

exbio

DryFlowEx TBNK 6-color 50 testes | Cat. N.º ED7736



Instruções de Utilização (PT)

Versão: ED7736_IFU_v5_PT

Data de emissão: 17-04-2025

Símbolos utilizados na etiquetagem do dispositivo

	Dispositivo médico de diagnóstico in vitro		Limites de temperatura
	Marca CE de conformidade Número de identificação do órgão notificado		Manter afastado da luz solar
	Fabricante		Manter em local seco
	Identificador Único de Dispositivo		Cuidado
	Consultar instruções de utilização		Não reutilizar
	Contém o suficiente para <n> testes		Contém <n> tubos de ensaio de uso único
	Número de catálogo		Conteúdos
	Código de lote		Marca UKCA
	Data de validade		

1. Finalidade prevista

O DryFlowEx TBNK 6-color destina-se à deteção e contagem de populações e subconjuntos de linfócitos no sangue total humano por citometria de fluxo.

O que é detetado e/ou medido

O dispositivo DryFlowEx TBNK 6-color deteta e mede as percentagens relativas e as contagens absolutas de células T (CD3+), células B (CD3-CD19+), células NK (CD3-CD16+56+), subconjuntos de células T auxiliares/indutoras (CD3+CD4+) e células T supressoras/citotóxicas (CD3+CD8+) humanas.

Função do dispositivo

O dispositivo foi concebido para a avaliação imunológica de pacientes normais e pode ajudar no diagnóstico de pacientes com, ou suspeitos de terem, imunodeficiência.

Contexto do estado fisiológico ou patológico

As frequências das populações de linfócitos medidas pelo dispositivo podem ser afetadas por várias condições patológicas e são úteis na avaliação de:

- Células T auxiliares/indutoras CD3+/CD4+ na monitorização do VIH ^(1, 5, 9, 11)
- Células T citotóxicas CD3+/CD8+ em infeções virais e imunodeficiências hereditárias ^(3, 4, 13, 14, 17, 19)
- Células B CD3-/CD19+ em doenças autoimunes ^(6, 8)
- Células NK CD3-/CD16+56+ na imunidade inata e nas deficiências imunológicas ^(15, 16)

Tipo de ensaio

Não automatizado

Quantitativo

Tipo de espécime requerido

Amostra de sangue total periférico humano anticoagulado

População de teste

Não se destina a uma população específica.

2. Utilizador pretendido

O dispositivo destina-se apenas a uso profissional em laboratório. Não para testes próximos dos pacientes ou autoteste.

Requisitos de qualificação

O utilizador previsto deve possuir conhecimentos especializados de ponta em análise de citometria de fluxo de células humanas, técnicas laboratoriais padrão, incluindo técnicas de pipetagem, manipulação segura e adequada de espécimes derivados do corpo humano.

O utilizador previsto deve cumprir a norma EN ISO 15189 ou outras disposições

nacionais, quando aplicável.

3. Princípio de análise

O princípio da análise baseia-se na detecção da ligação de um anticorpo monoclonal a uma molécula específica (antígeno) expressa por determinados glóbulos humanos. Os anticorpos monoclonais utilizados na análise são marcados com diferentes fluorocromos que são excitados por um feixe de laser de um citómetro de fluxo durante a aquisição de uma amostra de sangue corada com anticorpos. A fluorescência subsequente (emissão de luz) de cada fluorocromo presente num glóbulo adquirido é recolhida e analisada pelo instrumento. A intensidade da fluorescência é diretamente proporcional à densidade de expressão do antígeno numa célula tornando possível separar diferentes subconjuntos de células.

4. Reagente(s) fornecido(s)

Conteúdos

O dispositivo DryFlowEx TBNK 6-color é suficiente para 50 análises e é fornecido com o seguinte reagente:

TBNK 6-color ED7736-1 (10 saquetas). Cada saqueta é constituída por 5 tubos de uso único com tampa contendo uma combinação pré-misturada de reagentes marcados com fluorocromo secos com os ingredientes estabilizadores como uma camada no fundo dos tubos de ensaio (12 x 75 mm); Ver Tabela 1.

Kit de Compensação TBNK 6-color ED7736-2 (1 saqueta) contendo 6 tubos de uso único com tampa, cada um contendo um único reagente marcado com fluorocromo (ver Tabela 1) seco com os ingredientes estabilizadores como uma camada no fundo do tubo (12 x 75 mm).

CUIDADO: O Kit de Compensação TBNK 6-color C destina-se exclusivamente à preparação da compensação. Os reagentes marcados com um único fluorocromo (ver Tabela 1) permitem um procedimento de compensação fácil e exato.

Composição

Tabela 1 Descrição dos ingredientes ativos do TBNK 6-color

Antígeno	Fluorocromo	Clone	Isótipo
CD3	FITC	UCHT1	IgG1
CD16	PE	3G8	IgG1
CD56	PE	LT56	IgG2a
CD45	PerCP-Cy™5.5	MEM-28	IgG1
CD4	PE-Cy™7	MEM-241	IgG1
CD19	APC	LT19	IgG1
CD8	APC-Cy™7	LT8	IgG1

5. Materiais necessários, mas não incluídos

Solução de lisagem de eritrócitos EXCELLYSE Easy, Cat. N.º ED7066

Células de controlo do processo (Streck CD-Chex Plus®, Cat. N.º 213323 ou controlo equivalente de células lisáveis)

Solução salina tamponada com fosfato (PBS 1X), pH 7.2 – 7.4

6. Equipamento necessário

Pipeta automática com pontas descartáveis (20 – 100 µl) para pipetagem de espécimes

Dispensador de líquidos ou pipeta com pontas descartáveis (0.5 – 2 ml) para dispensar a solução de lisagem de eritrócitos

Dispensador de líquidos ou pipeta com pontas descartáveis (0.2 – 0.5 ml) para dispensar PBS

Misturador Vortex

Centrifugadora com adaptadores de rotor adequados para tubos de fundo redondo de 12 x 75 mm

Analizador hematológico (para contagens absolutas de células) capaz de efetuar contagens de glóbulos brancos (leucócitos) e de linfócitos por µl de amostra.

Citómetro de fluxo com duas fontes de excitação a laser (488 nm e ~635 nm), detetores para espalhadores, filtros óticos e detetores de emissões apropriados para recolher sinais dos fluorocromos indicados na Tabela 2.

Tabela 2 Característica espectral do fluorocromo utilizado no dispositivo

Fluorocromo	Excitação [nm]	Emissões [nm]
FITC	488	525
PE	488	576
PerCP-Cy™5.5	488	695
PE-Cy™7	488	780
APC	630 – 640	660
APC-Cy™7	630 - 640	780

AVISO: O dispositivo foi testado em citómetros de fluxo BD FACSCanto™ II (BD Biosciences), DxFLEX (Beckman Coulter) e Sysmex XF-1600™ (Sysmex Corporation).

7. Armazenamento e manuseamento

Armazenar a 20-30 °C.

Evitar a exposição prolongada à luz.

Manter seco.

CUIDADO: Produto sensível à humidade. Não abrir a saqueta de alumínio até à primeira utilização.



Após a primeira abertura, voltar a fechar cuidadosamente a saqueta de alumínio com o fecho de correr para guardar os tubos que não foram utilizados.

Ver Secção 10 Procedimento (Preparação de Reagentes) para informações sobre a estabilidade de In-Use e o prazo de validade após a primeira abertura, juntamente com as condições de armazenamento e estabilidade das soluções de trabalho (quando aplicável).

8. Avisos, precauções e limitações de utilização

Classificação de Perigos GHS

Consulte a Ficha de Dados de Segurança (FDS) disponível na página do produto em www.exbio.cz para obter informações completas sobre os riscos colocados pelas substâncias e misturas químicas contidas no Produto e como devem ser manuseadas e eliminadas.

Perigo biológico

Amostras biológicas humanas e amostras de sangue e quaisquer materiais que entrem em contacto com elas são sempre considerados como materiais infecciosos.

