sobre la posibilidad de crecimiento de bacterias u hongos. Pueden originarse errores a causa de la recentrifugación debido a la hemólisis o la formación de anillos de coágulos de fibrina, aunque esto ocurre ahora con menos frecuencia debido al uso de tubos con paredes siliconadas<sup>22</sup>.

Luego de que el suero ha sido separado de los componentes celulares, deben tomarse precauciones para mantener la integridad de las variables analíticas de las muestras. Debe asegurarse que el suero este libre esencialmente de glóbulos rojos, en particular si se analiza potasio, lactato deshidrogenasa o deshidrogenasa láctica (LDH), aspartato aminotransferasa (AST o TGO). Si es necesario la muestra debe protegerse de la luz<sup>22,20</sup>.

La creciente lista de pruebas de laboratorio demanda que se consulten referencias específicas para determinar las condiciones exactas para el manejo y conservación que aseguren la estabilidad de los diferentes analitos<sup>22</sup>.

Existen muchos estudios que indican la gran cantidad de analitos que son estables a la temperatura ambiente durante 24 a 72 horas, tapados los tubos y el suero en contacto con células. Hay también varios estudios sobre la estabilidad del suero almacenado en refrigeración de 2 a 8 °C y a temperatura ambiente, se ha observado una estabilidad significativa durante 2 a 14 días. Sin embargo, la temperatura ambiente en el laboratorio es un parámetro crítico de estabilidad, observando estabilidad disminuida a temperaturas por arriba de 22°C. En algunas circunstancias, como cuando se procesan muestras para determinar cardioenzimas, puede requerirse guardar varias alícuotas de suero de un paciente si se solicitan diversas determinaciones con distintos requerimientos de conservación, por lo que una parte puede ser refrigerada para la determinación de creatinin fosfoquinasa o creatinquinasa (CK o CPK), otra congelada y otra conservada a temperatura ambiente, para la determinación de deshidrogenasa láctica (LDH) ya que esta se deteriora con el frío. Aparentemente un analito que es estable a temperatura ambiente en

suero/plasma no separado, también es estable a la misma temperatura durante el mismo período de tiempo en la muestra separada. Con base en estas referencias se hacen las siguientes recomendaciones<sup>22,12</sup>:

- El suero/plasma separado debe permanecer a 22°C por no más de 8 horas. Si los ensayos no se han terminado durante las 8 horas, el suero/plasma se debe refrigerar (2 a 8°C).
- Si las pruebas no se han terminado dentro de las 48 horas, o si la muestras separadas se deben conservar más de 48 horas, dichas muestras deben ser congeladas a -20°C.
- Estas precauciones reducen pero no eliminan el problema, sobre todo cuando se utilizan tapones de baja calidad.

También es necesario considerar que el compuesto que se está analizando se adsorba al tubo. Esto es pertinente sobre todo con ACTH y la hormona paratiroidea que se adsorben al vidrio con facilidad por lo que deben usarse tubos de plástico<sup>12</sup>.

Los cambios que ocurren en los especímenes de sangre durante el almacenamiento y que desestabilizan las muestras pueden clasificarse de la siguiente manera<sup>27</sup>:

**Efectos Asociados al Intercambio Gaseoso.** El contacto de los especímenes de sangre con el aire ocasiona cambios en las presiones parciales de O<sub>2</sub> y CO<sub>2</sub>, el tipo y la cuantía de estos cambios depende de la temperatura, del período de almacenamiento y del grado de contacto con el aire; la agitación durante la obtención y transporte aumentan sustancialmente este contacto con el aire. El intercambio de gases que se produce cuando la sangre venosa se expone al aire también ocasiona un aumento en el pH; la concentración de los componentes no varía con el cambio del pH, pero sí pueden cambiar la forma en que se hallan; por ejemplo, un aumento en el pH se acompaña de una disminución en la concentración de Ion calcio y un aumento en la concentración del calcio unido a proteínas<sup>27</sup>.

**Cambios Ocasionados por Continuación de la Actividad Metabólica Dentro de la Célula.** La actividad celular de la sangre extraída se vuelve más lenta pero no se detiene. La actividad celular requiere energía en forma de ATP, que puede generarse por oxidación de la glucosa. Por

esta razón, las concentraciones de glucosa disminuyen de manera constante, aproximadamente un 7% por hora a temperatura ambiente<sup>27</sup>.

**Hemólisis o Cambios de Permeabilidad en la Membrana.** La hemólisis *in vitro*, que puede detectarse a simple vista, explica un aumento de aproximadamente un 0,2% en el volumen plasmático. Este aumento de volumen tiene un aumento dilutorio sobre todos los componentes del plasma, pero tiene poca trascendencia para los componentes que son exclusivamente extracelulares<sup>27</sup>.

La hemólisis ocasiona importantes problemas en las mediciones en plasma de componentes que se hallan en grandes cantidades en las células; por otro lado, la hemoglobina puede, a causa de su color, interferir en las mediciones espectrofotométricas en la región visible del espectro. La hemólisis indica que los eritrocitos se han roto, pero también es posible que el contenido de las células salga de ellas, quedando intactas durante el almacenamiento: así, a 4°C el mecanismo de transporte activo que mantiene una concentración intracelular elevada de Ion potasio sufre una disminución en su actividad, por lo que se produce una salida de este Ion hacia el plasma. Los problemas que ocasionan la hemólisis se mencionan en el ANEXO No. 1 (Hemolisis) las maneras de evitarla<sup>12,27</sup>.

**Desnaturalización y Perdida de la Actividad Biológica.** La desnaturalización o la perdida de la actividad biológica de los componentes puede reducirse al máximo, y al mismo tiempo mejorar la calidad de los resultados, si los especímenes se transportan al laboratorio sin demora y el plasma o suero se separan tan pronto como sea posible<sup>27</sup>.

***Efecto del Tiempo de Conservación Sobre las Muestras.*** Con la conservación a largo plazo en el refrigerador, las poblaciones bacterianas alcanzan niveles significativos, produciendo efectos degradativos graves sobre los componentes biológicos. Incluso conservados en congelación (-20°C), los sistemas biológicos son inestables<sup>22,33</sup>.

El intervalo entre la obtención de la muestra y el análisis, deberá ser tan corto como sea posible ya que los niveles de componentes lábiles, por ejemplo el

O<sub>2</sub>, la glucosa y algunos microorganismos como los meningococos se reducen rápidamente. La demora también permite que los componentes intracelulares salgan de las células, afectando los niveles de componentes plasmáticos. Cuando la muestra no se analice inmediatamente, puede ser necesario añadir un preservativo, por ejemplo el fluoruro que inhibe la acción de las enzimas glucolíticas (para medición de glucosa o de etanol)<sup>12</sup>.

Así se producen reacciones enzimáticas que modifican la concentración del sustrato. La propia molécula enzimática puede ser inestable, de modo que la actividad de la enzima se modifica con el paso del tiempo. En ciertas muestras, como las de plasma y suero los cristales de hielo que se forman producen efectos de cortes lesivos para la estructura molecular, especialmente para aquellas moléculas grandes como las proteínas; la congelación lenta permite que se formen cristales de mayor tamaño, cuyos efectos degradativos son más graves. En consecuencia, para que la estabilidad sea óptima se prefiere la congelación rápida. En la TABLA No. 7, se recomiendan los tiempos de almacenamiento para las diferentes muestras, así como las condiciones de temperatura<sup>22,55</sup>.

**TABLA No. 7. TIEMPOS DE ALMACENAMIENTO RECOMENDADOS Y CONDICIONES PARA LAS MUESTRAS<sup>55</sup>.**

<i>MUESTRA PARA</i>	<i>TIEMPO DE ALMACENAMIENTO</i>	<i>TEMPERATURA (°C)</i>
➤ Química clínica	Una semana	Refrigeración
➤ Inmunología	Una semana	Refrigeración
➤ Hematología	Dos días	Ambiente
➤ Coagulación	Un día	Refrigeración
➤ Toxicología	Seis semanas	Refrigeración
➤ Grupo sanguíneo	Una semana	Refrigeración

Muchos componentes del plasma son estables durante varios días a 4°C, durante semanas congelados a -20°C y durante meses congelados a -80°C. Algunos componentes no son tan estables y requieren que se dedique una atención especial a las condiciones de recogida, transporte, conservación y almacenamiento. Un método ideal para almacenar suero incluye su rápida congelación en nitrógeno líquido y almacenamiento a -80°C; sin embargo, para

la mayoría de las sustancias el almacenamiento a  $-200^{\circ}\text{C}$  por un período hasta de 6 semanas no conducirá a ninguna variación clínicamente importante. Si la muestra se ha congelado, es importante mezclarla muy bien antes del análisis para evitar los gradientes de concentración que podrían producirse<sup>22,27</sup>.

**Errores Inducidos por Evaporación.** La evaporación del agua que contiene el suero da lugar a mayores concentraciones (o actividades en el caso de las enzimas) de todas las sustancias presentes en la muestra de suero. Se evita tapando el tubo adecuadamente, una tapa segura también garantiza que no se contamine la muestra ni el medio ambiente<sup>12,22,44</sup>.

La velocidad a la cual el suero se evapora es directamente proporcional a la temperatura ambiente, la superficie del suero expuesta, la magnitud de flujo de aire en el laboratorio y el tiempo de exposición del espécimen al entorno; y está inversamente relacionada con la humedad relativa. El tamaño y forma del recipiente para la muestra, la fracción del recipiente ocupada por el suero y la naturaleza del material del recipiente, pueden influir en el grado de evaporación de la muestra<sup>22,44</sup>.

Los errores que provocan las pérdidas por evaporación del disolvente muchas veces no pueden calcularse correctamente con métodos convencionales de control, ya que el material de control en general no se halla expuesto a las mismas condiciones ambientales durante la fase preinstrumental del análisis en comparación con los especímenes de los pacientes<sup>44</sup>.

**Precaución.** Si los análisis de la muestra no van a ser completados el mismo día en que fue recogida, si es necesario, el suero debe ser removido de cualquier aparato de separación de suero o de barrera y estabilizarlo. Se originan grandes errores por el uso de cubetas de micromuestras, que contienen menos de  $500\ \mu\text{l}$  de suero y poseen una superficie muy alta. Las muestras en microcubetas deben ser analizadas dentro de los 10 a 15 minutos luego de transferirse el suero y deberán mantenerse tapadas tanto como sea posible<sup>22</sup>.

Los residuos de detergente en los tubos utilizados para la recolección de los especímenes pueden contaminarlos con el fósforo inorgánico. Además los tapones de corcho y algunos tubos de vidrio pueden liberar calcio al ser

expuestos a la acción de la sangre y dar lugar a una concentración sérica de calcio falsamente incrementado<sup>50</sup>.

## *ALTERNATIVAS DE ALMACENAMIENTO PARA MANTENER LA ESTABILIDAD DE LAS MUESTRAS SANGUÍNEAS SEPARADAS.*

### **10 Recomendaciones para Mantener Frescas las Muestras<sup>55</sup>.**

1. El procedimiento es normado por la estabilidad de la muestra. Las causas más importantes para las alteraciones de los especímenes son:
  - Metabolismo de las células sanguíneas.
  - Evaporación/Sublimación.
  - Reacciones químicas
  - Descomposición por factores microbiológicos.
  - Procesos osmóticos.
  - Efectos de la luz.
  - Difusión de gases.
2. El transporte rápido y los tiempos de almacenamiento cortos mejoran la fiabilidad de los resultados del laboratorio.
3. Los especímenes y muestras se conservan mejor en refrigeración, con las excepciones a la regla.
4. Los especímenes siempre deben guardarse en contenedores cerrados para evitar la evaporación.
5. El peligro de evaporación también existe en los refrigeradores.
6. Los problemas de almacenamiento se reducen si el sistema disponible es probado.
7. Los agentes de separación (por ejemplo gel) mejoran el rendimiento del suero/plasma y permiten mantenerlos en los tubos originales sobre la barrera.
8. Evite agitar los contenedores de las muestras; ya que existe riesgo de hemólisis.

9. Los contenedores de las muestras que contienen sangre deben mantenerse siempre verticales; el procedimiento de coagulación se acelera.
10. El material infeccioso debe etiquetarse y manejarse con particular cuidado.

### **Otras Recomendaciones Útiles Para el Manejo de Muestras<sup>12,20,55</sup>.**

- 1) Evite guardar sangre entera o total, revise la información sobre los analitos sensibles.
- 2) Evite la glucólisis en muestras para determinar glucosa y lactato. La glucólisis puede ser evitada por la adición de un inhibidor junto con un anticoagulante.
- 3) Evite por otra parte el efecto de la luz; ésta afectará disminuyendo los valores de bilirrubina, vitamina C, porfirinas, creatincinasa (CK) y ácido fólico.
- 4) Reduzca el contacto con el aire hasta donde sea posible. Si esto no se hace, los efectos de evaporación/sublimación producirán un claro aumento en la concentración/actividad de todos los componentes no volátiles. Esto aplica particularmente para el caso cuando el volumen de la muestra es relativamente pequeño y el área de la superficie es relativamente grande.
- 5) Con toda seguridad los analitos, los especímenes/muestras, no deben someterse a congelación profunda. Esto puede producir desviaciones en los resultados para algunos analitos.
- 6) Una fuente común de error es el mezclado inadecuado de muestras congeladas profundamente, después de descongelarse.
- 7) Evite dejar aplicadores de madera durante largo tiempo en el suero, ya que puede producir artificios analíticos. El potasio, calcio y la glucosa incrementan su concentración luego de sólo 3 minutos de contacto con un aplicador de madera.
- 8) Todas las muestras de análisis virales deben refrigerarse o transportarse en hielo.
- 9) Para transporte de anaerobios se introducen las muestras obtenidas por punción aspiratoria en un recipiente de hemocultivo de anaerobios o en un tubo con solución de tioglicolato.

Al transferir una muestra a otro recipiente antes de analizarla, el recipiente tiene que estar etiquetado claramente con identificación del paciente y tipo de muestra, hora en que se obtuvo, estudios requeridos, indicaciones de **“Alto Riesgo”**, etc. Cuando sea



posible, el resto de la muestra debe conservarse por lo menos durante dos o si se puede hasta siete días hábiles para otras posibles investigaciones o comprobación de resultados en un laboratorio central. Los recipientes deben mantenerse en posición vertical con el tapón hacia arriba, no en posición horizontal. La posición vertical reduce la agitación del contenido del tubo, lo que a su vez reduce la hemólisis. También es menos probable que se contamine el tapón con materiales potencialmente infecciosos o que se caiga accidentalmente. La exposición a la luz descompone ciertos analitos, en especial las bilirrubinas. En estos casos la muestra debe protegerse contra la luz, por ejemplo, con papel aluminio o en tubos o recipientes de color ámbar<sup>12</sup>.

Algunos compuestos, en especial las hormonas peptídicas pequeñas, requieren almacenamiento a  $-20^{\circ}\text{C}$  y transporte en estado congelado para obtener resultados confiables. Estas hormonas incluyen la insulina, la insulina péptido C, la gastrina, el glucagón, ACTH y hormona paratiroidea. Algunos componentes del complemento requieren almacenamiento a  $-70^{\circ}\text{C}$  para obtener resultados que sean confiables<sup>12</sup>.

El transporte de muestras congeladas se logra colocando la muestra en dióxido de carbono sólido (hielo seco) en recipiente aislado, o si no es necesario una temperatura tan baja, en un recipiente aislado con una botella de NaCl al 20% que se haya mantenido congelada por varios días en un congelador a  $-21,6^{\circ}\text{C}$  por lo menos, que es la temperatura de congelación del NaCl. La muestra congelada, guardada en una bolsa sellada de polietileno y colocada junto a la botella de NaCl congelado se acolchona con espuma plástica dentro de una caja aislada y ésta mantendrá una temperatura de  $-8^{\circ}\text{C}$  durante un período de 40 horas, aproximadamente el doble de lo que se logra con el mismo volumen de hielo seco<sup>12</sup>.

Por razones de seguridad, el transporte de muestras fuera del laboratorio está legislado en muchos países y las normas locales siempre se deben observar. Típicamente deben asegurar que cada muestra se empaque en un envase primario que se selle adecuadamente. Este debe envolverse en suficiente material absorbente para que absorba todo derrame que pueda ocurrir en caso de un accidente. El envase y el material absorbente deben estar sellados en una bolsa a prueba de fugas. Las muestras de **“Alto Riesgo”** deben colocarse en tubos dobles cilíndricos herméticos con material absorbente entre ellos. El empaque exterior debe ser de polipropileno, metal o cartón fuerte que se cierre firmemente y debidamente etiquetado para su transporte<sup>12</sup>.