Utilizar equipamento de proteção pessoal e de segurança para evitar o contacto com a pele, olhos e membranas mucosas.

Seguir todas as leis, regulamentos e procedimentos aplicáveis para o manuseamento e eliminação de materiais infecciosos.

Evidência de deterioração

O aspeto normal do reagente fornecido é uma camada transparente e seca no fundo do tubo. Não utilizar o reagente se observar qualquer alteração na aparência, por exemplo, a presença de humidade no interior do tubo.

Limitação de utilização

Não utilizar após a data de validade indicada nos rótulos dos produtos.

Não reutilizar os tubos de ensaio.

9. Espécime

Utilizar sangue periférico venoso recolhido em recipiente de amostra classificado como dispositivo médico, com a presença de EDTA anticoagulante.

AVISO: Determinar a contagem absoluta de leucócitos e linfócitos na amostra de sangue recolhida utilizando um analisador hematológico. O DryFlowEx TBNK 6-color , por si só, não fornece a contagem absoluta de células.

As amostras de sangue com uma contagem de leucócitos superior a 40×10^3 células/ μ l devem ser diluídas em PBS 1X antes do processamento da amostra.

Processar a amostra de sangue o mais tardar 24 horas após a colheita.

Conservar o espécime à temperatura do laboratório (20 - 25°C). Não refrigerar a amostra.

Interferência Endógena

Com base na investigação da literatura científica, as fontes de interferência endógenas são identificadas na Tabela 3.

Tabela 3 Interferência Endógena do dispositivo

Interferência Endógena	Impacto	Referência
Albumina	A albumina pode interferir em concentrações elevadas devido à sua capacidade de se ligar e de libertar grandes quantidades de ligandos.	20, 21, 37
Bilirrubina (ícteria) (não conjugado)	A bilirrubina pode aumentar a fluorescência de fundo das células devido à sua elevada auto-fluorescência.	24, 26, 30
Resíduos celulares (após lise)	Os detritos celulares podem provocar contagens incorretas de células e esgotar o anticorpo no dispositivo.	23, 27

Eritrócitos	Uma lise insuficiente e a presença de glóbulos vermelhos na amostra podem conduzir a uma contagem incorreta de células.	28
Hemoglobina	As amostras hemolisadas podem produzir resultados errôneos.	25
Anticorpos humanos anti-murinos	O tratamento com anticorpos monoclonais pode produzir resultados errôneos (capacidade de se ligar aos antígenos da superfície celular).	22, 32, 33, 34, 35, 36
Imunoglobulinas	Não pode ser lavado no método de plataforma única e pode produzir uma contagem incorreta de subconjuntos de linfócitos.	23
Fatores reumatóides	A presença de RF interfere com os MIA (imunoensaios multiplex).	29
Triglicéridos	Níveis elevados de lípidos em circulação podem afetar a análise por citometria de fluxo de determinadas populações de células sanguíneas.	31

Interferência Exógena

As amostras com mais de 24 horas podem produzir resultados errôneos.

As amostras refrigeradas podem produzir resultados incorretos.

Uma preparação incorreta da solução de lise de eritrócitos pode produzir resultados errados. Siga as instruções de utilização do dispositivo.

10. Procedimento

Preparação do(s) reagente(s) fornecido(s)

TBNK 6-color

Não é necessária qualquer preparação de reagentes. O produto é fornecido em tubos de ensaio de uso único.

CUIDADO: Produto sensível à humidade. Não abrir a saqueta de alumínio até à primeira utilização.



Cada saqueta contém 5 tubos TBNK 6-color de uso único com tampa. Após cada abertura, voltar a fechar cuidadosamente a saqueta de alumínio com o fecho de correr para guardar os tubos que não foram utilizados. Após a primeira abertura, utilizar os restantes tubos TBNK 6-color no prazo de 30 dias.

Preparação de materiais necessários, mas não incluídos

Diluir a solução concentrada de lisagem de eritrócitos com água deionizada de acordo com as instruções do fabricante. A solução diluída de lisagem de eritrócitos (1X) é estável durante 1 mês quando armazenada num dispensador de líquidos ou num recipiente fechado à temperatura ambiente.

Preparação da compensação

Adquirir tubos do Kit de Compensação utilizando a mesma configuração do citômetro de fluxo, antes de analisar os tubos corados TBNK 6-color.

CUIDADO: O TBNK 6-color e o Kit de Compensação TBNK 6-color requerem o mesmo tipo de amostra.

Tubos de compensação TBNK 6-color

1. Pipetar 50 µl de amostra de sangue bem misturada para o fundo de cada tubo de compensação monocromático.
2. Vortexar vigorosamente durante 7 a 10 segundos e incubar durante 20 minutos à temperatura ambiente no escuro.
3. Adicionar 1 ml de solução de lisagem de eritrócitos diluída (1X) a cada tubo de compensação.
4. Vortexar e incubar durante 10 minutos à temperatura ambiente no escuro.
5. Centrifugar durante 5 minutos a 300 × g, eliminar o sobrenadante e ressuspender o sedimento celular em 0.2 ml de PBS 1X.
6. Definir as tensões nos detetores de fluorescência de interesse antes da análise de amostras coradas. A tensão num detetor de PMT deve ser definida suficientemente alta, para que o mínimo de eventos com manchas negativas interfira com o 0º canal no eixo de fluorescência. Além disso, a tensão do detetor de PMT não deve exceder os valores em que os eventos positivos são pressionados para o eixo direito.
7. Adquirir a amostra corada imediatamente utilizando o citômetro de fluxo.

Compensar os sinais de fluorescência entre detetores antes ou depois da aquisição de dados. Os dados podem ser mal interpretados se os sinais de fluorescência forem compensados incorretamente ou se as delimitações estiverem posicionadas de forma imprecisa.

Delimitar as populações positivas e negativas de cada tubo de compensação de acordo com a Figura 1.

Calcular a matriz de compensação no software do citômetro desenvolvido pelo fabricante ou num software dedicado à análise de dados citométricos offline.

Utilizar esta matriz de compensação para todos os tubos de ensaio deste lote de TBNK 6-color.

CUIDADO: Uma vez definido para o lote específico de TBNK 6-color, não altere as definições dos detetores de fluorescência para manter as mesmas definições de aquisição da matriz de compensação e os mesmos resultados de compensação.

Controlo da qualidade

Utilizar células Streck CD-Chex Plus® ou sangue estabilizado equivalente como controlo processual positivo para garantir que o dispositivo funciona como pretendido. As células CD-Chex Plus® fornecem valores estabelecidos para as contagens percentuais positivas e absolutas de células T, células B, granulócitos, monócitos e células NK, incluindo dois níveis clinicamente relevantes de células CD4+.

Corar o sangue de controlo utilizando o tubo de ensaio TBNK 6-color de acordo com o processamento da amostra especificado nas Instruções de utilização. Verificar se os resultados obtidos (% de células positivas) estão dentro do intervalo esperado para o lote de células de controlo utilizado.

Coloração de espécimes

1. Rotular o tubo TBNK 6-color com a identificação adequada da amostra.
2. Pipetar 50 µl de amostra de sangue bem misturada para o fundo do tubo TBNK 6-color.

CUIDADO: Evitar a pipetagem de sangue na lateral do tubo de ensaio. Se o esfregaço ou gota de sangue permanecer na lateral do tubo, pode não ser manchado com o reagente ou os eritrócitos podem não ser lisados e o resultado da análise pode não ser válido.

3. Vortexar vigorosamente durante 7 a 10 segundos e incubar o tubo de ensaio durante 20 minutos à temperatura ambiente no escuro.

CUIDADO: A redução da duração do vórtice pode afetar os resultados do ensaio.

4. Adicionar 1 ml de solução de lisagem de eritrócitos diluída (1X) ao tubo TBNK 6-color.
5. Vortexar e incubar durante 10 minutos à temperatura ambiente no escuro.
6. Centrifugar o tubo TBNK 6-color durante 5 minutos a 300 × g.
7. Eliminar o sobrenadante sem perturbar o sedimento de células e adicionar 0.2 ml de PBS 1X ao tubo de ensaio.
8. Vortexar brevemente para ressuspender o sedimento de células.

9. Adquirir a amostra corada utilizando o citómetro de fluxo. Se a amostra corada não for adquirida imediatamente, armazenar a $2 - 8^{\circ}\text{C}$ no escuro e analisar no prazo de 24 horas.

CUIDADO: Vortexar a amostra corada imediatamente antes da aquisição no citómetro de fluxo para evitar agregados.

Análise de citometria de fluxo

O medidor de caudal selecionado para utilização com o dispositivo DryFlowEx TBNK 6-color deve ser calibrado numa base de rotina utilizando micro esferas fluorescentes para assegurar uma sensibilidade estável dos detetores de acordo com as instruções do fabricante do medidor de caudal.

Se não for mantido corretamente, o citómetro defluxopode produzir resultados falsos.

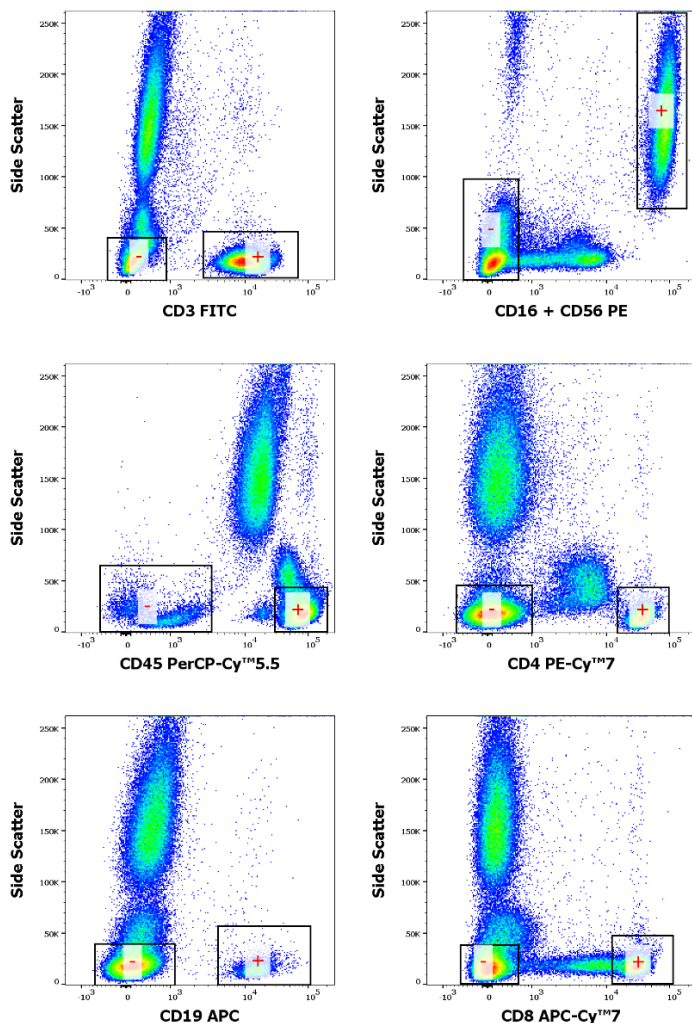
Consultar as especificações do fabricante para os lasers e detetores fluorescentes de acordo com as características de excitação e emissão dos fluorocromos na Secção 6 Equipamento necessário.

Para a análise de dados medidos, é possível utilizar software de citómetro desenvolvido pelo fabricante, ou software dedicado à análise de dados de citometria offline (por exemplo FlowJo™, VenturiOne®, Infinicyt™).

Análise dos tubos de compensação

Visualizar os dados não compensados para cada tubo de compensação num diagrama de dispersão lateral (SSC) versus o diagrama de pontos “fluorocromo a ser compensado”. Delimitar as populações positivas (+) e negativas (-) como mostra a Figura 1.

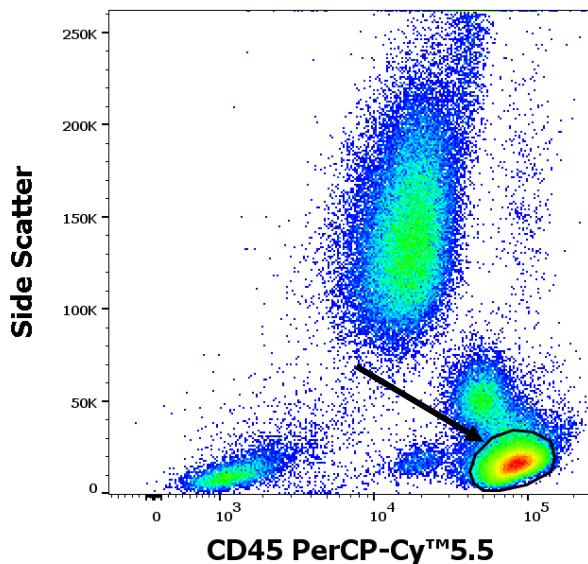
Figura 1 Identificação de eventos positivos (+) e negativos (-) em tubos de compensação (dados obtidos no BD FACSCanto™ II)



Análise de amostras coradas do TBNK 6-color

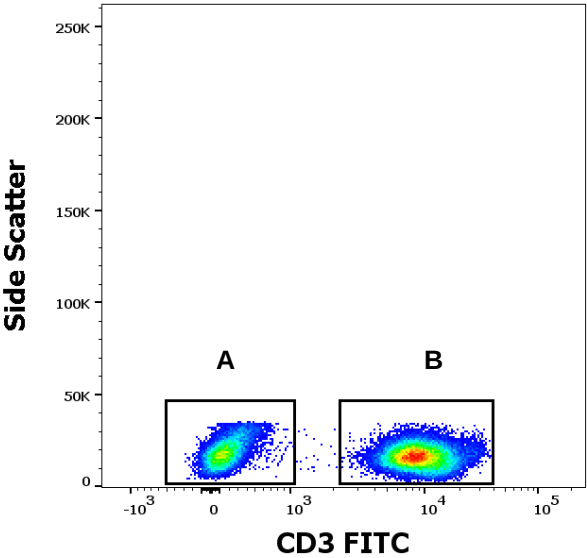
Visualizar os dados compensados num diagrama de dispersão lateral (SSC) versus o CD45 PerCP-Cy™5.5. Delimitar a população de linfócitos CD45+ como mostra a Figura 2.

Figura 2 Delineação da população de linfócitos CD45+
(dados obtidos no BD FACSCanto™ II)



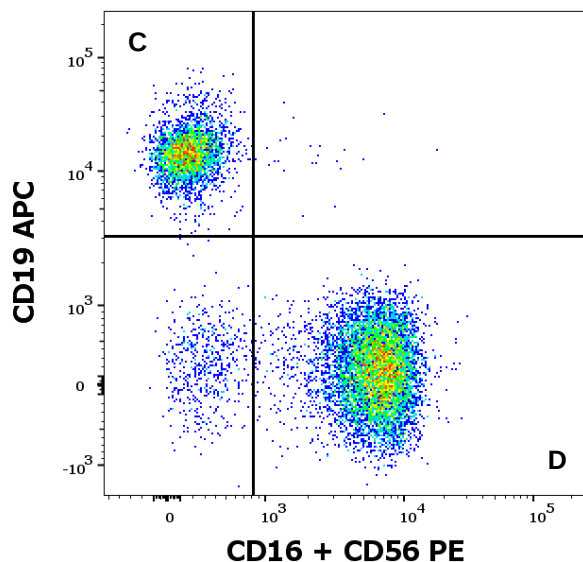
Representar os linfócitos CD45+ delimitados num diagrama de dispersão lateral (SSC) versus o CD3 FITC como mostra a Figura 3. Separar os linfócitos CD3+ e CD3- utilizando as delimitações apropriadas. Calcular a percentagem de células T (CD3+; região B na Figura 3) de todos os linfócitos.