## ♣ ANTICOAGULANTES ♣

Los anticoagulantes son aquellas sustancias que impiden o retardan la coagulación sanguínea, produciendo una disminución en las concentraciones efectivas de uno o más de los componentes que participan activamente en el proceso de la coagulación y se usan habitualmente en la obtención de especímenes de sangre. El tipo y la cantidad de anticoagulante usado, debe considerarse cuidadosamente con relación a las características del componente en estudio y al procedimiento de medida al que está destinado el espécimen. Los anticoagulantes más usados y el código que permite su identificación se exponen en la TABLA No. 8<sup>23,27</sup>.

La selección y adición correcta de un anticoagulante es importante. Un anticoagulante inapropiado puede llevar a la distorsión de las células, mientras que una insuficiente adición de anticoagulante puede producir una coagulación parcial y demasiado anticoagulante puede diluir la muestra<sup>8,9</sup>.

Los anticoagulantes no apropiados pueden interferir con el sistema de medición. La quelación de iones metálicos por el EDTA interfiere seriamente con métodos químicos (porque se opone a la absorción atómica) de calcio (II) y magnesio (II) y pueden inhibir la actividad enzimática, inclusive aquella utilizada para la generación de señales en procedimientos enzimáticos inmunológicos. Los anticoagulantes también pueden interferir con algunas reacciones antígeno-anticuerpo<sup>12</sup>.

Los anticoagulantes pueden ser de tres clases<sup>23</sup>:

1. Los anticoagulantes que actúan “in vitro”, son esencialmente sustancias descalcificantes, que eliminan el ión calcio de la sangre.
2. Los anticoagulantes que actúan “in vivo” cuando se administran al organismo, son denominados anticoagulantes sintéticos o anticoagulantes orales, llamados también drogas “hipoprotrombinémicas”.
3. Y los anticoagulantes que actúan “in vivo” e “in vitro”, como la heparina.

**TABLA No. 8. ANTICOAGULANTES MÁS USADOS Y CÓDIGO INTERNACIONAL CORRESPONDIENTE<sup>27</sup>**

TIPO DE ANTICOAGULANTE	CÓDIGO INTERNACIONAL L
Ácido etilendiaminotetraacético (EDTA)	E
• sales de tripotasio	KE
• sales de sodio	NE
• sales de litio	LE
Citrato de trisodio	NC/9
Oxalato-Fluoruro	FX
Heparina-Litio	LH
Heparina-Sodio	NH
Ninguno	Z

**HEPARINA:** Es un anticoagulante natural que se encuentra en las células cebadas y abunda particularmente en el hígado, páncreas, pulmones y el intestino. Es un carbohidrato ácido, debido a que es un mucopolisacárido sulfatado antitrombótico que se obtiene como sal de sodio, potasio, calcio, litio o amonio (no debe utilizarse una forma de sal que interfiera con el analito que va a medirse). Es un excelente anticoagulante principalmente por ser de origen natural, aunque la única objeción es que es el más caro de todos los anticoagulantes usados. En cuanto a su modo de acción, la heparina interfiere directamente en el proceso de la coagulación de tres formas<sup>8,9,11,23,27</sup>:

- Inhibe la formación del activador intrínseco de la protrombina (tromboplastina sanguínea) impide la conversión de la protrombina en trombina.
- La heparina es antagónica a la acción de la trombina, es decir, que actúa como antitrombina, impidiendo la transformación del fibrinógeno en fibrina.
- La heparina inhibe los cambios de las plaquetas necesarias para sus funciones en la hemostasis y en la coagulación, es decir, su propiedad de adherirse, aglutinarse y liberar su Factor III de la

coagulación, lo que se debe a la acción inhibitoria que posee la droga sobre la trombina, siendo poseedor de un papel fundamental en dichos procesos.

- Se cree que estimula o facilita la combinación de la antitrombina III con diversos factores de la coagulación produciendo complejos inactivos, evitando así la conversión de protrombina a trombina.

La heparina es el anticoagulante escogido para las pruebas de fragilidad osmótica, pues no afecta el tamaño de los glóbulos rojos o hematocrito. Las extensiones hechas con sangre heparinizada tienen un reflejo azulado de fondo cuando son teñidas con tinción de Wright-Giemsa<sup>6,9,11</sup>.

## **ETILEN-DIAMINO-TETRA-ACETATO**

**(EDTA):** También llamado *Secuestreno, Verseno o Agente Quelante*. El ácido etilendiaminotetracético (EDTA) es un agente secuestrador o quelante de calcio y hace que las concentraciones de Ion calcio sean insuficientes para el proceso de la coagulación otra explicación, es que por quelación, impide que se ionice el calcio ejerciendo así su acción anticoagulante, además evita la agregación de plaquetas. Las sales de EDTA conservan los elementos celulares mejor que el oxalato. La sal dipotásica se usa más comúnmente por ser más soluble que la de sodio, además si se usa en forma desecada su solubilidad aumenta y no altera el volumen de los eritrocitos; el EDTA tripotásico (líquido) también es utilizado. El EDTA es ampliamente usado como anticoagulante de elección para las mediciones citohematológicas en hematología, ya que no ocasiona cambios en el volumen del eritrocito, lo que mantiene adecuadamente la morfología de las células. Un exceso ocasionaría contracción y cambios degenerativos en los eritrocitos y la desintegración de las plaquetas<sup>8,11,23,27,28,35</sup>.

Además es el anticoagulante de elección para realizar el conteo de plaquetas y pruebas funcionales de plaquetas. Debido a que tiende a impedir que las plaquetas se aglutinen o se peguen a las superficies de los recipientes, por lo que sus recuentos son bastantes exactos. La sustancia tiene muchas ventajas en hematología; por ejemplo pueden hacerse recuentos de glóbulos rojos y blancos y hematocrito aun al cabo de muchas horas. Debido a que la

sangre reciente anticoagulada con EDTA permite hacer extensiones de sangre sin distorsión de los glóbulos blancos, cuando los recuentos celulares y estudios morfológicos no son posibles de realizar a partir de sangre fresca. Solo forma artefactos tras demoras muy prolongadas, de forma que se pueden hacer extensiones de sangre aceptables después de 2 o 3 horas, pero si la muestra esta refrigerada, los recuentos celulares son validos durante 24 horas. También puede usarse en la transfusión de sangre, ya que la toxicidad es mínima<sup>6,9,11</sup>.

**HIRUDINA:** Es una antitrombina extraída de las sanguijuelas, que está siendo evaluada mediante una preparación de ingeniería genética en su forma pura como un anticoagulante. Ésta se une a la trombina para formar un anticoagulante, formando el complejo hirudina-trombina 1:1. se utiliza en una concentración de 10 mg/l<sup>22</sup>.

**OXALATO:** El oxalato actúa como anticoagulante por la formación de complejos con el calcio, ión que es fundamental en el mecanismo de la coagulación. La sal más utilizada es el oxalato de potasio, en una concentración de 2 mg/ml de sangre. Como en el caso de la heparina puede utilizarse en solución o secarse sobre las paredes de los tubos de recolección. Las sales de oxalato se utilizan como anticoagulantes en las determinaciones hematológicas de recuentos celulares y hematocrito. Se utiliza principalmente el oxalato de potasio, ya que es más soluble que la sal de sodio<sup>8,28</sup>.

**MEZCLA DE OXALATOS:** Aunque también puede utilizarse el doble oxalato que es una mezcla de oxalato de potasio con oxalato de amonio. Esta mezcla se utiliza para la determinación de la sedimentación globular (Método de Wintrobe) y el hematocrito. Los oxalatos de amonio y de potasio se utilizan bajo forma de la mezcla de tres partes del primero y dos partes del segundo (mezcla de Séller y Paul o de Wintrobe). La sal de amonio aumenta el volumen de los glóbulos rojos, y la de potasio lo disminuye. Con las proporciones utilizadas, los eritrocitos no se alteran. Esta mezcla se utiliza a razón de 0,1 ml por cada ml de sangre o 2 mg de mezcla de oxalatos por ml de

sangre. Para utilizar esta mezcla en polvo, la solución ya distribuida en los tubos se le evapora toda el agua y queda el polvo seco<sup>11</sup>.

Las ventajas de esta mezcla de oxalatos son su precio, su facilidad de preparación y que no requiere dilución. Suministra muestras de sangre adecuadas para la medición de la hemoglobina, el recuento de los glóbulos rojos y blancos y el hematocrito. Puede obtenerse el plasma necesario para muchos exámenes bioquímicos, pero no para el nitrógeno de urea, puesto que la sal de amonio contiene nitrógeno. Entre sus desventajas, está en que no pueden hacerse frotis después de unos cuantos minutos. El oxalato produce degeneración nuclear de los leucocitos y plasmolisis de los glóbulos rojos. Aparecen vacuolas en el citoplasma de los granulocitos, cuyos lóbulos nucleares se juntan hasta formar una masa esférica. Los núcleos de los linfocitos y monocitos pueden presentar prolongaciones y hasta dividirse en lóbulos. Los oxalatos no pueden utilizarse en las transfusiones<sup>11</sup>.

**FLUORURO:** Su función anticoagulante consiste en que se combina con el ión calcio. Además de ser un preservador o conservador que inhibe un gran número de enzimas, debido a que es un potente veneno enzimático, por lo que impide el metabolismo de diversas sustancias sanguíneas. Resulta especialmente útil para las determinaciones de glucosa cuando se tenga que esperar más de 1 hora entre la toma de la muestra y el análisis. Suelen utilizarse 10 mg de fluoruro de sodio por ml de sangre y puede añadirse 1 mg de timol si se quiere detener la acción bacteriana (por ejemplo, en las muestras que se envían por correo) <sup>8,11</sup>.

**OXALATO/FLUORURO:** El oxalato de potasio se usa frecuentemente en combinación con fluoruro de sodio. El fluoruro (anticoagulante débil) como preservador de glucosa, inhibiendo la glucólisis. El oxalato de potasio es más utilizado que la sal de sodio debido a la ventaja de su mayor solubilidad. Las sales de oxalato desafortunadamente alteran la permeabilidad de la membrana del eritrocito dando como resultado un plasma ligeramente hemolizado<sup>23</sup>.

**CITRATOS:** Es un secuestrador del calcio. El citrato de sodio es efectivo como anticoagulante líquido cuando se usa en la proporción de una parte de citrato por nueve partes de sangre. Este es el anticoagulante preferido en los estudios de coagulación y estudios de la función plaquetaria, ya que es el que mejor conserva los procoagulantes lábiles por lo que se usa también para la obtención de especímenes destinados a la investigación de las alteraciones de dicho proceso de coagulación. En la actualidad se utiliza el citrato tamponado (citrato sódico y ácido cítrico) debido a que ayuda a estabilizar el pH del plasma<sup>6,8,11,23,27</sup>.

## **SOLUCIONES**

## **ANTICOAGULANTES**

**CONSERVADORAS:** Un factor importante en la conservación de los glóbulos rojos es el tipo de solución anticoagulante conservadora empleada. En el presente, todas las soluciones usadas, con excepción de la heparina y el citrato de sodio, ejercen el doble papel de prevenir la coagulación y de conservar y mantener la función celular, especialmente la eritrocitaria; sin embargo, es común referirse a ellas solamente como soluciones anticoagulantes, como el efecto que se presenta en la unión del citrato de sodio con el calcio iónico, inhibiendo en esta forma la coagulación de la sangre sin alterar los otros factores del plasma<sup>23</sup>.

Los múltiples cambios que se producen en la sangre durante su conservación, conocidos como lesión de depósito, están directamente relacionados con la naturaleza de la solución anticoagulante y con el tiempo de depósito<sup>23</sup>.

Las soluciones conservadoras anticoagulantes contienen grandes cantidades de glucosa como material energético, y de citrato de sodio que previene la coagulación de la sangre. En la actualidad existen tres soluciones de este tipo conocidas como<sup>23</sup>:

- Solución Ácido-Citrato-Dextrosa (ACD)
- Solución Citrato-Fosfato-Dextrosa (CPD)
- Solución Citrato-Fosfato-Dextrosa-Adenina (CPDA-1)

La solución ACD fue usada por muchos años y permitió la conservación de los glóbulos rojos hasta un lapso de 21 días en condiciones de viabilidad y funcionamiento adecuado después de ser transfundidos. Esta solución se utiliza como anticoagulante para las transfusiones de sangre y puede resultar útil en el laboratorio de hematología para preservar los antígenos de glóbulos rojos, cuando se requieren estudiarlos. Se utiliza en una proporción de 4 ml de sangre por 1 ml de ACD y se conserva a 4°C<sup>11,23</sup>.

La solución CPD desarrollada por Gibson, tiene la ventaja sobre la ACD, de condicionar un pH de 7.1 en la sangre colectada inmediatamente después de la extracción, facilitando la continuación del metabolismo glucolítico celular durante el período de almacenamiento; por otro lado, el Ion fosfato ayuda a la preservación de los ésteres de fosfato dentro de la célula roja, por lo que permite mantener la estabilidad de la membrana, el transporte de oxígeno y su liberación en los tejidos<sup>23</sup>.

La solución CPDA-1 es la fórmula mejorada de CPD, ya que contiene 23% más de glucosa y 17.3 mg de adenina, siendo aprobado su uso en los Estados Unidos en 1978; permite la conservación de la sangre 35 días. La adición de adenina se derivó de experiencias previas en las cuales se había demostrado que esta sustancia podía ser tomada por el glóbulo rojo e incorporada en la reserva de nucleótidos celulares, utilizándola para mantener la concentración de ATP en el eritrocito<sup>23</sup>.

La solución de CPD-Adenina ha sido recientemente mejorada al aumentar la concentración de dextrosa y adenina. Esta nueva versión ha sido identificada como CPDA-2 y los ensayos clínicos muestran que la sangre completa puede conservarse por 49 días con una sobrevida media eritrocítica de 73.6%, en cambio, los glóbulos rojos concentrados duran 42 días pero su sobrevida es de  $77.9 \pm 8.1\%$ . No tiene efectos adversos sobre las plaquetas ni sobre los factores plasmáticos. Esta solución es claramente superior al CPDA-1 para la conservación de los glóbulos rojos concentrados. Su aprobación para ser usada en los bancos de sangre está en consideración<sup>23</sup>.

Existen sistemas de soluciones aditivas para prolongar el período de conservación de los glóbulos rojos (sangre extraída en CPD) tales como: SAG, ADSOL y CIRCLE PACK. Ninguno de estos sistemas mantiene la función celular (2,3-DPG) <sup>23</sup>.



**DEFIBRINACIÓN:** Es un proceso en el cual se colocan de 10 a 30 ml de sangre en un recipiente (tipo matraz Erlenmeyer), al cual se le agregan alrededor de 20 perlas de vidrio de 3 a 4 mm de diámetro. Se hace girar el recipiente describiendo ochos durante un tiempo aproximado de 5 a 10 minutos, al cabo de los cuales toda la fibrina se habrá adherido a las perlas de vidrio y cesen de hacer un sonido vivo al chocar entre ellas. Obteniéndose así una buena defibrinación; Posteriormente se decanta la sangre defibrinada, la porción líquida de esta sangre es suero y no plasma, puesto que solo se ha eliminado el fibrinogeno<sup>9,11</sup>.

**OTROS:** El empleo de cristalería cubierta de silicón no impide la coagulación, si no que la retrasa impidiendo la activación del factor XII (de Hageman) y la adherencia de las plaquetas a las paredes del tubo; en otras palabras se retrasa la producción de tromboplastina. El empleo de cristalería tratada con silicón es indispensable en el estudio de los trastornos de la coagulación<sup>11</sup>.

Es importante que la persona que recolecta la sangre conozca que concentración de anticoagulante, aditivo o preservador debe utilizarse y que concentración es la adecuada para una cantidad de sangre. El tubo de anticoagulante debe estar lleno hasta la marca con cualquiera que sea el método que se utilice para extraer sangre, ya que de otra forma la concentración de anticoagulante será demasiado alta y afectará al sistema de medición. Con mucha frecuencia la recolección de la sangre no se completa ya sea por dificultades propias de la recolección misma, por interés de conservar la sangre al paciente o para ahorrar tiempo, y en estos casos el análisis debe considerar si un aditivo en concentración mayor que la indicada podría influir en el analito que va a medirse o en el método que va a utilizarse. A continuación se presenta la TABLA N° 9 con los anticoagulantes comúnmente usados en hematología. Haciendo referencia a sus concentraciones,

proporciones, pruebas indicadas y contraindicaciones, ventajas y desventajas<sup>12,23</sup>.