Figura 3 Separação dos linfócitos CD3+ e CD3-
(dados obtidos no BD FACSCanto™ II)



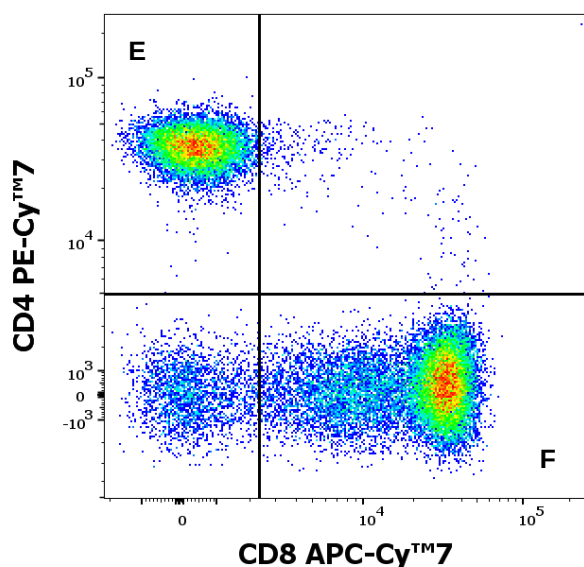
Representar os linfócitos CD3- delimitados (região A na Figura 3) como CD19 APC versus CD16+CD56 PE como mostra a Figura 4. Definir as delimitações apropriadas e calcular a percentagem de células B (CD16-CD56-CD19+; região C na Figura 4) e de células assassinas naturais (NK) (CD16+CD56+CD19-; região D na Figura 4) de todos os linfócitos.

Figura 4 Linfócitos CD3- num diagrama de pontos CD19 APC versus CD16+CD56 PE (dados obtidos no BD FACSCanto™ II)



Representar as células T delimitadas (CD3+; região B na Figura 3) como CD4 PE-Cy™7 versus CD8 APC-Cy™7 como mostra a Figura 5. Definir as delimitações apropriadas e calcular a percentagem de células T auxiliares/indutoras (CD4+CD8-; região E na Figura 5) e de células T supressoras/citotóxicas (CD4-CD8+; região F na Figura 5) de todos os linfócitos.

Figura 5 Linfócitos CD3+ num diagrama de pontos CD4 PE-Cy™7 versus CD8 APC-Cy™7
(dados obtidos no BD FACSCanto™ II)



Cálculo e interpretação de resultados analíticos

Para obter contagens absolutas, utilizar a contagem absoluta de linfócitos determinada por um analisador hematológico. Consultar as instruções do fabricante do analisador hematológico. Utilizar as equações seguintes para a contagem absoluta do subconjunto de linfócitos necessário.

$$A \times \frac{B (\%)}{100 (\%)} = \text{Contagem absoluta do subconjunto necessário de linfócitos}$$

A = contagem absoluta de linfócitos (dados do analisador hematológico; células/ μ l)

B = percentagens relativas do subconjunto de linfócitos necessárias de todos os linfócitos (dados do citómetro de fluxo; %)

11. Desempenho analítico

Especificações

O anticorpo UCHT1 reconhece um epítopo extracelular no antígeno CD3 do complexo TCR/CD3 em células T humanas maduras. O anticorpo UCHT1 reage com a cadeia épsilon do complexo CD3. A especificidade do anticorpo foi confirmada pelo Conselho HCDM (seminário HLDA I⁽²⁾, HLDA III⁽¹²⁾ e HLDA VI⁽⁷⁾)

O anticorpo MEM-241 reconhece o antígeno humano CD4 (glicoproteína CD4 de superfície das células T). A especificidade do anticorpo foi confirmada pelo Conselho HCDM (seminário HLDA VIII).

O anticorpo LT8 reconhece o antígeno humano CD8 (dímero ligado por dissulfureto expresso como dois homodímeros da cadeia alfa CD8 ou heterodímeros da cadeia alfa/beta CD8). A especificidade do anticorpo foi confirmada pelos seminários HLDA (seminário HLDA V⁽¹⁸⁾ e seminário HLDA VII⁽¹⁰⁾).

O anticorpo 3G8 reconhece o antígeno humano CD16 (recetor Fc-gama de imunoglobulina de baixa afinidade do tipo III). A especificidade do anticorpo foi confirmada pelo seminário HLDA (seminário HLDA V⁽¹⁸⁾).

O anticorpo LT56 reconhece a isoforma leucocitária do antígeno humano CD56 (molécula de adesão celular neural 1). A especificidade do anticorpo foi confirmada pelo Conselho HCDM (seminário HLDA X).

O anticorpo LT19 reconhece o antígeno humano CD19 (glicoproteína transmembranar de células B CD19). A especificidade do anticorpo foi confirmada pelo Conselho HCDM (seminário HLDA X).

O anticorpo MEM-28 reconhece todas as isoformas leucocitárias do antígeno humano CD45 (recetor da proteína tirosina fosfatase tipo C). A especificidade do anticorpo foi confirmada pelo seminário HLDA (seminário HLDA III⁽¹²⁾).

Exatidão

A exatidão do método foi medida no citómetro de fluxo BD FACSCanto™ II e determinada como uma comparação do dispositivo DryFlowEx TBNK 6-color com um produto semelhante disponível no mercado KOMBITEST TBNK 6-color (Cat. N.º ED7733) por coloração paralela de 118 dadores de sangue saudáveis.

Nos citómetros de fluxo Beckman Coulter DxFLEX e Sysmex XF-1600™, a exatidão do método foi determinada comparando os resultados da análise das mesmas amostras de sangue coradas pelo dispositivo DryFlowEx TBNK 6-color nos citómetros de fluxo BC DxFLEX e BD FACSCanto™ II (92 dadores saudáveis), respetivamente, e nos citómetros de fluxo Sysmex XF-1600™ e BD FACSCanto™ II (71 dadores saudáveis).

A exatidão do método foi apoiada pela coloração paralela de 46 doentes (ver Tabela 7) suspeitos de terem uma condição patológica do sistema imunitário.

Os parâmetros da análise de regressão linear são apresentados nas Tabelas 4-7.

Tabela 4 Análise de regressão linear para subconjuntos de linfócitos em dadores de sangue saudáveis (comparação do dispositivo DryFlowEx TBNK 6-color com o produto IVD KOMBITEST TBNK 6-color (EXBIO, Cat. N.º ED7733))

Subconjunto de Linfócitos	Unidade	n	Evolução	Interceção	R ²
CD3+	%	118	0.99	+0.0054	0.97
	células/μl	118	1.00	-9.0904	1.00
CD3+CD8+	%	118	1.06	-0.006	0.99
	células/μl	118	1.05	-6.1323	0.99
CD3+CD4+	%	118	1.01	-0.0015	0.98
	células/μl	118	1.02	-12.603	0.99
CD3-CD16+CD56+	%	118	1.00	-0.0023	0.99
	células/μl	118	0.99	-3.9727	0.98
CD3-CD19+	%	118	0.99	-0.0015	0.98
	células/μl	118	0.98	-0.9509	0.99

n = número de amostras de sangue

Tabela 5 Análise de regressão linear para subconjuntos de linfócitos em dadores de sangue saudáveis (comparação do ED7736 no BD FACSCanto™ II com o ED7736 no BC DxFLEx)

Subconjunto de Linfócitos	Unidade	n	Evolução	Interceção	R ²
CD3+	%	92	0.9839	0.0106	0.9823
	células/μl	92	0.9992	-0.0833	0.9985
CD3+CD8+	%	92	1.0187	-0.0051	0.9864
	células/μl	92	1.0083	-5.1608	0.9930
CD3+CD4+	%	92	0.9872	0.0017	0.9935
	células/μl	92	0.9869	3.4994	0.9975
CD3-CD16+CD56+	%	92	0.9857	0.0022	0.9904
	células/μl	92	0.9784	5.7585	0.9921
CD3-CD19+	%	92	0.9992	-0.0002	0.9900
	células/μl	92	1.0031	-1.0160	0.9916

n = número de amostras de sangue

Tabela 6 Análise de regressão linear para subconjuntos de linfócitos em dadores de sangue saudáveis (comparação do ED7736 no BD FACSCanto™ II com o ED7736 no Sysmex XF-1600™)