**TABLA No 9. ANTICOAGULANTES COMÚNMENTE USADOS<sup>23</sup>**

ANTICOAGULANTE	CONCENTRACIÓN	PROPORCIÓN	PRUEBAS INDICADAS	PRUEBAS NO INDICADAS	VENTAJAS	DESVENTAJAS
<b>HEPARINA</b>		0.1 a 0.2 mg/dl de sangre	- Electrolitos - Fragilidad osmótica - Htc.	-Frotis (produce coloración azul difusa) - Fosfatos inorgánicos -G. blancos	-Reduce la hemólisis	- caro -No se recomienda en Banco de sangre
<b>EDTA (POTÁSICA O SÓDICA)</b>	10 %	0.1 ml/5 ml de sangre	-G. Blancos -G. Rojos -Htc. -Frotis -Plaquetas		-Soluble -No destruye las células -Impide aglutinación de plaquetas -Poco tóxico	
<b>OXALATO DE POTASIO</b>	30 %	0.01 ml/ml de sangre	-Pruebas bioquímicas diversas	- Determinación de nitrógeno	-Soluble	-Altera la permeabilidad del glóbulo rojo, resultando ligera hemólisis en el plasma
<b>OXALATO DE AMONIO Y POTASIO</b>	3 partes de oxalato de amonio y 2 partes de potasio	2 mg de mezcla/ml de sangre	-Hb. -G. Rojos -Htc -Pruebas bioquímicas	Determinación de nitrógeno -Frotis (deforma las células) - Determinación de potasio	- Económico -Fácil de preparar -No requiere dilución	No puede utilizarse en las transfusiones
<b>CITRATO TRISODICO</b>	3.8 %	1parte/4 partes de sangre→  1parte/9 partes de sangre→	V.S.G.  Estudio de coagulación		Es de los más utilizados en banco de sangre	

# ♣ RECIPIENTES PARA LOS ESPECIMENES DE SANGRE ♣

*(características de los tubos y tapones)*

Organismos como el Comité Europeo de Normas de Laboratorio Clínico (ECCLS) y el National Committee for Clinical Laboratory Standards (NCCLS) de Estados Unidos, han publicado unas recomendaciones en relación con los recipientes (tubos y tapones desechables) que se utilizan en la recogida de especímenes de sangre en el laboratorio clínico<sup>27</sup>.

Según estas recomendaciones los recipientes deben ser de vidrio o de un material transparente que permita ver el contenido; deben ser estériles y tener una superficie interna tratada para estudios de coagulación y plaquetas; en el caso de los recipientes a los que se les ha hecho el vacío previamente, el tapón debe de retener el vacío durante el tiempo establecido. El diseño del recipiente y del tapón debe permitir su uso con aguja y porta aguja, de modo que se pueda asegurar que el recipiente se llene hasta el volumen establecido para una extracción máxima; para recipientes con aditivos, ha de quedar suficiente espacio libre para permitir una mezcla adecuada por medios mecánicos o manuales<sup>27</sup>.

El diseño del tapón no debe permitir filtraciones o pérdidas del contenido, no debe abrirse y debe tener una superficie adecuada para asirlo con los dedos y poder quitarlo fácilmente sin tocar aquella parte del tapón que haya tenido contacto con el espécimen. El mecanismo de cierre de un recipiente en el que se ha hecho el vacío tiene que estar diseñado para que no se salga cuando se recoja un espécimen de sangre con una aguja de 0.9 mm de diámetro externo. Los tapones que ofrecen habitualmente los fabricantes han sido en muchos casos reformulados para eliminar el TBEP, un constituyente común de la goma que se ha demostrado que interfiere con los resultados de monitoreo de drogas terapéuticas<sup>20</sup>. Se ha observado que algunos tapones que contienen fosfatos de butoxietilo interfieren con las determinaciones de antidepresivos tricíclicos. Este compuesto, que se utiliza como lubricante, se disuelve en el plasma heparinizado y produce una disminución de los resultados en determinaciones

de tipo del Elavil, Aventil, Tofranil, Norpramin y Sinequan. Para estos casos no debe utilizarse este tipo de tapón. Recientemente, algunos fabricantes han suspendido su fabricación. Algunos tubos heparinizados, sin embargo, contienen el lubricante; estos tampoco deben utilizarse<sup>36</sup>.

Hay varias clases de tubos para la recolección como los que se indican en la TABLA N° 10 y en el ANEXO N° 4 (recolección de sangre venosa). La mayoría de los flebotomistas seleccionan sus tubos por el color del tapón<sup>8,23,52</sup>.

**TABLA No 10. DIFERENTES VARIEDADES DE TUBOS AL VACIO<sup>23</sup>**

COLOR DEL TAPÓN	TIPO DEL ANTICOAGULANTE
Rojo	Sin anticoagulante sin recubrimiento
Rosa	Sin anticoagulante sin recubrimiento
Rojo	Sin anticoagulante con silicón como recubrimiento
Rojo / Azul Rey	Sin anticoagulante con silicón como recubrimiento
Rojo / Gris	Sin anticoagulante con gel separador de suero
Oro	Sin anticoagulante con gel separador
Lila	EDTA K <sub>3</sub>
Lavanda (Morado)	EDTA K <sub>3</sub>
Lila	EDTA Na <sub>2</sub>
Azul Rey	EDTA Na <sub>2</sub>
Verde	Heparina sódica
Verde / Gris	Heparina de litio con gel separador
Azul	Citrato de sodio
Amarillo	Ácido – Citrato – Dextrosa
Gris	Oxalato de potasio y Fluoruro de sodio
Negro	Oxalato de potasio
Naranja	Trombina

En la TABLA N° 11, se muestran algunos ejemplos de los diferentes tubos de flebotomía disponibles de acuerdo con los anticoagulantes y conservadores presentes. También están indicados el mecanismo de acción, color de tapón y aplicaciones específicas<sup>20</sup>.

**TABLA N° 11. TIPOS DE TUBOS PARA FLEBOTOMÍA, ASÍ COMO SU APLICACIÓN, COLOR DEL TAPÓN, MUESTRAS, ETC. <sup>20</sup>**

COLOR DEL TAPÓN	TIPO DE ANTICOAGULANTE	TIPO DE MUESTRA	BASES QUÍMICAS	APLICACIÓN
<i>Tubos para flebotomía</i>				
Azul	Citrato.	Plasma	Captura calcio	Coagulación
Lila	EDTA	Plasma,	Captura calcio	Hematología
Verde	Heparina	Plasma	Inhibe trombina	Química
Negro	Oxalatos	Plasma.	Captura calcio	Coagulación
<i>Agentes Antiglucolíticos</i>				
Gris	Yodo-acetato	Suero	Inhibe la gliceraldehído 3 fosfato deshidrogenasa	Glucosa, Ácido láctico
Gris	fluoruro	Plasma parcial	Inhibe la enolasa	glucosa
<i>Tubos especiales</i>				
Azul brillante	Sin anticoagulante	Suero	Libre de contaminantes	Oligoelementos, Metales pesados
Marrón	Sin anticoagulante	Suero	Libre de plomo	Plomo
Gris/Rojo	Separador de suero	Suero	Barrera de gel	Química
Naranja	Trombina	Suero	Aumenta velocidad de coagulación	Químicas especiales

El recipiente que aloja el espécimen, cuando se centrifuga, debe ser capaz de soportar una aceleración de 2220 g durante 10 min; el recipiente y el tapón no han de tener bordes afilados, proyecciones o rugosidades en su superficie, capaces de cortar, pinchar o raspar accidentalmente la piel de quien lo

manipule. Si se les adhiere una etiqueta, debe quedar un espacio de al menos 5 mm en el perímetro del recipiente y un espacio de 4 mm en su extremo superior. Si se utiliza algún aditivo, la concentración de este y la fecha de caducidad deben constar en la etiqueta o en el recipiente. En el caso de recipientes en el que no se ha hecho el vacío y que están destinados a utilizarse con algún aditivo, tiene que especificarse el volumen mínimo de sangre mediante una marca visible claramente en la etiqueta o en el recipiente, agregando el código de letras para el aditivo o su nombre; también debe especificarse si éstos son estériles o tienen superficies tratadas especialmente<sup>27</sup>.

Por otra parte existe el nuevo sistema **S - Monovette®** de **Sarstedt** el cual es un nuevo e innovador sistema cerrado de toma múltiple de sangre que le permite decidir, dependiendo de las condiciones de la vena de cada paciente, efectuar la toma de la muestra, utilizando el **principio de aspiración** o el **principio de vacío** (ver anexo No. 4)<sup>72</sup>.

Entre las muchas ventajas que ofrece el sistema S - Monovette® se incluyen, tapón a rosca que elimina el efecto aerosol, una graduación clara para el óptimo control del volumen, y fabricado en material plástico de máxima resistencia a impactos, alta transparencia y óptima visibilidad de la muestra. La S - Monovette® ofrece todas las ventajas de un sistema moderno de toma de muestra (ver anexo No. 4)<sup>72</sup>.

Debe adherirse una etiqueta identificativa a todos los recipientes de los especímenes, capaz de mantenerse adherida durante la refrigeración o congelación. Las etiquetas tienen que diseñarse de modo que incluyan los datos identificativos básicos del espécimen (número de identificación, nombre y ubicación), el tipo de espécimen y cuando sea necesario la hora de la recogida. El uso creciente de etiquetas con código de barras facilita enormemente la incorporación de toda la información necesaria<sup>27</sup>.

**INTERFERENCIAS.** Las sustancias solubles pueden escurrirse de los tubos y tapones, afectando profundamente el resultado de las observaciones, particularmente con referencia a los tapones que se usan en algunos dispositivos comerciales para tomar sangre. Algunas sustancias como el Tris (2 butoxietilo) provocan el desplazamiento de algunas drogas y otros analitos de sus sitios de enlace con las proteínas causando una redistribución

entre los eritrocitos y el plasma. También eliminan a los anticuerpos de sistemas revestidos de fase sólida, tales como los tubos revestidos, con lo que interfieren con la unión antígeno-anticuerpo y por lo tanto también inhibir la actividad enzimática<sup>12</sup>.

Los fabricantes de estos tubos reconocen los problemas y han intentado producir un material nuevo para tapones utilizando hules seleccionados especialmente para minimizar la interferencia. Sin embargo, siempre es recomendable que los tubos se llenen hasta el volumen indicado, para que cualquier material que se escape no se concentre en un bajo volumen; también hay que asegurarse de que la sangre esté en contacto con el tapón el tiempo mínimo. El tubo debe invertirse suavemente no más de cinco veces y las muestras no se deben mezclar por rotación<sup>12</sup>.

## ♣ RESIDUOS PELIGROSOS BIOLÓGICO- INFECCIOSOS (RPIBI) ♣

El manejo de los residuos biológico-infecciosos en los establecimientos que proporcionan asistencia médica constituyen un gran problema, por lo que es necesario el establecimiento de requisitos para su control, es por ello por lo que en México, en los últimos años, se ha estimulado la misma preocupación e igualmente se estructuró una norma que regula todos los aspectos relacionados con la basura originada en el hospital, a semejanza de la normatividad estadounidense. El fundamento de estas legislaciones se centra en el riesgo que representa para la sociedad la basura denominada **residuos peligrosos biológico-infecciosos** y, en consecuencia, se establecen lineamientos para minimizar este riesgo. El resultado de esto es un elevado costo de operación y de mantenimiento de un sistema que conviene revisar en las actuales circunstancias<sup>22</sup>.

Fuera del hospital la población en general produce abundante basura que contiene sangre o agentes patógenos, que resultan mayor a la que se origina en los hospitales. Sirva como ejemplo que del hogar se tiran a la basura municipal toneladas de pañales contaminados con gérmenes patógenos entéricos. Otro caso es el desecho de sangre en toallas higiénicas, la gran cantidad de pañuelos con microorganismos patógenos respiratorios. A pesar de estos datos, nunca se ha demostrado riesgo alguno para la comunidad por este tipo de desechos. Más aún, al analizar la cantidad de bacterias generadas en los hospitales se encontró que la basura desechada por estos tenía una proporción de gérmenes mucho menor que la proveniente de los hogares, así como también la cantidad de sangre vertida al drenaje por la población es mucho mayor que la que vierten los hospitales<sup>22</sup>.

Por lo que para adquirir el riesgo de una infección, es fundamental entender que se requieren diversos factores, y no solo es exclusivamente la existencia de un patógeno. Dichos factores son:

- ✓ Presencia de un microorganismo patógeno.
- ✓ Suficiente virulencia por parte del microorganismo.
- ✓ Suficiente dosis o inóculo



- ✓ Una puerta de entrada
- ✓ Susceptibilidad del hospedero.

Para que la infección ocurra deberán estar presentes simultáneamente todos estos factores<sup>22</sup>.

A pesar de lo anterior, en México se reguló la disposición de la basura, por lo que así se creó la NOM-087-ECOL-1997 y recientemente el anteproyecto de la NOM-087-ECOL-2000. Esta norma establece los requisitos para la separación, envasado, almacenamiento, recolección, transporte, tratamiento y disposición final de los residuos biológico-infecciosos que se generan en este tipo de establecimientos (clínicas, hospitales, centros antirrábicos, laboratorios clínicos, laboratorios de producción de agentes biológicos, de enseñanza y de investigación, tanto humanos como veterinarios)<sup>39</sup>.

## **CLASIFICACIÓN DE LOS ESTABLECIMIENTOS GENERADORES DE RESIDUOS PELIGROSOS BIOLÓGICO-INFECCIOSOS**

Para efectos de esta Norma Oficial Mexicana, los establecimientos de atención médica se clasifican como se establece en la TABLA N° 12<sup>39</sup>.

**TABLA N° 12. CLASIFICACIÓN DE LOS ESTABLECIMIENTOS DE ATENCIÓN MÉDICA<sup>39</sup>.**

NIVEL I	NIVEL II	NIVEL III
<ul style="list-style-type: none"> <li>➤ Clínicas de consulta externa y veterinarias en pequeñas especies.</li> <li>➤ Laboratorios clínicos que realicen de 1 a 20 análisis al día.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>➤ Hospitales que tengan de 1 a 50 camas.</li> <li>➤ Laboratorios clínicos que realicen de 21 a 100 análisis al día.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>➤ Hospitales con mas de 50 camas.</li> <li>➤ Laboratorios clínicos que realicen más de 100 análisis clínicos al día.</li> <li>➤ Laboratorios para la producción de biológicos.</li> <li>➤ Centros de enseñanza e investigación.</li> <li>➤ Centros antirrábicos.</li> </ul>

## **CLASIFICACIÓN DE LOS RESIDUOS PELIGROSOS BIOLÓGICO-INFECCIOSOS (RPBI).**

La norma califica de residuos peligrosos biológico-infecciosos (**RPBI**) a una larga lista que para efectos de este trabajo solo se consideran los mostrados en la siguiente TABLA N° 13<sup>39</sup>:

**TABLA N° 13. (Primera parte) CLASIFICACIÓN DE LOS RESIDUOS PELIGROSOS  
BIOLÓGICO-INFECCIOSOS<sup>39</sup>.**

<ul style="list-style-type: none"> <li>• La sangre</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>❖ Los productos derivados de la sangre, incluyendo plasma, suero y paquete globular.</li> <li>❖ Los materiales con sangre y sus derivados, aun cuando se hayan secado, así como los recipientes que los contienen o contuvieron.</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>• Los Cultivos y cepas almacenadas de agentes infecciosos.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>❑ Los cultivos generados en los procedimientos de diagnóstico e investigación, así como los generados en la producción de agentes biológicos.</li> <li>❑ Los instrumentos y aparatos para transferir, inocular y mezclar cultivos.</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>• Los patológicos.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>➤ Los tejidos, órganos, partes y fluidos corporales que se remueven durante las necropsias, la cirugía o algún otro tipo de intervención quirúrgica.</li> <li>➤ Las muestras biológicas para análisis químico, microbiológico, citológico o histológico.</li> <li>➤ Los cadáveres de pequeñas especies animales provenientes de clínicas veterinarias, centros antirrábicos o los utilizados en los centros de investigación.</li> </ul>

**TABLA N° 13. (Segunda parte) CLASIFICACIÓN DE LOS RESIDUOS PELIGROSOS BIOLÓGICO-INFECCIOSOS<sup>39</sup>.**

<ul style="list-style-type: none"> <li>• Los residuos no anatómicos derivados de la atención a pacientes y de los laboratorios.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>○ El equipo material y objetos utilizados durante la atención a humanos o animales.</li> <li>○ Los equipos y dispositivos desechables utilizados para la exploración y toma de muestras biológicas.</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>• Los objetos punzocortantes usados y sin usar.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ Los que han estado en contacto con humanos o animales o sus muestras biológicas durante el diagnóstico y tratamiento, incluyendo navajas, lancetas, jeringas, pipetas pasteur, agujas hipodérmicas, de acupuntura y para tatuaje, cajas de petri, cristalería entera o rota, porta y cubre objetos, tubos de ensayo y similares.</li> </ul>

El manejo de los RPBI consta de los siguientes pasos<sup>39</sup>:

- 1) Identificación de los residuos y de las actividades que los generen.
- 2) Envasado de los residuos generados.
- 3) Recolección y transporte interno.
- 4) Almacenamiento temporal.
- 5) Recolección y transporte externo.
- 6) Tratamiento.
- 7) Disposición final.

## IDENTIFICACIÓN Y ENVASADO.

Se deberán separar y envasar todos los residuos peligrosos biológico-infecciosos generados, de acuerdo con sus características físicas y biológico-infecciosas, conforme a la TABLA N° 14<sup>39</sup>.

**TABLA N° 14. PRESENTA EL TIPO DE ENVASE Y SU IDENTIFICACIÓN DE ACUERDO A LAS CARACTERÍSTICAS DEL RESIDUO<sup>39</sup>.**

TIPO DE RESIDUOS	ESTADO FISICO	ENVASADO	COLOR
➤ Sangre	Sólidos	Bolsa de plástico	Rojo
➤ Cultivos y cepas almacenadas o de agentes infecciosos.	Sólidos	Bolsa de plástico	Rojo
➤ Residuos no anatómicos derivados de la atención a pacientes y de los laboratorios.	Sólidos	Bolsa de plástico	Rojo
➤ Sangre	Líquidos	Recipientes herméticos	Rojo
➤ Cultivos y cepas almacenadas o de agentes infecciosos.	Líquidos	Recipientes herméticos	Rojo
➤ Residuos no anatómicos derivados de la atención a pacientes y de los laboratorios.	Líquidos	Recipientes herméticos	Rojo
➤ Patológicos	Sólidos	Bolsa de plástico	Amarillo
➤ Patológicos	Líquidos	Recipientes herméticos	Amarillo
➤ Objetos punzocortantes usados y sin usar.	Sólidos	Recipientes rígidos	Rojo

Las bolsas deberán ser de plástico, impermeables, calibre mínimo de 200 y deberán cumplir los valores mínimos de los parámetros como son la resistencia a la tensión, la elongación y la resistencia al rasgado, como lo marca dicha norma. Los materiales utilizados deberán estar libres de metales pesados y cloro, mientras que los colorantes deberán ser fisiológicamente inocuos<sup>39</sup>.

Las bolsas se llenarán al 80% de su capacidad, cerrándose antes de ser transportadas al sitio de almacenamiento y deberán tener la leyenda que indique **“PELIGRO, RESIDUOS PELIGROSOS SÓLIDOS BIOLÓGICO-INFECIOSOS”** y estar marcadas con el símbolo universal de riesgo biológico (ver ANEXO N° 6 y ANEXO N° 7) <sup>39</sup>.

Los recipientes de los residuos peligrosos punzocortantes deben ser rígidos, de polipropileno, resistentes a fracturas y pérdida del contenido al caerse, destruibles por métodos fisicoquímicos, esterilizables, con una resistencia mínima de penetración de 12.5 N (doce punto cinco Newtons) en todas sus partes y tener tapa con o sin separador de agujas y abertura para depósito con dispositivos para cierre seguro. Deben ser de color rojo y libres de metales pesados y cloro, debiendo estar etiquetados con la leyenda que indique **“PELIGRO, RESIDUOS PELIGROSOS PUNZOCORTANTES BIOLÓGICO-INFECIOSOS”** y estar marcadas con el símbolo universal de riesgo biológico (ver ANEXO N° 6 y ANEXO N° 7) de esta norma. La resistencia mínima de penetración será determinada por la medición de la fuerza requerida para penetrar los lados y la base con una aguja hipodérmica calibre 21, mediante dispositivos como el Instrón, Calibrador de fuerza Chatillón o Tensiómetro. Una vez llenos, los recipientes no deben ser abiertos o vaciados<sup>39</sup>.

Los recipientes de los residuos peligrosos líquidos deben ser rígidos, con tapa hermética, etiquetados con una leyenda que indique **“PELIGRO, RESIDUOS PELIGROSOS LÍQUIDOS BIOLÓGICO-INFECIOSOS”** y estar marcadas con el símbolo universal de riesgo biológico. (ver ANEXO N° 7) <sup>39</sup>.

## **RECOLECCIÓN Y TRANSPORTE INTERNO.**

Se destinarán carritos manuales de recolección exclusivamente para la recolección y depósito en el área de almacenamiento. Los carritos de recolección se

desinfectarán diariamente con vapor o con algún producto químico que garantice sus condiciones higiénicas. Los carritos deberán tener la leyenda: **“USO EXCLUSIVO PARA RESIDUOS PELIGROSOS BIOLÓGICO-INFECIOSOS”** y marcado con el símbolo universal de riesgo biológico<sup>39</sup>.

Los carritos no deberán rebasar su capacidad de carga durante su uso. No podrán utilizarse ductos neumáticos o de gravedad como medio de transporte interno de los residuos peligrosos biológico-infecciosos, tratados o no tratados. Se deberán establecer rutas de recolección para su fácil movimiento hacia el área de almacenamiento, el equipo mínimo de protección del personal que efectúe la recolección consistirá en uniforme completo, guantes y mascarilla o cubreboca. Si se manejan residuos líquidos se deberán usar anteojos de protección<sup>39</sup>.

## **ALMACENAMIENTO.**

Se deberá destinar un área para el almacenamiento de los residuos peligrosos biológico-infecciosos. Los residuos envasados deberán almacenarse en contenedores con tapa y rotulados con el símbolo universal de riesgo biológico, y con la leyenda **“PELIGRO, RESIDUOS PELIGROSOS BIOLÓGICO-INFECIOSOS”**. El periodo de almacenamiento temporal a temperatura ambiente estará sujeto al tipo de establecimiento, como sigue<sup>39</sup>:

- Nivel I: hasta 7 días.
- Nivel II: hasta 96 horas.
- Nivel III: hasta 48 horas.
- Los residuos patológicos, humanos o de animales deberán conservarse a una temperatura no mayor de 4°C.

El área de almacenamiento debe estar separada de las siguientes áreas: de pacientes, de visitas, cocina, comedor, instalaciones sanitarias, sitios de reunión, áreas de esparcimiento, oficinas, talleres y lavandería. Debe de estar techada y ubicada donde no haya riesgo de inundación y que sea de fácil acceso, contar con extinguidores de acuerdo al riesgo asociado, contar con muros de contención lateral y posterior con una altura mínimo de 20 cm para detener derrames, contar con señalamientos y letreros alusivos a la peligrosidad de los mismos, en lugares y

formas visibles. Contar con una pendiente del 2% en sentido contrario a la entrada. No deben existir conexiones con drenaje en el piso o cualquier otro tipo de comunicación que pudiera permitir que los líquidos fluyan del área protegida, debe tener una capacidad mínima, de tres veces el volumen promedio de residuos generados diariamente. El acceso a esta área sólo se permitirá al personal responsable de estas actividades<sup>39</sup>.

El diseño, la construcción y la ubicación de las áreas de almacenamiento temporal deberán contar con la autorización correspondiente por parte de la Secretaría de Medio Ambiente, Recursos Naturales y Pesca, a través del Instituto Nacional de Ecología<sup>39</sup>.

## **RECOLECCIÓN Y TRANSPORTE EXTERNO.**

La recolección y el transporte de los residuos, deberá realizarse conforme a lo dispuesto en el reglamento de la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente y deberá cumplir con lo siguiente<sup>39</sup>:

- Sólo podrán recolectarse los residuos que cumplan con el envasado, embalado y etiquetado o rotulado como se establece en la Norma Oficial Mexicana.
- Los residuos peligrosos biológico-infecciosos no deberán ser compactados durante su recolección y transporte.
- Los vehículos recolectores deberán ser de caja cerrada, hermética y contar con sistemas de captación de escurrimientos, además de sistemas mecanizados de carga y descarga.
- Las unidades para el transporte de residuos deberán contar con sistemas de enfriamiento para mantener los residuos a una temperatura de 4°C cuando la Secretaria del Medio Ambiente lo considere necesario.
- Los residuos peligrosos biológicos-infecciosos sin tratamiento, no deberán mezclarse con ningún otro tipo de residuos municipales como los que se muestran en el ANEXO N° 6 (letreros de residuos municipales) o de origen industrial durante su transporte.

## **TRATAMIENTO.**

o químicos. Los métodos de tratamiento serán autorizados por la Secretaría de Medio Ambiente Los residuos peligrosos biológico-infecciosos deberán ser tratados por métodos físicos y deberán cumplir los siguientes criterios generales<sup>39</sup>:

- Deberá garantizar la eliminación de microorganismos patógenos.
- Deberán volver irreconocibles a los residuos peligrosos biológico-infecciosos.
- Los residuos patológicos deben ser cremados, excepto aquellos que estén destinados a fines terapéuticos, de investigación y docencia.
- Los métodos de tratamiento deberán cumplir previo, a su autorización, un protocolo de pruebas.
- El tratamiento podrá realizarse dentro del establecimiento generador o en instalaciones específicas fuera del mismo.

## **DISPOSICIÓN FINAL.**

Una vez tratados e irreconocibles, los residuos peligrosos biológico-infecciosos se eliminarán como residuos no peligrosos ( NORMA OFICIAL) <sup>39</sup>.



## ♣ CONCLUSIONES ♣

Con base en la investigación realizada se concluye lo siguiente:

- ✓ Si no se cuenta con la información adecuada antes de realizar la flebotomía, esto trae como consecuencia molestias innecesarias al paciente, debido a posibles punciones múltiples o a la producción de hematomas, que se puedan ocasionar al paciente.
- ✓ Se puede producir el rechazo de las muestras por parte del laboratorio, debido a estar contenidas en recipientes inadecuados.
- ✓ También el rechazo puede ser ocasionado por haber sido tomadas las muestras de un lugar inadecuado.
- ✓ El rechazo de muestras por parte del laboratorio puede suceder debido a no contarse con la información adecuada con respecto al paciente o a la muestra misma.
- ✓ Las muestras también pueden perder su validez debido a no ser transportadas en el tiempo adecuado o el no haber sido transportadas en condiciones óptimas, de acuerdo a las características de cada muestra o al estudio solicitado por el médico.

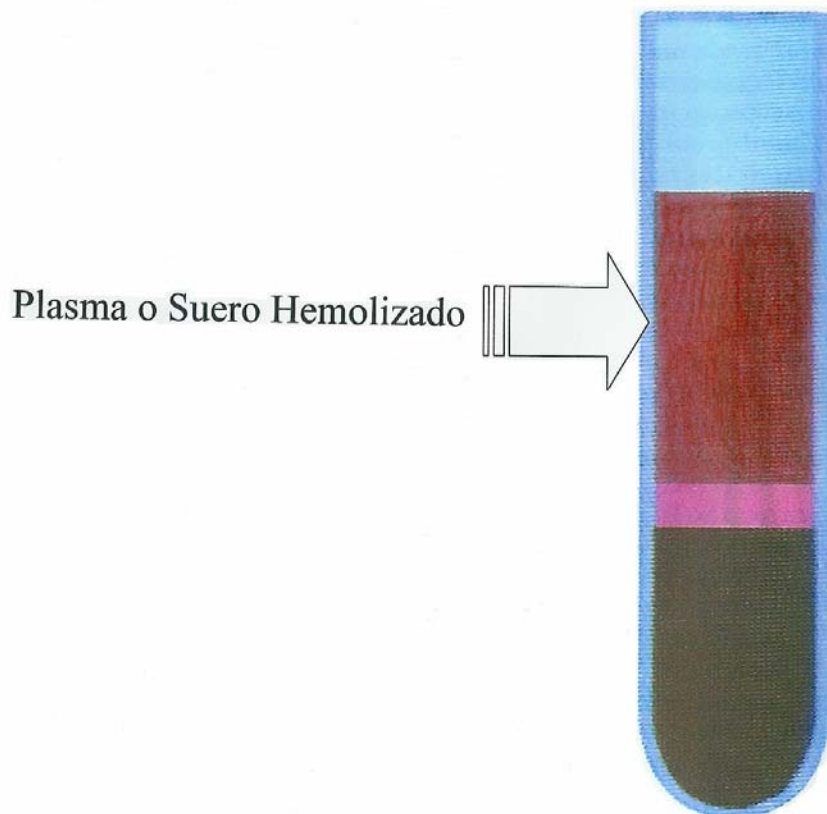
Es por ello de la importancia de estar debidamente informado de las herramientas con las que se cuenta para realizar una flebotomía, así como contar con el adiestramiento necesario, sin llegar a tener consecuencias para el paciente en primer lugar y en segundo para la muestra.

## ♣ ANEXOS ♣

### ANEXO N° 1. HEMÓLISIS.

**Hemólisis:** La ruptura de la membrana eritrocítica ocasiona que el contenido de hemoglobina se disperse en el plasma. Este proceso se denomina hemólisis. Los eritrocitos resultantes, ya sin color, se denominan “fantasmas”. Cuando se produce hemólisis, el suero o plasma adquieren un color entre rosa y rojo, como se muestra en la Figura No.60. Las sustancias que causan este efecto se conocen como agentes hemolíticos.

FIGURA N° 60. Ejemplo de la presencia de hemólisis.



## **Factores Causantes de Hemólisis.**

Los factores que son causantes de la hemólisis puede ser provocada por<sup>30,55</sup>:

1. Soluciones hipotónicas que disminuyen la concentración de sustancias en el plasma.
2. La acción de sueros sanguíneos extraños
3. Agentes como el veneno de serpiente, los productos tóxicos del metabolismo, los productos de la actividad bacteriana o sustancias inmunizantes que se producen en el interior del organismo.
4. Contaminación con detergentes, agua o reactivos residuales en los tubos y cristalería.
5. Éter o cloroformo.
6. Sales y ácidos grasos
7. Sales biliares
8. Congelamiento y descongelamiento alternos (choque térmico).
9. Alcohol amílico o saponina
10. Amoniaco u otros álcalis
11. Una incompatibilidad en una transfusión sanguínea
12. Cierta tipo de reacciones alérgicas llamadas autoinmunes
13. Centrifugación inadecuada (uso de freno, recentrifugación).

Entre otras causas que pueden producir hemólisis se cuenta la anemia hemolítica, la enfermedad hepática y las reacciones postransfusionales (sangre incompatible). Los anticuerpos se producen ocasionalmente como respuesta a una exposición a antígenos de hematíes extraños, como resultado de una transfusión o un embarazo. Si se transfunde a un paciente que tiene un anticuerpo con un componente sanguíneo que contiene el antígeno específico para este anticuerpo, Se producirá una reacción postransfusional, que dará como resultado la destrucción de los hematíes transfundidos, esto es debido a un mecanismo de hemólisis intravascular o extravascular<sup>36</sup>.

- La hemólisis intravascular consiste en una destrucción inmediata de las células transfundidas dentro del torrente circulatorio. El anticuerpo circulante entra en contacto con el antígeno específico del hematíe, formando un complejo antígeno-anticuerpo. Este complejo inicia la activación de otra proteína denominada complemento. El resultado final es el escape de la hemoglobina del interior del hematíe y por tanto, su destrucción. La destrucción de los hematíes por este mecanismo se denomina hemólisis<sup>36</sup>.

- La hemólisis extravascular consiste en un proceso, normalmente retardado, que acorta la vida media de los hematíes a largo plazo. Con frecuencia, el anticuerpo está presente en el plasma a unos niveles de concentración muy bajos y puede que no se identifique con los procedimientos utilizados habitualmente en el laboratorio de banco de sangre. Cuando se transfunden hematíes que contienen el antígeno, las células plasmáticas son estimuladas y comienzan de nuevo la producción de anticuerpos. Según entran en contacto los anticuerpos circulantes con los antígenos de los hematíes, se forman complejos antígeno-anticuerpo. El bazo retiene las células que tienen unido al anticuerpo. Otras células leucocitarias denominadas macrófagos fagocitan estos hematíes y los destruyen. El paciente puede tener una reacción postransfusional cuya gravedad varía, dependiendo del tipo particular de anticuerpo y de las cantidades de antígeno y anticuerpo presentes<sup>36</sup>.

Otra causa es la manera como se ha extraído la muestra de sangre. En la punción venosa la hemólisis puede producirse<sup>36,33,32,20,7,6</sup>:

- ✓ Si se utiliza una aguja demasiado fina Para extraer un gran volumen.
- ✓ Si se fuerza el paso de la sangre por la aguja hacia el tubo, produciéndose a menudo espuma y consiguientemente hemólisis.
- ✓ Si se fuerza el paso de la sangre desde una jeringa a un tubo cuando la sangre comienza a coagularse.
- ✓ Si se agita el tubo con demasiada energía, al momento de mezclar con el anticoagulante, en lugar de invertirse suavemente.
- ✓ Si se extrae sangre de un hematoma.
- ✓ Si se tira con demasiada fuerza del embolo de la jeringa.
- ✓ Si se centrifugan las muestras de sangre antes de que estén completamente coaguladas.
- ✓ Si la piel esta humedecida con exceso de antiséptico
- ✓ Humedad en la jeringa, en la aguja o en el tubo para la muestra.
- ✓ Si se mantiene el torniquete demasiado tiempo
- ✓ En el trasvase de la sangre, se puede producir hemólisis al fluir la sangre de la aguja al tubo o al contacto con el aire, por lo que se procurara que fluya lentamente de la jeringa a las paredes del tubo.
- ✓ La separación del coágulo de las paredes del tubo, debe efectuarse una sola vez.
- ✓ Hay que evitar la centrifugación excesiva.
- ✓ Debe evitarse la refrigeración o calefacción de la sangre recién obtenida antes de su coagulación.