Subconjunto de Linfócitos	Unidade	n	Evolução	Interceção	R ²
CD3+	%	71	0.9942	0.0051	0.9853
	células/μl	71	1.0101	-10.313	0.9990
CD3+CD8+	%	71	0.9718	0.00006	0.9878
	células/μl	71	0.9646	2.6825	0.9938
CD3+CD4+	%	71	0.9885	0.0077	0.9955
	células/μl	71	1.0178	-7.2726	0.9972
CD3-CD16+CD56+	%	71	0.9905	0.0033	0.9915
	células/μl	71	0.9789	8.4040	0.9951
CD3-CD19+	%	71	0.9149	0.0009	0.9652
	células/μl	71	0.9128	1.8844	0.9780

n = número de amostras de sangue

Tabela 7 Análise de regressão linear para subconjuntos de linfócitos em pacientes com suspeita de patologias do sistema imunitário (comparação do dispositivo DryFlowEx TBNK 6-color com o sistema AQUIOS CL Flow Cytometry System - Beckman Coulter, Inc.)

Subconjunto de Linfócitos	Unidade	n	Evolução	Interceção	R ²
CD3+	%	46	1.0027	-0.6999	0.98
	células/μl	46	0.9805	17.223	1.00
CD3+CD8+	%	46	1.0033	0.7307	0.94
	células/μl	46	1.0595	4.148	0.97
CD3+CD4+	%	46	1.018	-0.9716	0.97
	células/μl	46	0.9884	6.4727	0.99
CD3-CD16+CD56+	%	46	1.0469	-0.5117	0.98
	células/μl	46	1.0543	-11.577	0.99
CD3-CD19+	%	46	1.0213	0.1708	0.96
	células/μl	46	1.036	-0.1163	0.98

n = número de amostras de sangue

Linearidade

A linearidade do método foi verificada em 10 diluições em série de uma amostra de sangue enriquecida com leucócitos (buffy coat). As amostras de células foram coradas com DryFlowEx TBNK 6-color em hexaplicados. As amostras foram analisadas utilizando citômetros de fluxo BD FACSCanto™ II, Beckman Coulter DxFLEX e Sysmex XF-1600™. Observou-se que os dados medidos para os subconjuntos de linfócitos indicados eram lineares ao longo do intervalo de linfócitos 87-7031 linfócitos/ μ l utilizando BD FACSCanto™ II, 85-6698 células/ μ l utilizando Beckman Coulter DxFLEX e 175 - 14799 linfócitos/ μ l utilizando Sysmex XF-1600™. Os subconjuntos de células encontravam-se nos intervalos encontrados nas Tabelas 8 - 10.

Tabela 8 Intervalos lineares dos subconjuntos de linfócitos analisados pelo BD FACSCanto™ II

BD FACSCanto™ II	
Subconjunto de Linfócitos	Intervalo (células/ μ l)
CD3+	79 - 6427
CD3+CD8+	16 - 1271
CD3+CD4+	57 - 4749
CD3-CD16+CD56+	15 - 1198
CD3-CD19+	8 - 722

Tabela 9 Intervalos lineares dos subconjuntos de linfócitos analisados pelo Beckman Coulter DxFLEX

Beckman Coulter DxFLEX	
Subconjunto de Linfócitos	Intervalo (células/ μ l)
CD3+	79 - 6251
CD3+CD8+	16 - 1274
CD3+CD4+	57 - 4583
CD3-CD16+CD56+	15 - 1276
CD3-CD19+	8 - 704

Tabela 10 Intervalos lineares dos subconjuntos de linfócitos analisados pelo Sysmex XF-1600™

Sysmex XF-1600™	
Subconjunto de Linfócitos	Intervalo (células/ μ l)
CD3+	128 – 10391
CD3+CD8+	53 - 4117
CD3+CD4+	67 - 5421
CD3-CD16+CD56+	32 - 2681
CD3-CD19+	14 - 1090

Limite de deteção / Limite de quantificação / Corte do ensaio

Os dados de linearidade foram utilizados para determinar o limite de deteção (LOD) e o limite de quantificação (LOQ).

O limite de deteção foi definido como o valor mais baixo de contagem absoluta de células não nulas mais $3 \times \text{SD}$ (desvio padrão) para cada subconjunto de linfócitos (ver Tabelas 11 – 13).

O limite de quantificação foi definido como o valor mais baixo na gama de linearidade das concentrações de analito apresentadas como contagem absoluta do subconjunto de linfócitos em que o CV das hexaplicatas não excedeu 10% e a recuperação se situou entre 90% e 110% (ver Tabelas 11 – 13).

Os resultados do ensaio não são exclusivamente diagnósticos para uma única entidade clínica, pelo que não é possível estimar o ponto de corte do ensaio.

Tabela 11 Limites de deteção e quantificação no BD FACSCanto™ II

BD FACSCanto™ II				
Subconjunto de Linfócitos	Contagem mais baixa de células diferentes de zero (células/ μ l)	$3 \times \text{SD}$ (SD)	LOD (células/ μ l)	LOQ (células/ μ l)
CD3+	1	0.6 (0.2)	1.6	3
CD3+CD8+	1	0.6 (0.2)	1.6	2
CD3+CD4+	1	0.6 (0.2)	1.6	2
CD3-CD16+CD56+	2	0.9 (0.3)	2.9	5
CD3-CD19+	1	0.3 (0.1)	1.3	8

Tabela 12 Limites de detecção e quantificação no Beckman Coulter DxFLEx

Beckman Coulter DxFLEx				
Subconjunto de Linfócitos	Contagem mais baixa de células diferentes de zero (células/μl)	3$\times$SD (SD)	LOD (células/μl)	LOQ (células/μl)
CD3+	1	0.3 (0.1)	1.3	3
CD3+CD8+	1	0.3 (0.1)	1.3	2
CD3+CD4+	1	0.6 (0.2)	1.6	2
CD3-CD16+CD56+	1	0.3 (0.1)	1.3	2
CD3-CD19+	1	0.6 (0.2)	1.6	8

Tabela 13 Limites de detecção e quantificação no Sysmex XF-1600™

Sysmex XF-1600™				
Subconjunto de Linfócitos	Contagem mais baixa de células diferentes de zero (células/μl)	3$\times$SD (SD)	LOD (células/μl)	LOQ (células/μl)
CD3+	2	0.3 (0.1)	2.3	2
CD3+CD8+	1	0.6 (0.2)	1.6	2
CD3+CD4+	1	0.6 (0.2)	1.6	8
CD3-CD16+CD56+	1	0.6 (0.2)	1.6	11
CD3-CD19+	1	0.3 (0.1)	1.3	14

Repetibilidade

A repetibilidade do ensaio foi medida em dez amostras de sangue em hexaplicado. As amostras foram analisadas utilizando os citômetros de fluxo BD FACSCanto™ II, Beckman Coulter DxFLEx e Sysmex XF-1600™. Os coeficientes de variação (CV) são apresentados nas tabelas abaixo (Tabelas 14 - 16).