En las micromuestras de sangre, la hemólisis puede producirse<sup>36:</sup>”

- Si se dejan residuos de alcohol sobre la piel y se mezclan con la sangre de la muestra.
- Si se aprieta demasiado fuerte el talón o el dedo, lo que puede producir una ruptura de los hematíes.

La hemólisis en la sangre de los recién nacidos puede ser mayor que la de los adultos, debido al aumento de la fragilidad de los hematíes y a los niveles elevados del hematocrito. Cualquiera que sea la causa de la hemólisis, el efecto es elevar artificialmente la concentración de las variables analíticas del suero, que están presentes en alta concentración en las células de la sangre. Por otra parte, para las sustancias que existen en los glóbulos rojos en concentraciones muy bajas, la hemólisis provoca un efecto de dilución de los componentes del suero.

Las variables analíticas cuya concentración se ve muy afectada por la hemólisis son<sup>36,32,20:</sup>

- |                      |                           |
|----------------------|---------------------------|
| • Bilirrubina.       | Algunas enzimas como:     |
| • Cloruro.           | * Fosfatasa ácida         |
| • Colesterol.        | * Fosfatasa alcalina.     |
| • Fósforo.           | * Deshidrogenasa láctica. |
| • Haptoglobina.      |                           |
| • Hierro.            |                           |
| • Proteínas Totales  |                           |
| • Albúmina           |                           |
| • Lípidos            | *** Norepinefrina         |
| • Calcio             | *** Renina                |
| • Triglicéridos      | *** Aldosterona           |
| • Potasio            |                           |
| • Magnesio           |                           |
| • Fósforo Inorgánico |                           |

Este fenómeno no requiere hemólisis visible y puede resultar simplemente del contacto prolongado entre las células y el suero antes de su separación. Puede haber fuga de enzimas y de potasio sin que haya pérdida visible de hemoglobina por los eritrocitos. Además de la alteración de la concentración de sustancias por la hemólisis, la hemoglobina por sí misma puede causar interferencias metodológicas<sup>20</sup>. Los eritrocitos que han perdido su hemoglobina son incoloros y no actúan como transportadores de oxígeno<sup>36,2</sup>.

**Prevención de la hemólisis:** La hemólisis de muestras de sangre capilar puede ser evitada, utilizando lancetas afiladas de 2-3 mm que producen heridas limpias por punción, permitiendo a la sangre salir libremente. Para evitar la hemólisis de sangre venosa deben emplearse agujas lisas, de buena calidad, afiladas y de larga medida (20 o más) para penetrar la vena sin excesivo trauma. La jeringa debe estar seca, y el espécimen debe ser obtenido por suave succión. El torniquete no tiene por que estar tenso también y debe soltarse antes de que la sangre sea aspirada. Si se necesita suero, no decantar el coágulo ni centrifugar la sangre hasta que se haya formado un buen coágulo. La aguja debe separarse de la jeringa antes de que el espécimen sea transvasado a un tubo de ensayo. La transferencia debe ser lenta, con la mínima agitación y sin formación de burbujas o espuma. Si se utiliza un anticoagulante, debe ser mezclado con la sangre suave y lentamente por inversión. Si no puede hacerse el análisis antes de una a tres horas, no debe dejarse la muestra destapada a la temperatura ambiente. Se tapa y se guarda en refrigeración, salvo si existen aglutininas en este caso mantener la muestra en baño maría. No deben congelarse las muestras, porque los eritrocitos se hemólisan durante el recalentamiento. Hay que asegurarse de que todas las soluciones con las cuales se realizan diluciones o mezclas sean isotónicas. La utilización de tubos al vacío elimina muchos de los factores que causan la hemólisis<sup>5,9,22</sup>.

**NOTA IMPORTANTE:** Si no se puede evitar la hemólisis conviene reseñar en los resultados “suero hemolizado<sup>33</sup>”.

## **ANEXO N° 2. PRUEBA DE ALLEN.**

**PRUEBA DE ALLEN:** Esta prueba se utiliza en los casos en los cuales se opta por la elección de la arteria radial para la extracción de la muestra y consiste en que antes de puncionar se debe confirmar la presencia de una circulación colateral adecuada a través de la arteria cubital, como se muestra en la FIGURA N° 61<sup>36,50</sup>.

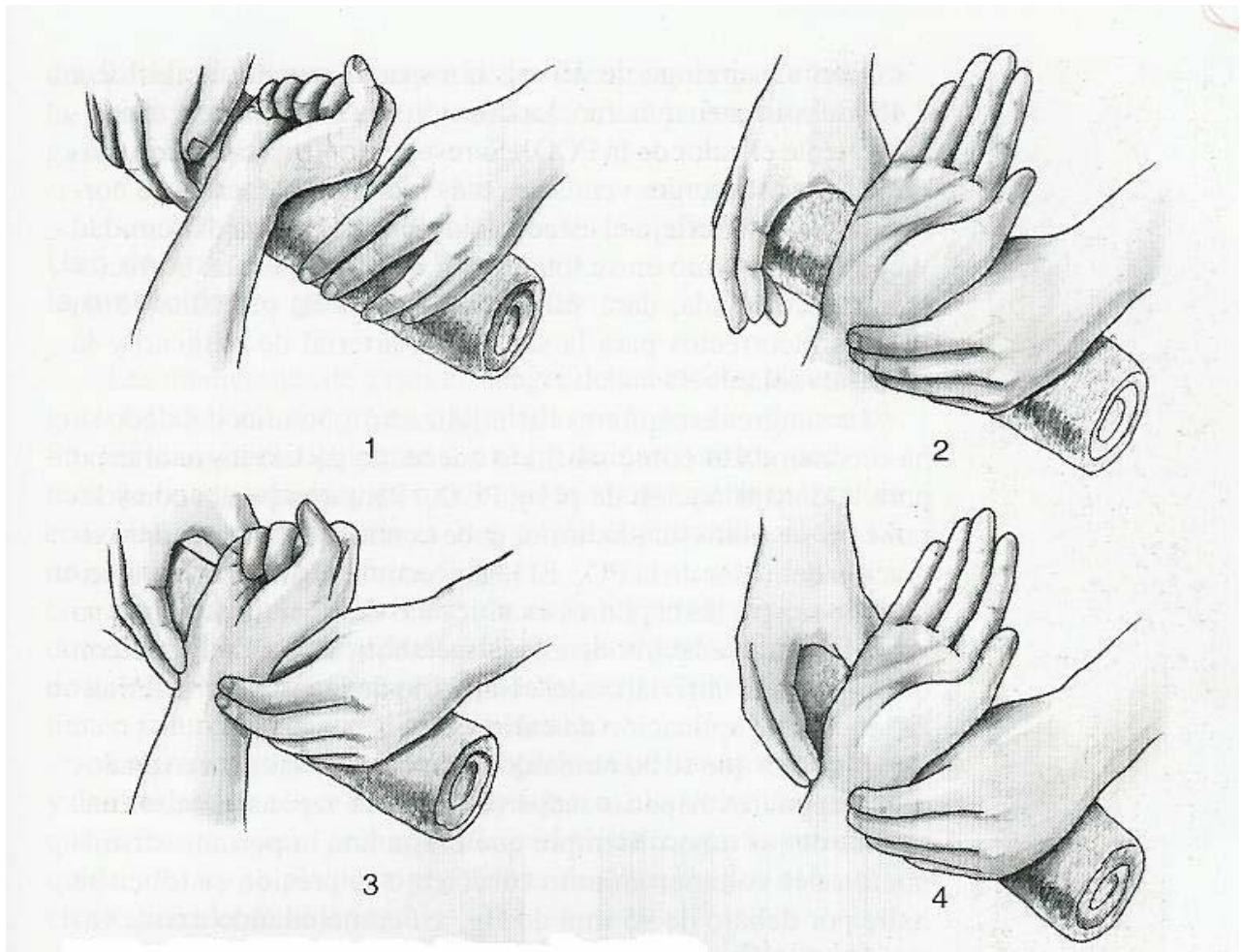
### **Secuencia de la Prueba<sup>22,36,48,50</sup>:**

1. El brazo del paciente debe de estar en abducción, con la palma de la mano hacia arriba y la muñeca extendida formando un ángulo de unos 30°, para estirar y fijar los tejidos blandos sobre los ligamentos firmes y el hueso.
2. Apoyar la muñeca del paciente sobre una toalla enrollada, y se le pedirá que cierre firmemente la mano.
3. Si se cuenta con ayuda disponible, colocar a la persona de forma que coja el brazo firmemente con una mano bajo el codo y la otra sobre la palma de la mano, después de colocar el brazo del paciente en posición.
4. En este momento el flebotomista, con sus dedos índice y medio, ejercerá presión en las arterias, radial y cubital, hasta que interrumpa la circulación en las dos arterias.
5. Sin quitar los dedos se le pedirá al paciente que abra y cierre la mano rápidamente hasta que se advierta que la palma y los dedos palidecen, ya que se ha disminuido la circulación al apretar.
6. En caso de que el paciente esté inconsciente o que por alguna razón no pueda flexionar los dedos, después de ocluir las dos arterias eleve la mano para advertir la palidez, y después de masaje en la palma.
7. Se quitará la presión ejercida sobre la arteria cubital y se pedirá al paciente que abra y extienda los dedos. Si la arteria señalada funciona adecuadamente, el color rosa aparecerá en la palma en unos 5 a 15 segundos, debido a que se restituye la irrigación, tiempo que la sangre de

la arteria cubital tarda en rellenar el lecho capilar vacío, aunque la arteria radial esté aún ocluida.

8. Si la arteria cubital no suministra sangre a toda la mano de forma adecuada, por lo que, no ocurre la recuperación del color y los dedos comienzan a contraerse – test de Allen negativo- posiblemente no sea adecuada la circulación de la arteria radial, por lo que no es recomendable utilizar dicha arteria (radial) como lugar de punción y en este caso conviene practicar la prueba de Allen en la otra muñeca.
9. Si la prueba de Allen es positiva, puede utilizarse este brazo.
10. Esta prueba asegura una circulación colateral en el caso de que llegase a ocluirse la arteria radial como consecuencia de la manipulación<sup>50</sup>.

**FIGURA N° 61. Secuencia de la prueba de "ALLEN"<sup>22</sup>.**

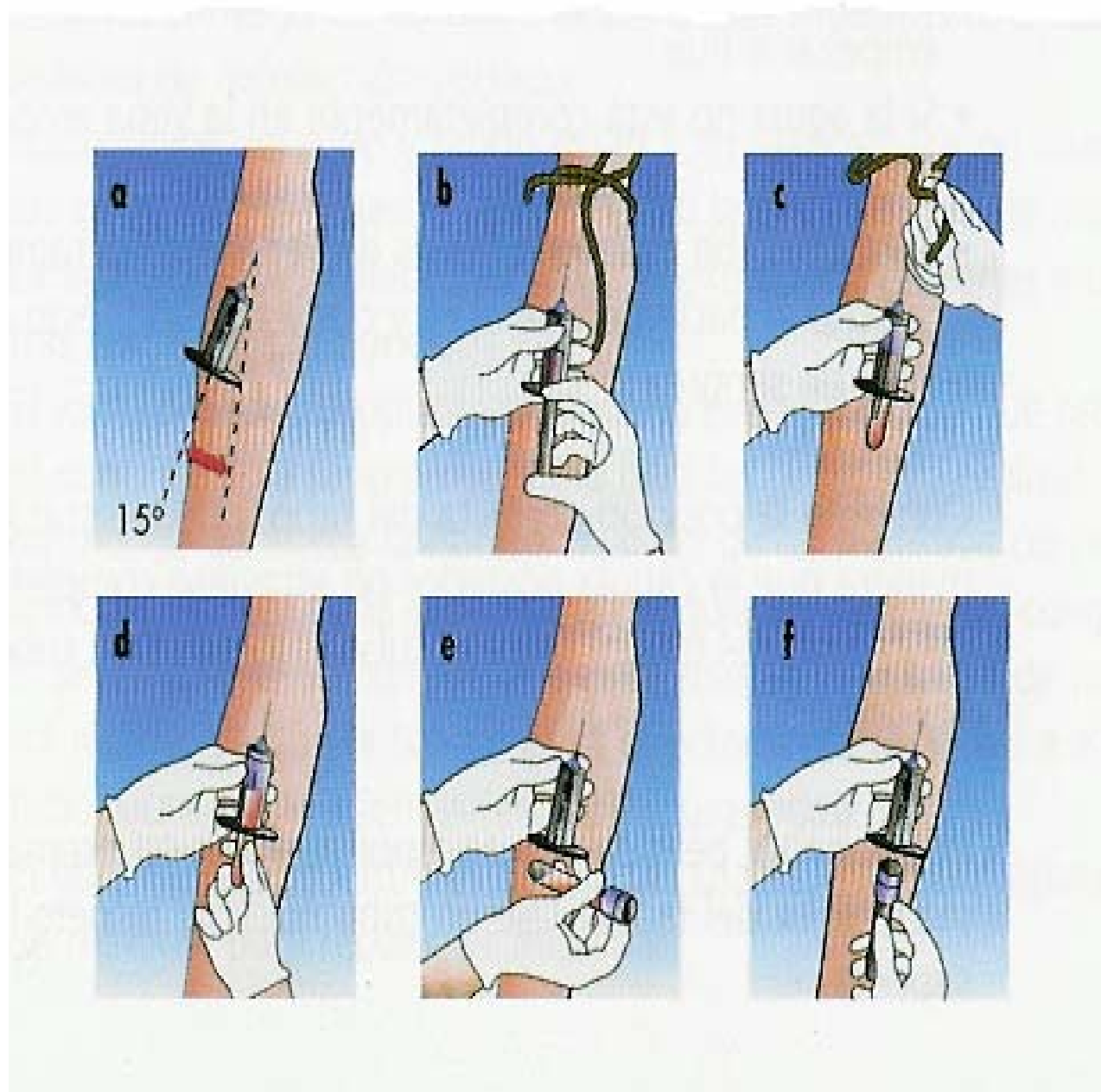




# **ANEXO NO. 3. PROCEDIMIENTO DE EXTRACCIÓN CON EL SISTEMA BD VACUTAINER<sup>71</sup>.**

1. Rompa el sello de seguridad de la aguja sin quitar el protector de la misma. Colóquelo en el soporte.
2. Inserte el tubo en el soporte asegurándose que la aguja quede en el centro del tapón y que el tubo no pase la marca horizontal del soporte ya que perdería el vacío.
3. Aplique el torniquete y limpie el sitio seleccionado para la venopunción con una solución antiséptica. No toque el área de la punción venosa después de limpiarla.
4. Perfore el tubo presionándolo más allá de la marca horizontal del soporte.
5. En caso de haber sido utilizado, afloje el torniquete tan pronto como la sangre comience a fluir dentro del tubo.
6. Una vez que el tubo se ha llenado en su totalidad, retírelo.
7. Coloque los siguientes tubos en el soporte perforando los tapones para iniciar el drenado de sangre, de la misma forma que con el primero. Retire la aguja una vez que haya llenado todos los tubos requeridos.
8. Invierta los tubos con aditivo de 8 a 10 veces. No los agite. El mezclar vigorosamente puede producir hemólisis.
9. Tan pronto el último tubo haya sido llenado retírelo y posteriormente retire la aguja de la vena y presione el sitio de la venopunción con una gasa seca, manteniéndola en su lugar.
10. Ver la FIGURA N° 62.

**FIGURA N° 62. Secuencia de Procedimiento de Extracción con el Sistema BD Vacutainer<sup>71</sup>.**



## ANEXO NO. 4. MATERIALES NECESARIOS PARA LAS EXTRACCIONES DE SANGRE<sup>71</sup>.

### ❖ Accesorios.

- ❑ Holders y adaptadores BD Vacutainer Torniquetes Stretch pronto.



### ❖ Recolección de sangre capilar

- ❑ Lancetas metálicas y lancetas automáticas.



□ **Tubos Microtainer**

**Tubos Microtainer para recolección de sangre capilar**

Aditivo y capacidad	Presentación
Gel separador 800ul	Oro
Gel separador 800ul	Ambar y oro
EDTA K2 250-500ul	Lavanda

**Tubo Microtainer con tapón Microgard**

Aditivo y capacidad	Presentación
Gel separador 800ul	Oro
Ninguno 900ul	Rojo
Heparina de litio y gel 400-600ul	Verde
Gel separador 800ul	Ambar y oro
EDTA K2 250-500ul	Lavanda
Extensor para tubo	

□ **Tubos capilares para Microhematocrito.**

**Tubos capilares de plástico para Microhematocrito**

Aditivo
Heparina 75mmx1.1mm
Ninguno 75mmx1.1mm





## ❖ Recolección de sangre venosa.

### □ Agujas BD Vacutainer y Adaptador Luer.



**Agujas Vacutainer para toma múltiple**

Descripción	Presentación
Toma múltiple 22x38mm	Negra
Toma múltiple 22x25mm	Negra
Toma múltiple 21x38mm	Verde
Toma múltiple 21x25mm	Verde
Toma múltiple 20x25mm	Amarilla
Toma múltiple 20x38mm	Amarilla

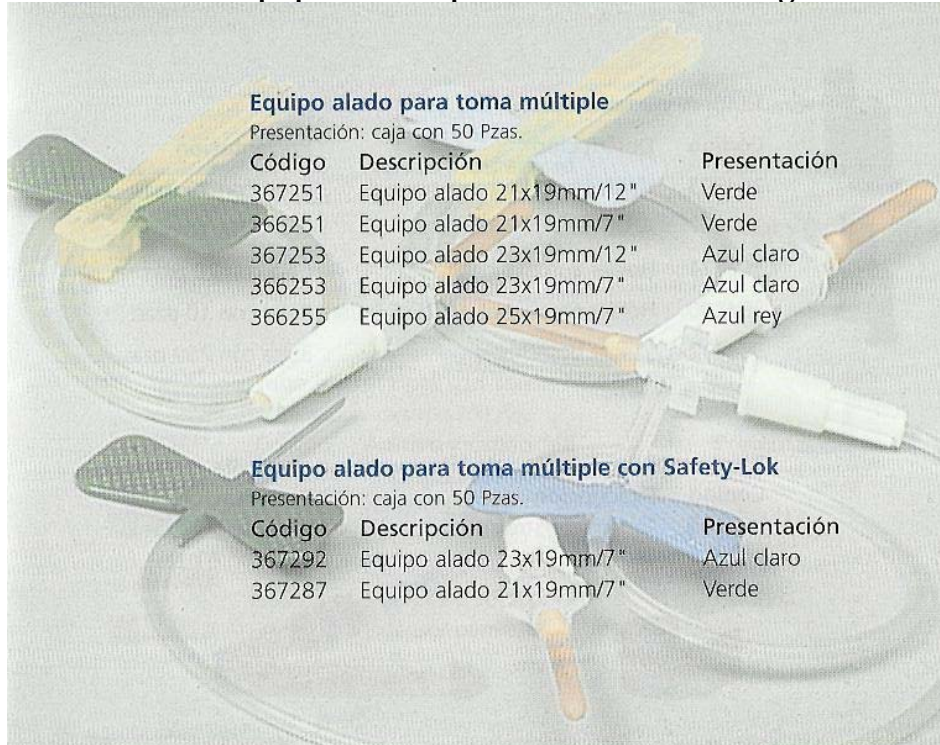
**Aguja Eclipse para toma múltiple**

Descripción	Presentación
Toma múltiple 21x31mm	Verde
Toma múltiple 22x31mm	Negra

**Adaptador Luer para toma múltiple en líneas intravenosas**

Descripción	Presentación
Toma múltiple	Azul rey

### □ Equipos alados para recolección de sangre.



**Equipo alado para toma múltiple**  
Presentación: caja con 50 Pzas.

Código	Descripción	Presentación
367251	Equipo alado 21x19mm/12"	Verde
366251	Equipo alado 21x19mm/7"	Verde
367253	Equipo alado 23x19mm/12"	Azul claro
366253	Equipo alado 23x19mm/7"	Azul claro
366255	Equipo alado 25x19mm/7"	Azul rey

**Equipo alado para toma múltiple con Safety-Lok**  
Presentación: caja con 50 Pzas.

Código	Descripción	Presentación
367292	Equipo alado 23x19mm/7"	Azul claro
367287	Equipo alado 21x19mm/7"	Verde

- **Tubo color rojo sin aditivo. Tubo al vacío para recolección de sangre. Determinaciones en suero en química clínica, serología y banco de sangre.**

<b>Rojo</b> Sin Aditivo	<b>BD Vacutainer</b> Tubo al vacío para recolección de sangre. Determinaciones en suero en química clínica, serología y banco de sangre.
----------------------------	---

BD Vacutainer tubo de vidrio con tapón convencional			
	Aditivo	Vol.	Tamaño
	Siliconizado	3ml	10.25x64mm
	Siliconizado	5ml	13x75mm
	Siliconizado	7ml	13x100mm
	Siliconizado	10ml	16x100mm
	Sin silicón	7ml	13x100mm
	Sin silicón	10ml	16x100mm



BD Vacutainer tubo de vidrio con tapón hemogard			
	Aditivo	Vol.	Tamaño
	Siliconizado	7ml	13x100mm
	Siliconizado	5ml	13x75mm


BD Vacutainer Plus tubo de plástico con tapón hemogard			
	Aditivo	Vol.	Tamaño
	Activador de coagulación	4ml	13x75mm
	Activador de coagulación	6ml	13x100mm

- **Tubos color lavanda con EDTA. Tubos al vacío para recolección de sangre. Determinaciones de hematología en sangre total.**



<b>Lavanda</b> EDTA	<b>BD Vacutainer</b> Tubo al vacío para recolección de sangre. Determinaciones de hematología en sangre total.
------------------------	---

BD Vacutainer tubo de vidrio con tapón convencional			
	Aditivo	Vol.	Tamaño
	EDTA-K <sub>3</sub> sol.15%	3ml	10.25x64mm
	EDTA-K <sub>3</sub> sol.15%	5ml	13x75mm

BD Vacutainer tubo de vidrio con tapón hemogard			
	Aditivo	Vol.	Tamaño
	EDTA-K <sub>3</sub> sol.15%	5ml	13x75mm




  

BD Vacutainer Plus tubo de plástico con tapón hemogard			
	Aditivo	Vol.	Tamaño
	EDTA-K <sub>2</sub>	4ml	13x75mm
	EDTA-K <sub>2</sub>	6ml	13x100mm



- Tubos color Azul con citrato de sodio interior siliconizado en concentración de 3.8% y 3.2%. Tubos al vacío para recolección de sangre. Pruebas de coagulación.

<b>Azul</b> Citrato de sodio interior siliconizado concentración 3.8% y 3.2%	<b>BD Vacutainer</b> Tubo al vacío para recolección de sangre. Pruebas de coagulación
---	--

	<b>BD Vacutainer tubo de vidrio con tapón convencional</b>		
	Aditivo	Vol.	Tamaño
	Citrato de sodio 0.129M (3.8%)	2.7ml	10.25x64mm
	Citrato de sodio 0.129M (3.8%)	1.8ml	10.25x47mm
	<b>BD Vacutainer tubo de vidrio con tapón hemogard</b>		
	Aditivo	Vol.	Tamaño
	Citrato de sodio 0.129M (3.8%)	4.5ml	13x75mm
	<b>BD Vacutainer Plus tubo de plástico con tapón hemogard</b>		
	Aditivo	Vol.	Tamaño
	Citrato de sodio 0.109M (3.2%)	1.8ml	13x75mm
	Citrato de sodio 0.109M (3.2%)	2.7ml	13x75mm

- Tubos color Oro y Rojo/Gris (SST). Tubo al vacío para recolección de sangre. Determinaciones en suero para química clínica, serología y banco de sangre.

Oro  <b>SST</b>  Rojo/Gris	<b>BD Vacutainer</b> Tubo al vacío para recolección de sangre. Determinaciones en suero para química clínica, serología y banco de sangre.
--	---

	<b>BD Vacutainer tubo de vidrio con tapón convencional</b>		
	Aditivo	Vol.	Tamaño
	Gel y activador de coagulación	6ml	13x100mm
	Gel y activador de coagulación	9.5ml	16x100mm
	<b>BD Vacutainer tubo de vidrio con tapón hemogard</b>		
	Aditivo	Vol.	Tamaño
	Gel y activador de coagulación	6ml	13x100mm
	<b>BD Vacutainer tubo de plástico con tapón hemogard</b>		
	Aditivo	Vol.	Tamaño
	Gel y activador de coagulación	5ml	13x100mm
	Gel y activador de coagulación	3.5ml	13x75mm

□ Tubos al vacío para recolección de sangre para pruebas especiales.

**Pruebas Especiales**
**BD Vacutainer**  
Tubo al vacío para recolección de sangre.



**BD Vacutainer tubo de vidrio con tapón convencional**

Aditivo	Vol.	Tamaño
ACD Solución A	8.5ml	16x100mm
ACD Solución B	6ml	13x100mm

Para estudios morfológicos de las células sanguíneas en procedimientos de banco de sangre.



**BD Vacutainer tubo de vidrio con tapón convencional**

Aditivo	Vol.	Tamaño
Citrato de sodio	4ml	13x100mm
Heparina de sodio	8ml	16x1125mm

Tapón CPT con gel separador, anticoagulante y ficol, para estudios morfológicos de las células sanguíneas en procedimientos de banco de sangre.



**BD Vacutainer tubo de vidrio con tapón hemogard**

Aditivo	Vol.	Tamaño
Trombina 10 unidades	7ml	13x100mm

Para determinaciones en plasma en química clínica y en urgencias.



**BD Vacutainer tubo de vidrio con tapón hemogard**

Aditivo	Vol.	Tamaño
Gel separador y heparina de litio	6ml	13x100mm

Tapón PST para determinaciones en plasma en química clínica y serología.



Aditivo	Vol.	Tamaño
Heparina de sodio	7ml	13x100mm
Silicón	7ml	13x100mm

Para determinaciones de elementos en traza.



**BD Vacutainer Plus tubo de plástico con tapón hemogard**

Aditivo	Vol.	Tamaño
EDTA-K2 Gel separador	5ml	13x100mm

Para obtener plasma no diluido y estandarizado para pruebas de diagnóstico molecular. **Carga Viral.**



Aditivo	Vol.	Tamaño
EDTA/ NaF	2ml	13x75mm
Oxalato de potasio/NaF	6ml	13x100mm

Para determinaciones de glucosa en plasma cuando se busque inhibición glucolítica.






Aditivo	Vol.	Tamaño
K2 EDTA 5.4 mg	3 ml	13x75mm

Para determinaciones de elementos en traza. **Plomo.**



- Tubos de color verde con heparina de sodio/litio. Tubo al vacío para recolección de sangre. Determinaciones en plasma en química clínica y serología.

<b>Verde</b> Heparina de sodio/litio	<b>BD Vacutainer</b> Tubo al vacío para recolección de sangre. Determinaciones en plasma en química clínica y serología.
---	---

	<b>BD Vacutainer tubo de vidrio con tapón convencional</b>			
	Aditivo	Vol.	Tamaño	
	Heparina de sodio 72 USP	3ml	10.25x64mm	
	<b>BD Vacutainer tubo de vidrio con tapón hemogard</b>			
	Aditivo	Vol.	Tamaño	
	Heparina de sodio 72 USP	5ml	13x75mm	
	Heparina de sodio 72 USP	7ml	13x100mm	
	<b>BD Vacutainer Plus tubo de plástico con tapón hemogard</b>			
	Aditivo	Vol.	Tamaño	
	Heparina de litio 90 USP	6ml	13x100mm	

## ❖ Recolección de sangre para determinación de gases arteriales.


- Jeringas para gases arteriales. Para determinaciones en sangre total de gases arteriales y química clínica.

**Jeringa para gasometría marca vacutainer**

Aditivo	Capacidad
Heparina de litio balanceada	1ml con aguja 25x16
Heparina de litio balanceada	3ml con aguja 23x25

**Características:**

- Llenado automático precalibrado
- No manipulación una vez en arteria (confort para el paciente)
- Visualización de que estas en arteria
- Conveniente para pacientes con baja presión arterial



La Heparina de litio es de excelente solubilidad, evita el efecto de dilución de la muestra.

## ❖ Sistema Monovette para Toma de Sangre<sup>72</sup>.

# La Nueva S-Monovette®

Un sistema de toma de sangre tan individual como sus pacientes



Principio de aspiración



Principio de vacío

### Usted decide:

Sarstedt es un nuevo e innovador sistema cerrado de toma múltiple de sangre que le permite decidir, dependiendo de las condiciones de la vena de cada paciente, efectuar la toma de la muestra, utilizando el **principio de aspiración** o el **principio de vacío**.

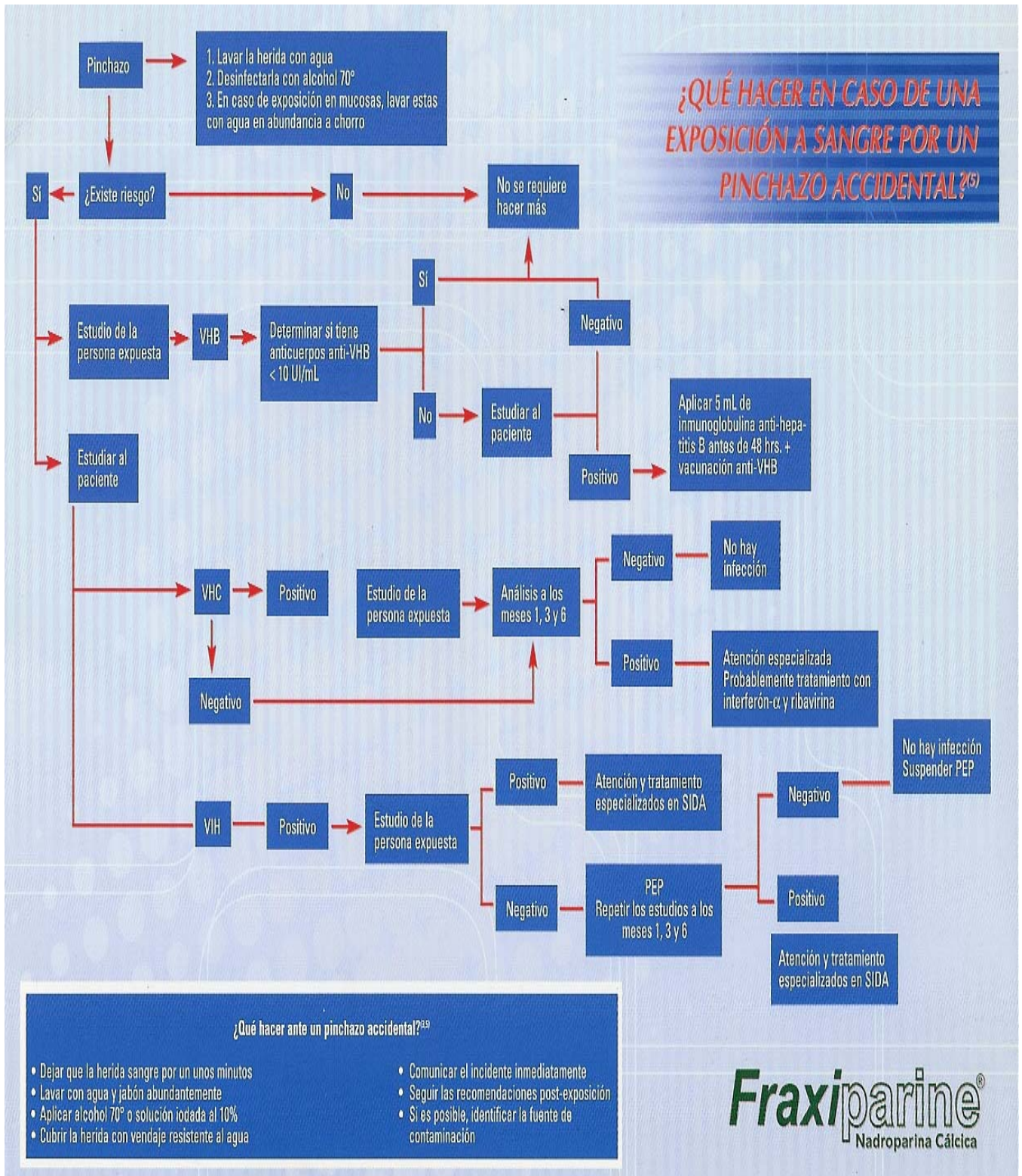
Entre las muchas ventajas que ofrece el sistema S-Monovette® se incluyen, tapón a rosca que elimina el efecto aerosol, una graduación clara para el óptimo control del volumen, y fabricado en material plástico de máxima resistencia a impactos, alta transparencia y óptima visibilidad de la muestra. La S-Monovette® ofrece todas las ventajas de un sistema moderno de toma de muestra de sangre.



Sarstedt México S.de R.L.de C.V. · C/Emiliano Zapata 21A-2 · Col. San Jerónimo Tepetlaco  
09450 - TLALNEPANTLA · Tel: 55 8501 1577 · Fax: 55 8501 1578



# ANEXO NO. 5. PREVENCIÓN DE PINCHAZOS ACCIDENTALES<sup>76,77,78</sup>.



# ANEXO NO. 6. RESIDUOS PELIGROSOS BIOLÓGICO-INFECCIOSOS (RPBI)<sup>74,75</sup>.

➤ Ejemplo de Letreros de Residuos Peligrosos Biológico-Infecciosos.