Tabela 14 Repetibilidade do dispositivo no BD FACSCanto™ II

BD FACSCanto™ II					
Subconjunto de Linfócitos	Unidade	n	Média	SD	%CV
CD3+	%	10	72.15	0.27	0.38
	células/ μ l	10	1454	4.9	
CD3+CD8+	%	10	21.05	0.24	1.18
	células/ μ l	10	434	4.8	
CD3+CD4+	%	10	46.68	0.28	0.61
	células/ μ l	10	932	5.1	
CD3-CD16+CD56+	%	10	15.38	0.19	1.28
	células/ μ l	10	294	3.6	
CD3-CD19+	%	10	11.45	0.15	1.34
	células/ μ l	10	217	2.7	

n = número de amostras de sangue

Tabela 15 Repetibilidade do dispositivo no Beckman Coulter DxFLEx

Beckman Coulter DxFLEx					
Subconjunto de Linfócitos	Unidade	n	Média	SD	%CV
CD3+	%	10	70.90	0,34	0.48
	células/ μ l	10	1429	6.3	
CD3+CD8+	%	10	20.33	0.33	1.33
	células/ μ l	10	418	5.3	
CD3+CD4+	%	10	45.60	0.27	0.72
	células/ μ l	10	911	6.3	
CD3-CD16+CD56+	%	10	16.13	0.25	1.61
	células/ μ l	10	308	5.0	
CD3-CD19+	%	10	11.24	0.18	1.69
	células/ μ l	10	213	3.3	

n = número de amostras de sangue

Tabela 16 Repetibilidade do dispositivo no Sysmex XF-1600™

Sysmex XF-1600™					
Subconjunto de Linfócitos	Unidade	n	Média	SD	%CV
CD3+	%	10	65.29	1.23	2.22
	células/µl	10	1090	20.6	
CD3+CD8+	%	10	22.34	0.41	2.30
	células/µl	10	377	6.90	
CD3+CD4+	%	10	38.12	0.98	2.77
	células/µl	10	633	16.30	
CD3-CD16+CD56+	%	10	20.92	0.78	3.12
	células/µl	10	354	13.10	
CD3-CD19+	%	10	11.96	0.44	3.81
	células/µl	10	193	7.10	

n = número de amostras de sangue

Reprodutibilidade

A reprodutibilidade do ensaio no BD FACSCanto™ II e no Beckman Coulter DxFLEx foi medida em 2 amostras de sangue estabilizadas (CD Chex Plus e CD-Chex Plus® CD4 Low de STRECK). A reprodutibilidade do ensaio no Sysmex XF-1600™ foi medida em 4 amostras de sangue estabilizadas (CD Chex Plus e CD-Chex Plus® CD4 Low e IMMUNO-TROL Low Cells e IMMUNO-TROL Cells de Beckman Coulter, adicionalmente). As amostras foram medidas nas mesmas condições durante 15 dias, utilizando 3 lotes do Dispositivo (5 dias cada). Os coeficientes de variação (CV) são apresentados nas tabelas abaixo (Tabela 17 - 19).

Tabela 17 Reprodutibilidade do dispositivo no BD FACSCanto™ II

Subconjunto de Linfócitos	Material	Unidade	Média	SD	%CV
CD3+	CD-Chex Plus®	%	82.07	0.40	0.49
		células/ μ l	1659	8.1	
	CD-Chex Plus® CD4 Low	%	67.87	0.60	0.89
		células/ μ l	917	8.1	
CD3+CD8+	CD-Chex Plus®	%	25.67	0.43	1.66
		células/ μ l	519	8.6	
	CD-Chex Plus® CD4 Low	%	47.23	0.80	1.69
		células/ μ l	638	10.8	
CD3+CD4+	CD-Chex Plus®	%	47.20	0.51	1.08
		células/ μ l	954	10.3	
	CD-Chex Plus® CD4 Low	%	9.56	0.18	1.85
		células/ μ l	129	2.4	
CD3-CD16+CD56+	CD-Chex Plus®	%	9.51	0.27	2.87
		células/ μ l	192	5.5	
	CD-Chex Plus® CD4 Low	%	17.00	0.49	2.89
		células/ μ l	230	6.6	
CD3-CD19+	CD-Chex Plus®	%	7.89	0.17	2.18
		células/ μ l	158	3.4	
	CD-Chex Plus® CD4 Low	%	14.10	0.18	1.29
		células/ μ l	190	2.5	

Tabela 18 Reprodutibilidade do dispositivo no Beckman Coulter DxFLEx

Subconjunto de Linfócitos	Material	Unidade	Média	SD	% CV
CD3+	CD-Chex Plus®	%	81.58	0.35	0.43
		células/ μ l	1649	7.2	
	CD-Chex Plus® CD4 Low	%	67.57	0.32	0.48
		células/ μ l	913	4.3	
CD3+CD8+	CD-Chex Plus®	%	26.57	0.31	1.17
		células/ μ l	537	6.3	
	CD-Chex Plus® CD4 Low	%	48.73	0.41	0.85
		células/ μ l	658	5.6	
CD3+CD4+	CD-Chex Plus®	%	45.43	0.53	1.17
		células/ μ l	918	10.8	
	CD-Chex Plus® CD4 Low	%	9.17	0.25	2.73
		células/ μ l	124	3.4	
CD3-CD16+ CD56+	CD-Chex Plus®	%	9.77	0.15	1.56
		células/ μ l	197	3.1	
	CD-Chex Plus® CD4 Low	%	17.21	0.23	1.35
		células/ μ l	232	3.1	
CD3-CD19+	CD-Chex Plus®	%	7.99	0.33	4.10
		células/ μ l	161	6.6	
	CD-Chex Plus® CD4 Low	%	14.18	0.23	1.63
		células/ μ l	192	3.1	

Tabela 19 Reprodutibilidade do dispositivo no Sysmex XF-1600™

Subconjunto de Linfócitos	Material	Unidade	Média	SD	% CV
CD3+	CD-Chex Plus®	%	80.58	0.41	0.51
		células/ μ l	1689	8.5	
	CD-Chex Plus® CD4 Low	%	64.19	0.71	1.10
		células/ μ l	866	9.6	
	IMMUNO-TROL Cells	%	73.47	0.39	0.53
		células/ μ l	930	4.9	
CD3+CD8+	CD-Chex Plus®	%	56.03	0.71	1.26
		células/ μ l	431	5.4	
	CD-Chex Plus® CD4 Low	%	23.43	0.60	2.54
		células/ μ l	490	12.5	
	IMMUNO-TROL Cells	%	43.78	0.99	2.26
		células/ μ l	591	13.3	
CD3+CD4+	IMMUNO-TROL Low Cells	%	24.11	0.26	1.08
		células/ μ l	305	3.3	
	IMMUNO-TROL Low Cells	%	34.74	1.00	2.87
		células/ μ l	267	7.7	
	CD-Chex Plus®	%	51.31	0.74	1.45
		células/ μ l	1073	15.6	
CD3-CD16+ CD56+	CD-Chex Plus® CD4 Low	%	12.14	0.84	6.92
		células/ μ l	164	11.3	
	IMMUNO-TROL Cells	%	45.17	0.51	1.14
		células/ μ l	572	6.5	
	IMMUNO-TROL Low Cells	%	15.83	0.36	2.28
		células/ μ l	122	2.8	
CD3-CD19+	CD-Chex Plus®	%	8.52	0.28	3.31
		células/ μ l	178	5.9	
	CD-Chex Plus® CD4 Low	%	15.53	0.48	3.06
		células/ μ l	209	6.4	
	IMMUNO-TROL Cells	%	10.03	0.28	2.80
		células/ μ l	127	3.6	
CD3-CD19+	IMMUNO-TROL Low Cells	%	21.59	0.59	2.74
		células/ μ l	166	4.6	
	CD-Chex Plus®	%	9.93	0.25	2.48
		células/ μ l	208	5.1	
	CD-Chex Plus® CD4 Low	%	18.70	0.31	1.63
		células/ μ l	252	4.1	
CD3-CD19+	IMMUNO-TROL Cells	%	13.03	0.34	2.58
		células/ μ l	165	4.3	
	IMMUNO-TROL Low Cells	%	17.45	0.55	3.14
		células/ μ l	134	4.2	

AVISO: Todos os desempenhos analíticos foram medidos utilizando a solução de lisagem de eritrócitos EXCELLYSE Easy (EXBIO Praha, a.s., Cat. N.º ED7066).

Para análise de citometria de fluxo foram utilizados os seguintes citômetros de fluxo, incluindo a versão do software:

BD FACSCanto™ II	BD FACSDiva Software – versão 8.0.2
Beckman Coulter DxFLEx	CytExpert for DxFLEx – versão 2.0.2.18
Sysmex XF-1600™	IPU Software – versão 0(0.09-00)

Para contagens absolutas de células foi utilizado o analisador hematológico de método de plataforma dupla com as seguintes especificações:

Sysmex XN-1000™	IPU Software – versão 00-22(164)
-----------------	----------------------------------

Para avaliação dos dados medidos foi utilizada a seguinte plataforma de análise:

FlowJo™ (Becton, Dickinson and Company) - versão 10.9.0

12. Desempenho clínico

Pacientes com suspeita de patologias do sistema imunitário

Os dados clínicos foram recolhidos num centro clínico em 46 pacientes com suspeita de patologias do sistema imunitário. O desempenho clínico foi determinado através da comparação do dispositivo DryFlowEx TBNK 6-color com um método de laboratório clínico acreditado (AQUIOS CL Flow Cytometry System - Beckman Coulter, Inc.).

Os resultados da avaliação do estado imunitário dos pacientes foram avaliados de acordo com a sua imunodeficiência (Tabela 20).

Tabela 20 Desempenho clínico do dispositivo DryFlowEx TBNK 6-color

		Estado imunitário avaliado através de método de laboratório clínico acreditado	
		Suspeita de patologias do sistema imunitário	Estado normal
Estado imunitário avaliado através do dispositivo DryFlowEx TBNK 6-color	Suspeita de patologias do sistema imunitário	9 pacientes	0 pacientes
	Estado normal	0 pacientes	37 pacientes

13. Valores esperados

Intervalo de Referência

Tabela 21 Intervalos de referência de dados de sangue saudáveis medidos no BD FACSCanto™ II

Subconjunto de Linfócitos	n	Unidade	Faixa		Median
			Mínimo	Máximo	
CD3+	92	%	53.2	84.4	73.2
	92	células/ μ l	731	2550	1298
CD3+CD8+	92	%	6.9	38.3	23.0
	92	células/ μ l	126	1138	427
CD3+CD4+	92	%	27.6	63.3	43.6
	92	células/ μ l	455	1751	774
CD3-CD16+CD56+	92	%	5.3	33.5	13.7
	92	células/ μ l	101	692	255
CD3-CD19+	92	%	3.1	21.2	10.7
	92	células/ μ l	56	412	200

n = número de amostras de sangue

Os intervalos de referência na Tabela 21 foram estabelecidos em pacientes saudáveis que foram considerados doadores de sangue de acordo com a legislação da República Checa por atenderem a critérios rigorosos para um dador de um banco de sangue. Os dados foram medidos no citômetro de fluxo BD FACSCanto™ II.

Os intervalos de referência específicos podem variar dependendo da região e da população na qual os valores foram estabelecidos. Por este motivo, os laboratórios devem estabelecer os seus próprios intervalos de referência normais para os subconjuntos de linfócitos identificados com o DryFlowEx TBNK 6-color a partir da população local de dadores normais devido a variações de valores relacionadas com a idade, o sexo, as características clínicas e a etnia.

14. Limites

O dispositivo DryFlowEx TBNK 6-color não foi validado para utilização em amostras colhidas com anticoagulantes do tipo heparina ou citrato de dextrose ácida (ACD) para a determinação de contagens relativas e absolutas.

O dispositivo DryFlowEx TBNK 6-color não se destina ao rastreio e/ou à fenotipagem de amostras de leucemia e linfoma.

As contagens absolutas não são comparáveis entre laboratórios que utilizam equipamento diferente de vários fabricantes.

15. Referências

- 1) Bensussan, A et al. Significant enlargement of a specific subset of CD3+CD8+ peripheral blood leukocytes mediating cytotoxic T-lymphocyte activity during human immunodeficiency virus infection. *Proc Natl Acad Sci U S A*. 1993 15;90(20):9427-30. doi: 10.1073/pnas.90.20.9427.
- 2) Bernard, A et al. *Leucocyte Typing*. Springer, 1984.
- 3) Boldt, A et al. Eight-color immunophenotyping of T-, B-, and NK-cell subpopulations for characterization of chronic immunodeficiencies. *Cytometry B Clin Cytom* 2014 May;86(3):191-206. doi:10.1002/cyto.b.21162.
- 4) de Saint Basile, G et al. Severe combined immunodeficiency caused by deficiency in either the delta or the epsilon subunit of CD3. *J Clin Invest*. 2004 Nov;114(10):1512-7. doi: 10.1172/JCI22588.
- 5) Giorgi, J V. Characterization of T lymphocyte subset alterations by flow cytometry in HIV disease. *Ann N Y Acad Sci*. 1993 Mar 20;677:417-9. doi: 10.1111/j.1749-6632.1993.tb38803.x.
- 6) Iwatani, Y et al. Decreases in alpha beta T cell receptor negative T cells and CD8 cells, and an increase in CD4+ CD8+ cells in active Hashimoto's disease and subacute thyroiditis. *Clin Exp Immunol*. 1992 Mar;87(3):444-9. doi: 10.1111/j.1365-2249.1992.tb03017.x.
- 7) Kishimoto, T et al. *Leucocyte Typing VI*. Garland Publishing, 1997.
- 8) Kucuksezer, U C et al. *The Role of Natural Killer Cells in Autoimmune*

- Diseases. *Front Immunol.* 2021 Feb 25;12:622306. doi: 10.3389/fimmu.2021.622306.
- 9) Li, Y et al. AIDS prevention and control in the Yunnan region by T cell subset assessment. *PLoS One.* 2019 Apr 18;14(4):e0214800. doi: 10.1371/journal.pone.0214800.
 - 10) Mason, D et al, eds.: *Leucocyte Typing VII: White Cell Differentiation Antigens: Proceedings of the Seventh International Workshop and Conference Held in Harrogate, United Kingdom: Oxford University Press; 2002.*
 - 11) McCarty, B et al. Low Peripheral T Follicular Helper Cells in Perinatally HIV-Infected Children Correlate With Advancing HIV Disease. *Front Immunol.* 2018 Aug 24;9:1901. doi: 10.3389/fimmu.2018.01901.
 - 12) McMichael AJ, ed. *Leucocyte Typing III: 54 White Cell Differentiation Antigens.* New York, NY: Oxford University Press; 1987.
 - 13) Monafo, W J et al. A hereditary immunodeficiency characterized by CD8+ T lymphocyte deficiency and impaired lymphocyte activation. *Clin Exp Immunol.* 1992 Dec;90(3):390-3. doi: 10.1111/j.1365-2249.1992.tb05856.x.
 - 14) North, M E et al. Primary defect in CD8+ lymphocytes in the antibody deficiency disease (common variable immunodeficiency): abnormalities in intracellular production of interferon-gamma (IFN-gamma) in CD28+ ('cytotoxic') and CD28- ('suppressor') CD8+ subsets. *Clin Exp Immunol.* 1998 Jan;111(1):70-5. doi: 10.1046/j.1365-2249.1998.00479.x.
 - 15) Orange, J S. Natural killer cell deficiency. *J Allergy Clin Immunol.* 2013 Sep;132(3):515-525. doi: 10.1016/j.jaci.2013.07.020.
 - 16) Orange, J S. How I Manage Natural Killer Cell Deficiency. *J Clin Immunol.* 2020 Jan;40(1):13-23. doi: 10.1007/s10875-019-00711-7.
 - 17) Picat, M Q et al. T-cell activation discriminates subclasses of symptomatic primary humoral immunodeficiency diseases in adults. *BMC Immunol.* 2014 Mar 12;15:13. doi: 10.1186/1471-2172-15-13.
 - 18) Schlossman SF, Boumsell L, Gilks W, et al, eds.: *Leucocyte Typing V: White Cell Differentiation Antigens.* New York, NY: Oxford University Press; 1995.
 - 19) van Dongen, J J M et al. EuroFlow-Based Flowcytometric Diagnostic *Front Immunol.* 2019 Jun 13;10:1271. doi: 10.3389/fimmu.2019.01271.
 - 20) Tate J, Ward G. Interferences in immunoassay. *Clin Biochem Rev.* 2004 May;25(2):105-20. PMID: 18458713; PMCID: PMC1904417.
 - 21) Selby C. Interference in immunoassay. *Ann Clin Biochem.* 1999 Nov; 36 (Pt 6):704-21. doi: 10.1177/000456329903600603. PMID: 10586307.
 - 22) Kricka LJ. Human anti-animal antibody interferences in immunological assays. *Clin Chem.* 1999 Jul;45(7):942-56. Erratum in: *Clin Chem* 2000 Oct;46(10):1722. PMID: 10388468.