➤ **Ejemplo de Letreros de Residuos Peligrosos  
Biológico-Infeciosos.**



➤ **Ejemplo de Letreros de punzocortantes.**





➤ **Ejemplo de Letreros de punzocortantes.**



➤ **Ejemplos de Recolectores para agujas y  
Punzocortantes<sup>22</sup>**

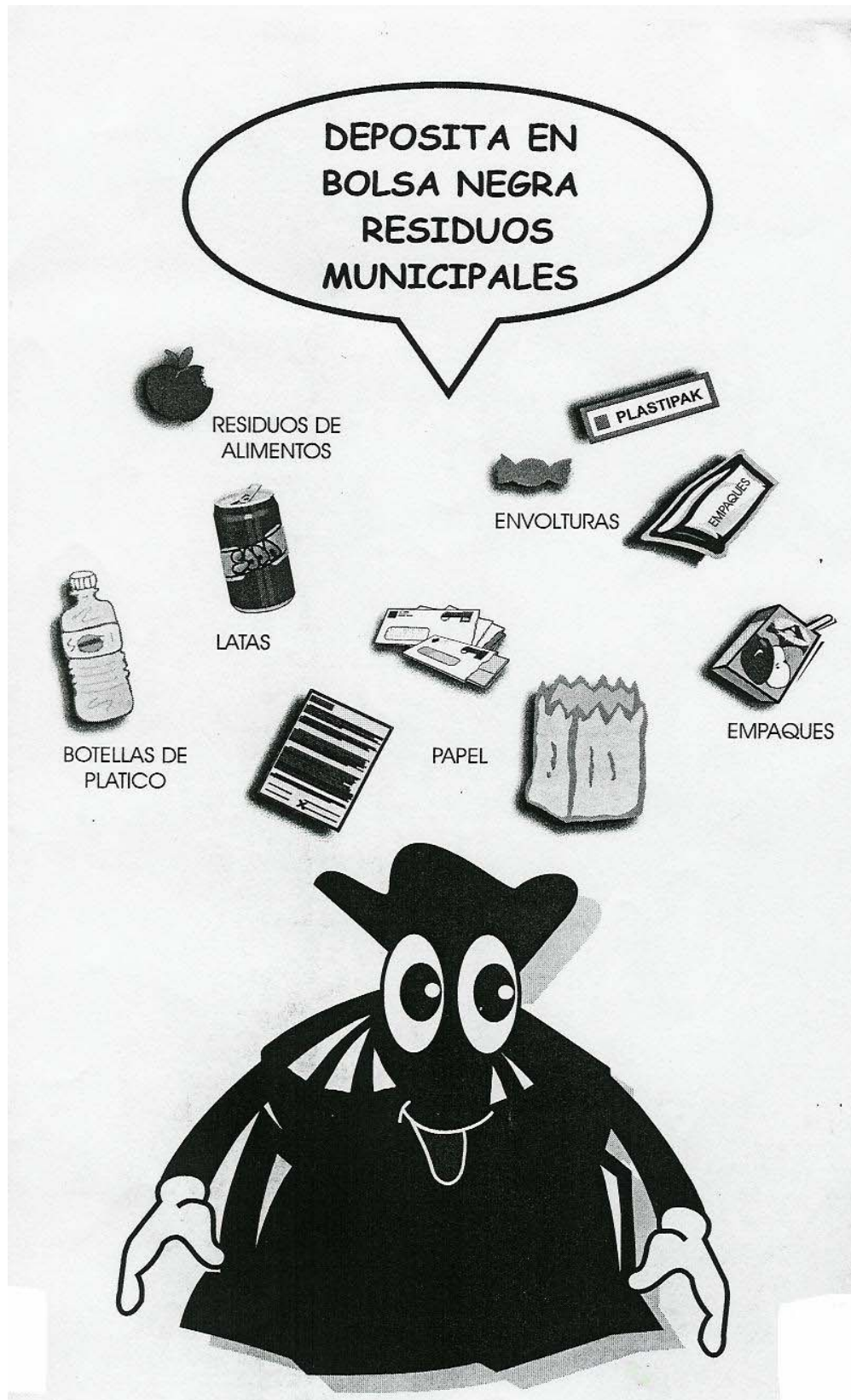




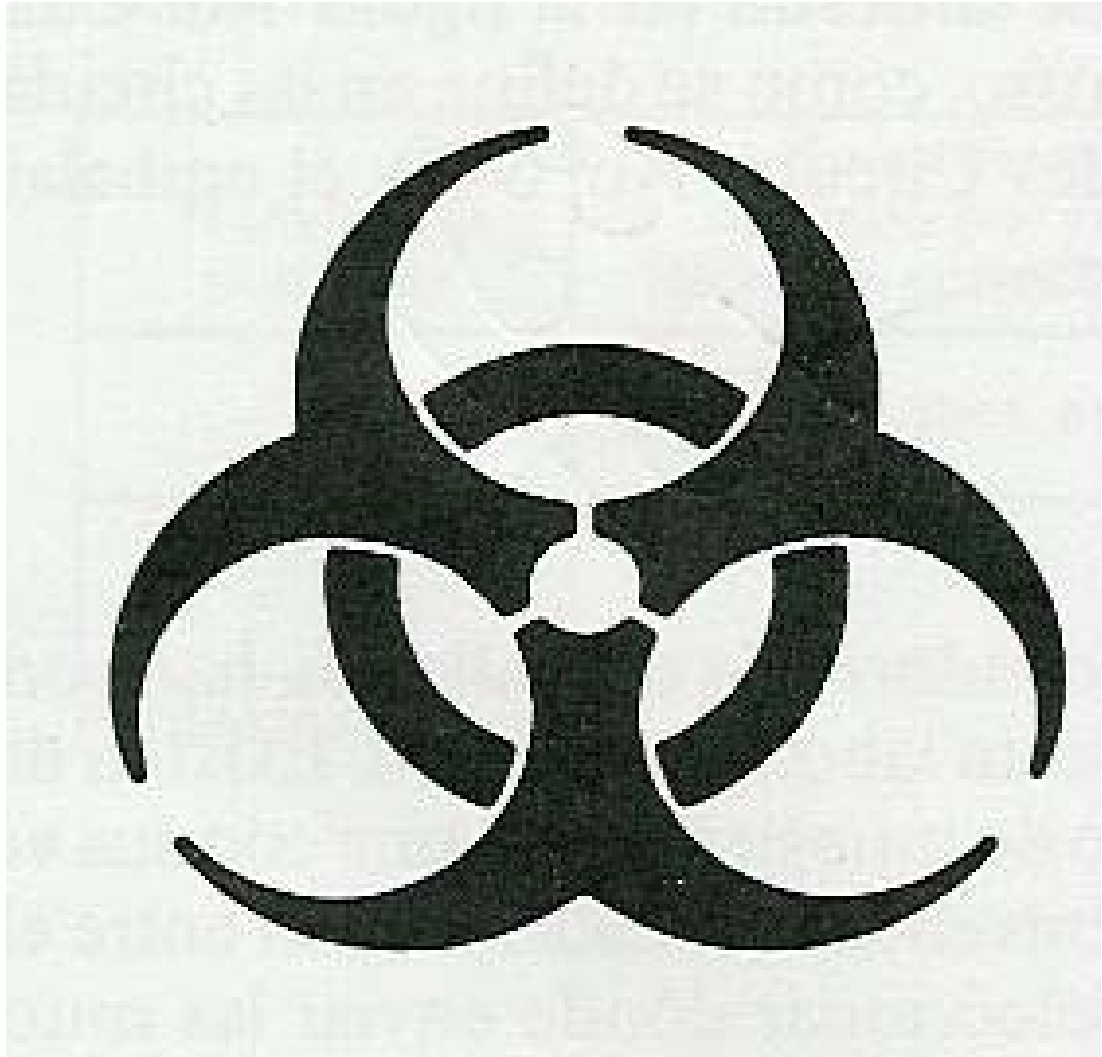
➤ **Letreros de Residuos Derivados de Sangre  
(Sangre líquida, Plasma, Leucos).**



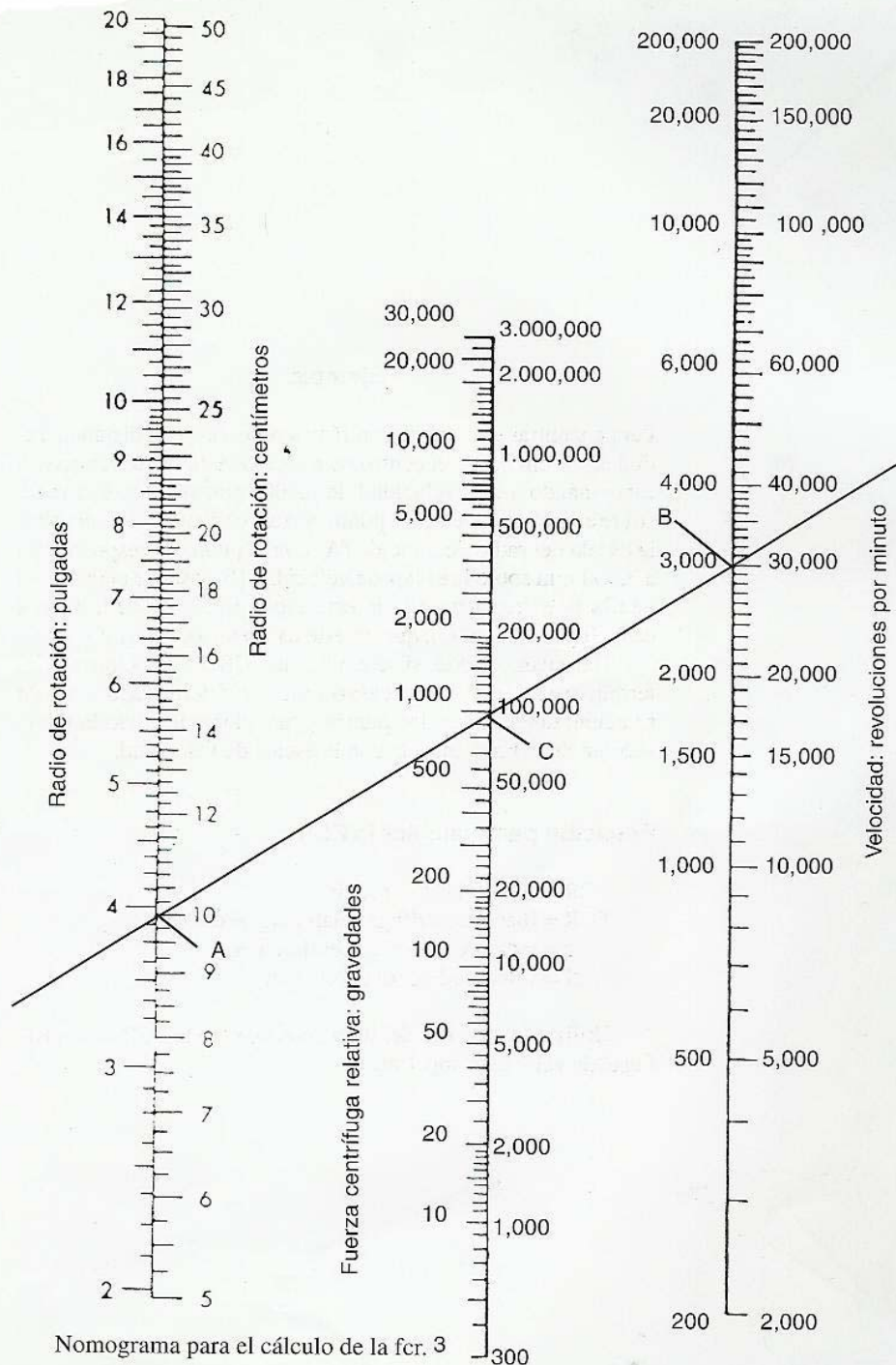
➤ **Ejemplo de Letrero de Residuos Municipales.**



**ANEXO NO. 7. SÍMBOLO UNIVERSAL  
DE RIESGO BIOLÓGICO<sup>36</sup>.**



# ANEXO NO 8. NOMOGRAMA PARA EL CÁLCULO DE LA FCR<sup>22</sup>.



## ♣ BIBLIOGRAFÍA ♣

1. BARGMANN W. HISTOLOGÍA Y ANATOMÍA MICROSCÓPICA HUMANAS. 2ª ed. BARCELONA: LABOR; 1964. p: 270
2. MILLER MA, LEAVELL LC. MANUAL DE ANATOMÍA Y FISIOLOGÍA. 2ª ed. MÉXICO D F: LA 'PRENSA MEDICA MEXICANA; 1992. p. 367-411
3. GARDNER WD, OSBURN WA. ANATOMÍA HUMANA. 3ª ed. MÉXICO D F: NUEVA EDITORIAL INTERAMERICANA; 1981. p. 321-326
4. TODD WR, MASON HS, VAN BRUGGEN JT. BIOQUÍMICA MEDICA. 4ª ed. MÉXICO D F: INTERAMERICANA; 1969. p. 420-422
5. SONNENWIRTH AC, LARETT L, (GRADWOHL). MÉTODOS Y DIAGNÓSTICOS DEL LABORATORIO CLÍNICO. TOMO I. 8ª ed. BUENOS AIRES: MEDICA PANAMERICANA; 1988. p. 577-584
6. HENRY JB. DIAGNOSTICO Y TRATAMIENTO CLÍNICO POR EL LABORATORIO. 9ª ed. MÉXICO D F: EDICIONES CIENTÍFICAS Y TÉCNICAS; 1994. p. 69-573
7. CORBETT JV. PRUEBAS DE LABORATORIO Y DIAGNÓSTICOS DE ENFERMERÍA. BARCELONA: EDICIONES DOYMA; 1990.
8. GONZÁLEZ DE BUITRAGO JM. TECNOLOGÍA Y MÉTODOS DEL LABORATORIO CLÍNICO. MÉXICO D F: SALVAT; 1992. p. 31-41
9. BAUER JD. ANÁLISIS CLÍNICOS MÉTODOS E INTERPRETACIÓN. BARCELONA: EDITORIAL REVERTE; 1986. p. 29-33
10. JACOB SW, ASHWORTH FRANCONI C, LOSSOW WJ. ANATOMÍA Y FISIOLOGÍA HUMANA. 4ª ed. MÉXICO D F: NUEVA EDITORIAL PANAMERICANA Mc GRAW-HILL; 1982. p. 353-365
11. LYNCH MJ, RAPHAEL SS, MELLOR LD, SPARE PD, INWOOD MJH. MÉTODOS DE LABORATORIO. Vol I. 2ª ed. MÉXICO D F: NUEVA EDITORIAL INTERAMERICANA; 1988. p. 703-707
12. BOQUET JIMÉNEZ E, CASTILLO DE SÁNCHEZ ML, CÁCERES DE MASELLI AL, DYBKAER R, ESCUTIA V, FRANZINI C, JEFFERS DM, MAIZOTE D, Mc CLATCHEY KD, Mc QUEEN MJ, REJ R, RUIZ-ARGÜELLES A, RUIZ-ARGÜELLES GJ, TERRES-SPEZIALE AM, TIBURCIO H, WILDE CE. MEJORÍA CONTINUA DE LA CALIDAD ( GUÍA PARA LOS LABORATORIOS CLÍNICOS DE AMÉRICA LATINA). MÉXICO D F: EDITORIAL MEDICA PANAMERICANA; 1995. p. 27-49