- 23) Higgins J, Hill V, Lau K, Simpson V, Roayaei J, Klabansky R, Stevens RA, Metcalf JA, Baseler M. Evaluation of a single-platform technology for lymphocyte immunophenotyping. *Clin Vaccine Immunol.* 2007 Oct;14(10):1342-8. doi: 10.1128/CVI.00168-07. Epub 2007 Aug 29. PMID: 17761524; PMCID: PMC2168127.
- 24) Htun NM, Chen YC, Lim B, et al. Near-infrared autofluorescence induced by intraplaque hemorrhage and heme degradation as marker for high-risk atherosclerotic plaques. *Nat Commun.* 2017;8(1):75. Published 2017 Jul 13. doi:10.1038/s41467-017-00138-x
- 25) de Jonge G, Dos Santos TL, Cruz BR, Simionatto M, Bittencourt JIM, Krum EA, Moss MF, Borato DCK. Interference of in vitro hemolysis complete blood count. *J Clin Lab Anal.* 2018 Jun;32(5):e22396. doi: 10.1002/jcla.22396. Epub 2018 Feb 3. PMID: 29396875; PMCID: PMC6817011.
- 26) Haga Y, Kay HD, Tempero MA, Zetterman RK. Flow cytometric measurement of intracellular bilirubin in human peripheral blood mononuclear cells exposed to unconjugated bilirubin. *Clin Biochem.* 1992 Aug;25(4):277-83. doi: 10.1016/0009-9120(92)80033-d. PMID: 1381998.
- 27) Lam WK, Law YFW, Yip SF. Resolution of platelet count interference due to cytoplasmic fragments of leukaemic cells by flow cytometry in acute myeloid leukaemia. *Int J Lab Hematol.* 2022 Dec;44(6):983-985. doi: 10.1111/ijlh.13859. Epub 2022 May 3. PMID: 35504732.
- 28) Hervé Lecoœur, Marie-Lise Gougeon, Comparative analysis of flow cytometric methods for apoptosis quantitation in murine thymocytes and human peripheral lymphocytes from controls and HIV-infected persons Evidence for interference by granulocytes and erythrocytes, *Journal of Immunological Methods*, Volume 198, Issue 1, 1996, Pages 87-99, ISSN 0022-1759, [https://doi.org/10.1016/0022-1759\(96\)00148-2](https://doi.org/10.1016/0022-1759(96)00148-2).
- 29) Bartels EM, Falbe Wätjen I, Littrup Andersen E, Danneskiold-Samsøe B, Bliddal H, Ribel-Madsen S. Rheumatoid factor and its interference with cytokine measurements: problems and solutions. *Arthritis.* 2011;2011:741071. doi: 10.1155/2011/741071. Epub 2011 Jun 22. PMID: 22046523; PMCID: PMC3200114.
- 30) XUE Yan, XU Li, DANG Liheng, WANG Chao, CUI Yaqiong, WANG Ping, WANG Ning, ZHANG Xinjie, LIU Yang. Interference of high levels of bilirubin on lymphocyte subset determination in peripheral blood by flow cytometry and its elimination methods[J]. *Laboratory Medicine*, 2022, 37(12): 1169-1173
- 31) van Ierssel SH, Hoymans VY, Van Craenenbroeck EM, Van Tendeloo VF, Vrints CJ, et al. (2012) Endothelial Microparticles (EMP) for the Assessment of Endothelial Function: An In Vitro and In Vivo Study on Possible Interference of Plasma Lipids. *PLOS ONE* 7(2): e31496. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0031496>

- 32) Yasmine Van Caeneghem, Stijn De Munter, Paola Tieppo, Glenn Goetgeluk, Karin Weening, Greet Verstichel, Sarah Bonte, Tom Taghon, Georges Leclercq, Tessa Kerre, Reno Debets, David Vermijlen, Hinrich Abken & Bart Vandekerckhove (2017) Antigen receptor-redirected T cells derived from hematopoietic precursor cells lack expression of the endogenous TCR/CD3 receptor and exhibit specific antitumor capacities, *Oncolmunology*, 6:3, DOI: 10.1080/2162402X.2017.1283460
- 33) Lamia Achour, Mark G. H. Scott, Hamasseh Shirvani, Alain Thuret, Georges Bismuth, Catherine Labbé-Jullié, Stefano Marullo; CD4-CCR5 interaction in intracellular compartments contributes to receptor expression at the cell surface. *Blood* 2009; 113 (9): 1938–1947. doi: <https://doi.org/10.1182/blood-2008-02-141275>
- 34) A. Stronkhorst, G. N. J. Tytgat & S. J. H. Van Deventer (1992) CD4 Antibody Treatment in Crohn's Disease, *Scandinavian Journal of Gastroenterology*, 27:sup194, 61-65, DOI: 10.3109/00365529209096029
- 35) Zinzani, P.L., Minotti, G. Anti-CD19 monoclonal antibodies for the treatment of relapsed or refractory B-cell malignancies: a narrative review with focus on diffuse large B-cell lymphoma. *J Cancer Res Clin Oncol* 148, 177–190 (2022). <https://doi.org/10.1007/s00432-021-03833-x>
- 36) Whiteman KR, Johnson HA, Mayo MF, Audette CA, Carrigan CN, LaBelle A, Zukerberg L, Lambert JM, Lutz RJ. Lorvotuzumab mertansine, a CD56-targeting antibody-drug conjugate with potent antitumor activity against small cell lung cancer in human xenograft models. *MABs*. 2014 Mar-Apr;6(2):556-66. doi: 10.4161/mabs.27756. Epub 2014 Jan 8. PMID: 24492307; PMCID: PMC3984343.
- 37) J Frengen, B Kierulf, R Schmid, T Lindmo, K Nustad, Demonstration and minimization of serum interference in flow cytometric two-site immunoassays, *Clinical Chemistry*, Volume 40, Issue 3, 1 March 1994, Pages 420–425, <https://doi.org/10.1093/clinchem/40.3.420>

16. Resumo da segurança e do desempenho

O resumo da segurança e do desempenho estará disponível na base de dados Eudamed em <https://ec.europa.eu/tools/eudamed/#/screen/home>. Até lá, o resumo da segurança e do desempenho está disponível mediante pedido.

17. Utilização de Marcas Registradas de Terceiros

BD FACSCanto™ II, BD FACSLytic™, BD Multitest™ e FlowJo™ são marcas registradas da Becton, Dickinson and Company. CD-Chex Plus® é marca registrada da Streck. Cy™ é marca registrada da Cytiva. CyLyse™ FX, Sysmex XN-1000™ e Sysmex XF-1600™ são marcas registradas da Sysmex Corporation. VenturiOne® é marca registrada da Applied Cytometry. Infinicyt™ é marca registrada da Cytognos S.L..

18. Histórico de revisões

Versão 5, ED7736_IFU_v5

Descrição mais precisa do capítulo 13. Valores esperados - Intervalo de Referência.

19. Fabricante

EXBIO Praha, a.s.
Nad Safinou II 341
25250 Vestec
Czech Republic

Informação de contacto

info@exbio.cz
technical@exbio.cz
orders@exbio.cz
www.exbio.cz

20. Representantes autorizados

N/A

AVISO: Qualquer incidente grave que tenha ocorrido em relação ao dispositivo deve ser comunicado ao fabricante e à autoridade local competente.