13. HERNÁNDEZ MÉNDEZ JT, GARCÍA CANO RAMOSE, GIONO CEREZO S, APARICIO OZORES G. BACTERIOLOGÍA MEDICA DIAGNOSTICA. 2<sup>a</sup> ed. GUADALAJARA: EDICIONES CUELLAR; 2003. p. 193-195
14. BALANDRANO CORTES S, BLANCARTE L, CABALLERO SERVIN A, ESCOBAR GUTIÉRREZ A, GIONO CEREZO S, GONZÁLEZ BONILLA C, ET. AL. MANUAL DE TÉCNICAS DE LABORATORIO ( VIROLOGÍA Y BACTERIOLOGÍA ). VOL 1. MÉXICO D F: INSTITUTO NACIONAL DE REFERENCIA EPIDEMIOLÓGICA. SECRETARÍA DE SALUD ( SSA ); 1995. p. 5-142
15. FARRERAS VALENTI P, CASTILLO R, ESTAPE J, FOZ M, LIENCE E, MONSERRAT E, REVERT LL, URBANO-MÁRQUEZ A. MEDICINA INTERNA. 13<sup>a</sup> ed. MADRID: HARCOURT-BRACE; 1998. p. 710-711
16. KONEMAN EW, ALLEN SD, JANDA WM, SCHRECKENBERGER PC, WINN WC. DIAGNOSTICO MICROBIOLÓGICO (TEXTO Y ATLAS A COLOR), 5<sup>a</sup> ed. BUENOS AIRES: EDITORIAL MEDICA PANAMERICANA; 1999. p. 154-163
17. GARRIDO VIALLET L. ANÁLISIS CLÍNICOS (MANUAL DEL LABORANTE), 2<sup>a</sup> ed. MADRID: EDITORIAL MARBAN; 1991. p. 5, 6, 24
18. MURALI D. CONTROL DE CALIDAD EN LOS LABORATORIOS CLÍNICOS, BARCELONA: EDITORIAL REVERTE; 1982. p. 10 – 15
19. ADELBERG EA, AUSTRIAN R, BACHRACH HL, BARKLEY WE, BURNET JP, FLEMING DO. BIOSAFETY IN THE LABORATORY (PRUDENT PRACTICES FOR THE HANDLING AND DISPOSAL OF INFECTIOUS MATERIALS, WASHINGTON DC: NATIONAL ACADEMY PRESS; 1994. p. 18-25
20. KAPLAN LA, PESCE AJ. QUÍMICA CLÍNICA (TÉCNICAS DE LABORATORIO FISIOPATOLOGÍA – MÉTODOS DE ANÁLISIS), BUENOS AIRES: EDITORIAL MEDICA PANAMERICANA; 1986. p. 50 – 58
21. AGUR AMP, LEE MJ. GRAN ATLAS DE ANATOMÍA, 9<sup>a</sup> ed. MADRID: EDITORIAL MEDICA PANAMERICANA; 1994
22. VILLATORO LM. OBTENCIÓN DE MUESTRAS SANGUÍNEAS DE CALIDAD ANALÍTICA (MEJORÍA CÓNTRINUA DE LA ETAPA PREAMALÍTICA), MÉXICO DF: EDITORIAL MEDICA PANAMERICANA; 2001
23. RÍOS OLIVERA GE. MANUAL DE PRACTICAS PARA EL LABORATORIO DE ANÁLISIS BIOQUÍMICO CLÍNICO I, MÉXICO DF: FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA; 1998. p. 1 – 17
24. FARIAS MARTÍNEZ. GASOMETRÍA (EQUILIBRIO ÁCIDO BASE EN LA CLÍNICA), MÉXICO DF: EL MANUAL MODERNO; 1999. p. 37-41

25. PATIÑO JF, GASES SANGUÍNEOS (FISIOLOGÍA DE LA RESPIRACIÓN E INSUFICIENCIA RESPIRATORIA AGUDA), 6<sup>a</sup> ed. BOGOTA: EDITORIAL MEDICA PANAMERICANA; 1998
26. SHAPIRO BA, PERUZZI WT, KOZLOWSKI – TEMPLIN R. MANEJO CLÍNICO DE LOS GASES SANGUÍNEOS, 5<sup>a</sup> ed. BUENOS AIRES: EDITORIAL MEDICA PANAMERICANA; 1996
27. FUENTES AX, CASTAÑEIRAS LMJ, QUERALTÓ CJM. BIOQUÍMICA CLÍNICA Y PATOLOGÍA MOLECULAR. Vol II. 2<sup>a</sup> ed. BARCELONA: EDITORIAL REVERTÉ; 1998. p. 585 – 623
28. KRUPP MA, TIERNEY LM, JAWETZ E, ROE RL, CAMARGO CA. MANUAL DE DIAGNOSTICO CLÍNICO Y DE LABORATORIO. 8<sup>a</sup> ed. MÉDICO DF: EL MANUAL MODERNO; 1986. p. 137 – 138
29. BRAY WE. MÉTODOS DE LABORATORIO CLÍNICO, 2<sup>a</sup> ed. TABASCO: UNIÓN TIPOGRÁFICA EDITORIAL HISPANO AMERICANA; 1955. p. 75 – 76
30. QUARANTA JF, PESCE A, CASSUTO JP. ABC DE EL HEMOGRAMA DE LA LECTURA AL DIAGNOSTICO. BARCELONA: MASSON; 1991. p. 20 – 24
31. TALASKA FISCHBACH F. MANUAL DE PRUEBAS DIAGNOSTICAS. 3<sup>a</sup> ed. MÉXICO DF: INTERAMERICANA Mc GRAW – HILL; 1989. p. 14 – 16
32. GARB S. LABORATORIO EN LA PRACTICA MEDICA. 3<sup>a</sup> ed. BARCELONA: EDITORIAL ESPAXS; 1965. p. 35 – 38
33. DÍAZ PORTILLO J, FERNÁNDEZ DEL BARRIO MT, PAREDES SALIDO F. ASPECTOS BÁSICOS DE BIOQUÍMICA CLÍNICA. MADRID: EDICIONES DÍAZ DE SANTOS; 1997. p. 6 – 9
34. HEPLER OE. MANUAL PRÁCTICO DE ANÁLISIS CLÍNICOS. BARCELONA: LABOR; 1965. p. 40 – 41
35. CARTWRIGHT GE. EL LABORATORIO EN EL DIAGNÓSTICO HEMATOLÓGICO. 4<sup>a</sup> ed. BARCELONA: EDITORIAL CIENTÍFICO – MEDICA; 1973. p. 25 – 29
36. SLOCKBOWER JM, BLUMENFELD TA. TOMA DE MUESTRAS PARA ANÁLISIS CLÍNICOS (GUÍA PRÁCTICA). BARCELONA: LABOR; 1986. p. 15 – 99
37. DEVAUX G, CROCKETT R, JOUZIER E, BRACHET – LIERMAIN A, RUFFIE A. TÉCNICAS DE BIOQUÍMICA CLÍNICA. BARCELONA: EDITORIAL JIMS; 1974. p. 256 – 257
38. NORMA OFICIAL MEXICANA NOM – 166 – SSA1 – 1997, PARA LA ORGANIZACIÓN Y FUNCIONAMIENTO DE LOS LABORATORIOS CLÍNICOS.
39. NORMA OFICIAL MEXICANA NOM – 087 – ECOL – 1995, QUE ESTABLECE LOS REQUISITOS PARA LA SEPARACIÓN, ENVASADO, ALMACENAMIENTO,

RECOLECCIÓN, TRANSPORTE, TRATAMIENTO Y DISPOSICIÓN FINAL DE LOS RESIDUOS PELIGROSOS BIOLÓGICO – INFECCIOSOS QUE SE GENERAN EN ESTABLECIMIENTOS QUE PRESTEN ATENCIÓN MÉDICA.

40. HIPÓLITO V. GARANTÍA DE CALIDAD EN EL LABORATORIO CLÍNICO. BOGOTA: EDITORIAL PANAMERICANA (FORMAS E IMPRESOS); 1993
41. BRIAN ROTHERY. ISO 9000, ISO 14000.
42. HUERTA JIMÉNEZ MA Y COL. ATENCIÓN MEDICA. 1997; 10, (2): 3 – 4. PUNZOCORTANTES EN UN HOSPITAL DE TERCER NIVEL.
43. POLDER JA, RIS GF, WUGOFSKI LS. PRECAUCIONES PARA EL SIDA EN EL CONSULTORIO. ATENCIÓN MÉDICA, 1990 MAYO, 3(5): 49.
44. TODD – SANFORD, DAVIDSOHN. DIAGNÓSTICO Y TRATAMIENTO CLÍNICOS POR EL LABORATORIO. TOMO I. 8ª ed. BARCELONA: SALVAT EDICIONES; 1988
45. SPEICHER CE, SMITH JW. ELECCIÓN DE LAS PRUEBAS DE LABORATORIO MÁS CONVENIENTES. MÉXICO DF: EL MANUAL MODERNO; 1987
46. HAINLINE A. GARANTÍA DE CALIDAD: ASPECTOS TEÓRICOS Y PRÁCTICOS. CONTROL DE CALIDAD EN EL LABORATORIO, 1990, 3 (6): 17
47. VOLKOW P. Y COL. ENF. INFECC. Y MICROBIOL. ORGANO DE LA ASOCIACIÓN MEXICANA DE INFECTOLOGÍA Y MICROBIOLOGÍA AC. 1999; (1) 1-4. BASURA HOSPITALARIA: COMENTARIOS SOBRE SUS RIESGOS Y SU REGULACIÓN.
48. HAMILTON HK, ROSE MB. DIAGNÓSTICO CLÍNICO. MÉXICO D F: NUEVA EDITORIAL INTERAMERICANA; 1985.
49. ROSENSTEIN E, ROSENSTEIN Y. DICCIONARIO DE ESPECIALIDADES BIOQUÍMICAS. 2ª ed. BARCELONA: EDITORIAL PLM; 1986.
50. ASIMOV I. EL RÍO VIVIENTE. MÉXICO D.F: LIMUSA NORIEGA EDITORES; 1994.
51. BALCELLS A. LA CLÍNICA Y EL LABORATORIO. 12ª ed. MÉXICO D. F.: EDITORIAL MARÍN; 1981.
52. DOCUMENTO H1 – A4, TUBOS AL VACÍO Y ADITIVOS PARA LA COLECCIÓN DEL ESPÉCIMEN DE SANGRE; ESTÁNDAR APROBADO. NCCLS, EE.UU., 1996.
53. MOODY JR, LINDSTROM RN: “SELECTION AND CLEARING OF PLASTIC CONTAINERS FOR STORAGE OF TRACE ELEMENTS SAMPLE”, ANAL. CHEM. 49 (1977), 2264 – 2267.
54. DOCUMENTO H18 – A, PROCEDIMIENTOS PARA EL MANEJO Y PROCESAMIENTO DE ESPECIMENES SANGUÍNEOS, NCCLS, EE.UU., 1990.
55. GUDER WG, NARAYANAN S, WISSER H, ZAWTA B. SAMPLES: FROM THE PATIENT TO THE LABORATORY. THE IMPACT OF PREANALYTICAL VARIABLES ON THE QUALITY OF LABORATORY RESULTS; GIT VERLAG; 1996.



56. CHÁVEZ DE NOVOA L. CONTROL DE CALIDAD. MÉXICO D.F: EL MANUAL MODERNO; 1988.
57. JONES JD: FACTOR THAT AFFECT CLINICAL LABORATORY VALVES, J. OCCUP. MED. 22 (1980), 316.
58. NATIONAL COMMITTEE FOR CLINICAL LABORATORY STANDARDS: ATANDARD PROCEDURES FOR THE COLLECTION OF DIAGNOSTIC BLOOD SPECIMENS BY VENIPUNCTURE, ADOPTED STANDARD: H3 – A. NCCLS, 771 EAST LANCASTER AVENUE, VILLANOVA, 1980.
59. MEITES, LEVITT SM, BLUMENFELD TA, HAMMOND KB, HICKS JM, HILL GJ, SHERWIN JE, SMITH EK: “SKIN PUNCTURE AND BLOOD COLLECTING TECHNIQUE FOR INFANTS”, CLIN. CHEM. 25 (1979), 183 – 189.
60. DOCUMENTO H14 – A2, DISPOSITIVOS PARAL LA RECOLECCIÓN DE LOS ESPECIMENES SANGUÍNEOS POR PERFORACIÓN SUPERFICIAL, ESTÁNDAR APROBADO, NCCLS, EE.UU., 1990.
61. DOCUMENTO H4 – A3, PROCEDIMIENTOS PARA LA RECOLECCIÓN DE LOS ESPECIMENES SANGUÍNEOS DE DIAGNOSTICO POR PERFORACIÓN SUPERFICIAL; ESTÁNDAR APROBADO, NCCLS, EE.UU., 1991.
62. DOCUMENTO H3 – A4, PROCEDIMIENTOS PARA LA RECOLECCIÓN DE LOS ESPECIMENES SANGUÍNEOS DE DIAGNOSTICO POR VENOPUNCIÓN; ESTÁNDAR APROBADO, NCCLS, EE.UU., 1998.
63. GAST LR, SCACCI R, MILLER WF: THE EFFECT OF HEPARIN DILUTION ON HEMOGLOBIN MEASUREMENT FROM ARTERIAL BLOOD SAMPLES, RESPIR. CARE. 23 (1978), 149 – 154.
64. MUELLER RG, LANG GE, BEAM JM; BUBBLES IN SAMPLES FOR BLOOD GAS DETERMINATIONS: A POTENCIAL SOURCE OF ERROR, AM. J. CLIN. PATHOL.,65 (1976), 242 – 249.
65. ELLIS H; ANATOMY FOR ANESTHETIST, ANAESTHESIA, 16 (1961), 235 – 240.
66. NATIONAL COMMITTEE FOR CLINICAL LABORATORY STANDARDS (NCCLS): STANDARD FOR THE PERCUTANEOUS COLLECTION OF AFTERIAL BLOOD FOR LABORATORY ANALYSIS, VILLANOVA, PENSILVANIA, NCCLS, EE. UU., 1980.
67. DOCUMENTO C27 – A, CONSIDERACIONES PREANÁLITICAS PARA LOS GASES SANGUÍNEOS, RECOLECCIÓN DEL ESPÉCIMEN, CALIBRACIÓN Y MEDIOS, NCCLS, EE.UU., 1993.
68. DOCUMENTO H11 – A2, RECOLECCIÓN PERCUTÁNEA DE SANGRE ARTERIAL PARA EL ANÁLISIS DEL LABORATORIO, ESTÁNDAR APROBADO, NCCLS, EE.UU., 1992.

69. RUIZ GR, AGUILAR LR, ARIZPE BD, GARCÉS JE, GARCÍA HA, GÓMEZ DA, GÓMEZ DR, GUERRERO FP. FUNDAMENTOS DE INTERPRETACIÓN CLÍNICA DE LOS EXÁMENES DE LABORATORIO. MÉXICO D F: EDITORIAL MÉDICA PANAMERICANA S A DE C V; 2004.
70. BANNISTER LH, BERRY MM, COLLINS P, DYSON M, DUSSEK JE, FERGUSON MW. ANATOMÍA DE GRAY (BASES ANATÓMICAS DE LA MEDICINA Y LA CIRUGÍA), 38ª ed, EDITORIAL HARCOURT; TOMO II, MADRID, 2001.
71. CATALOGO, BD VACUTAINER (LÍNEA DE PRODUCTOS DE SISTEMAS DE RECOLECCIÓN DE MUESTRAS); MATERIAL PARA USO EXCLUSIVO DE LA FUERZA DE VENTAS: 2002.
72. SUPLEMENTO DE BIOQUÍMIA NOTICIAS DE LA AMBC, ASOCIACIÓN MEXICANA DE BIOQUÍMICA CLÍNICA, No. 88, MARZO – ABRIL;2004.
73. DURFORT MC, MERCADE NS. NATURA (EL CUERPO HUMANO). 3ª ed. BARCELONA: EDICIONES JOVER; 1979.
- 73(A). HUERTA JIMÉNEZ MA, ROMERO OLIVEROS C, BÁEZ MARTÍNEZ R,VAZQUEZ DE LA SERNA A, RANGEL FRAUSTO S, PONCE DE LEÓN S. TRÍPTICO SOBRE PROCEDIMIENTOS PARA LA PREVENCIÓN Y CONTROL DE INFECCIONES HOSPITALARIAS (LAVADO DE MANOS),EDITADO Y PRODUCIDO PARA GLAXO WELLCOME MÉXICO, S. A. DE C. V. POR COMUNICACIONES CIENTÍFICAS MEXICANAS, S. A. DE C. V.; MÉXICO D. F., 1998.
74. Rusell P. Reducing the incidence of needlestick injuries. Prof Nurse 1997;12(4):275-278.
75. [http://www.library.ucla.edu/libraries/biomed/his/blood/bloodimg/man\\_l.gif](http://www.library.ucla.edu/libraries/biomed/his/blood/bloodimg/man_l.gif)
76. [http://www.nlm.nih.gov/medlineplus/spanish/ency/esp\\_imagepages/10026.htm](http://www.nlm.nih.gov/medlineplus/spanish/ency/esp_imagepages/10026.htm)
77. American Nurses Association en [www.nursingworld.org](http://www.nursingworld.org)
78. Centers for Disease Control and Prevention en [www.cdc.gov](http://www.cdc.gov)
79. Occupational and Safety Health Administration (OSHA) en [www.osha-slc.gov](http://www.osha-slc.gov) y [www.osha-slc/SLTC/needle-stick/index.html](http://www.osha-slc/SLTC/needle-stick/index.html)
80. Nursing Facts; From the American Nurse Association. [www.needlestick.org/readroom/fsneedle.htm](http://www.needlestick.org/readroom/fsneedle.htm).
81. OMGE Practice Guideline: Needlestick Injury and Accidental Exposure to Blood. [www.omge.org/guidelines/omgennedlestickguide-line.htm](http://www.omge.org/guidelines/omgennedlestickguide-line.htm)