 Institut für Klinische Chemie und Klinische Pharmakologie -Zentrallabor-	Leistungsverzeichnis	Version: 4 gültig ab: 04.05.2021 Revision: 11.04.2023
	LV_IMMST_erw_CD7_CD26	Intranet Seite 1 von 6

1. Klinische Indikation

Analyt: Immunstatus erweitert (Lymphocytentypisierung incl. CD7/CD26)

Auftreten von atypischen oder als aktiviert eingestuftem Lymphocyten im peripheren Blut
 V. a. Sézary-Syndrom. Beim Sézary-Syndrom handelt es sich um ein kutanes T-Zell-
[Lymphom](#). Typische [sind](#) großflächige [Erythrodermie](#), starker [Pruritus](#), [Lymphknoten-](#)
 Vergrößerung, oft [Alopezie](#) der gesamten Körperbehaarung, überschießende [Hyperkeratose](#)
 und Onychodystrophie. In der Zirkulation sowie in der [Hautbiopsie](#) finden sich atypische [T-](#)
[Lymphocyten](#): , die in der Durchflusscytometrie CD4-positiv und CD7-negativ sowie
 überwiegend auch CD26-negativ sind (Kelemen et al., Am J Clin Pathol, 129: 146 – 156
 (2008)).

Hinweise:


Siehe auch 3.1 und 3.2.

Bestimmt werden CD3, CD4, CD8, CD16, CD56, CD19, die CD4/CD8-Ratio, HLA-DR-
 Expression auf CD3/CD4+ und auf CD3/CD8+Zellen sowie CD7 und CD26.

Die Untersuchung kann ergänzt werden durch die Anforderung des erweiterten Immunstatus
 mit HLA-DR-Expression auf CD3/CD4+ und auf CD3/CD8+Zellen.

Das Auftreten von atypischen T-Lymphocyten mit dem Immunphänotyp: CD4-positiv und
 CD7-negativ sowie überwiegend auch CD26-negativ gibt einen Hinweis für das Vorliegen
 eines Sézary-Syndroms oder differentialdiagnostisch eines anderen T-Zell-Lymphoms
 (Kelemen et al., Am J Clin Pathol, 129: 146 – 156 (2008)). Dann ist eine hämato-
 onkologische Abklärung indiziert.

	Erstellt von:	Geprüft von:	Freigegeben von:
Name	Martina Schmidt	Anke Carstensen	Birgit Stoffel-Wagner
Datum	04.05.2021	04.05.2021	04.05.2021

 Institut für Klinische Chemie und Klinische Pharmakologie -Zentrallabor-	Leistungsverzeichnis	Version: 4 gültig ab: 04.05.2021 Revision: 11.04.2023
	LV_IMMST_erw_CD7_CD26	Intranet Seite 2 von 6

Ausgeprägte Veränderungen des CD4/CD8-Verhältnisses mit gleichzeitiger Expression von Aktivierungsantigenen wie z.B. HLA-DR sprechen für eine virale Infektion oder Abstoßungsreaktion.

Lymphocytenpopulationen und Linienzuordnung:

Zelltyp:

Marker:

B-Lymphocyten	CD19+
T-Lymphocyten	CD3+
T-Helferzellen	CD3+/CD4+
T-Suppressorzellen	CD3+/CD8+
NK-Zellen	CD16+/CD56+
Verhältnis T-Helferz./T.-Suppressorz.	CD4/CD8

2. Anforderung / Befundmitteilung

Anforderung	Elektronisch mittels Lauris Laboranforderungssystem
DKGNT-Nummer /-Punkte	3696 + 5 x 3697 / 570 + 5 x 250
Probenart, -volumen	EDTA-Vollblut, Monovette rot, min. 1,3 ml.
Versand	ungekühlt bis 4 Stunden
Nachforderung nach Probengewinnung	Innerhalb von 4 – 6 Stunden
Häufigkeit der Untersuchung	tägl. montags bis freitags, freitags Annahmeschluss: 12 Uhr
Befundung	nach Validation über KAS und / oder

 universitäts klinikumbonn Institut für Klinische Chemie und Klinische Pharmakologie -Zentrallabor-	Leistungsverzeichnis	Version: 4 gültig ab: 04.05.2021 Revision: 11.04.2023
	LV_IMMST_erw_CD7_CD26	Intranet Seite 3 von 6

Netzdruck bzw. Fax

3. Anforderungen an das Untersuchungsgut

3.1 Anforderung an die Patientenvorbereitung

Keine körperliche Belastung vor der Blutentnahme. Dies führt zu Veränderungen der Lymphocytenkonzentration und –zusammensetzung im peripheren Blut.

3.2 Entnahme, Transport

Die Dauer der Stauung sollte 30-60 Sekunden nicht übersteigen. Nach erfolgreicher Punktion ist die Stauung zu lösen und das Blut ohne zu schnelles Aufziehen zu entnehmen.

Bei einer Blutentnahme von Serum-, EDTA-, Citratröhrchen muss das Serumröhrchen immer als erstes abgenommen werden, um eine Kontamination mit den Inhaltsstoffen der anderen beiden Röhrchen zu vermeiden.

Blutentnahmen aus Kathetern und Venenverweilkanülen sollten vermieden werden. Muss aus einem Katheter abgenommen werden, wird der Katheter zweimal mit je 5 ml physiologischer Kochsalzlösung durchgespült, 2 ml Blut sind zu verwerfen und erst dann kann die Blutentnahme für die Analytik erfolgen.

Probe direkt nach Entnahme vorsichtig schwenken, um Gerinnselbildung zu vermeiden.

Die Proben sind schnellst möglich in das Labor zu transportieren. Die Proben dürfen nicht gekühlt werden!


4. Prinzip des Untersuchungsverfahrens

4.1 Methode und Prinzip

Multiparametrische Immunphänotypisierung des nativen Untersuchungsmaterials nach Lyse der Erythrocyten (CD45, CD3, CD4, CD8, CD16, CD56, CD19, HLA-DR, CD7, CD26, CD4/CD8-Ratio). Dabei binden fluoreszenzmarkierte monoklonale Antikörper, die gegen die spezifischen Oberflächenantigene gerichtet sind, an die Zellen der einzelnen Subpopulationen.

Assay: AQUIOS Tetra Panel 1/2+, Beckman Coulter

Gerät: AQUIOS CL, Beckman Coulter

 Institut für Klinische Chemie und Klinische Pharmakologie -Zentrallabor-	Leistungsverzeichnis	Version: 4 gültig ab: 04.05.2021 Revision: 11.04.2023
	LV_IMMST_erw_CD7_CD26	Intranet Seite 4 von 6

Auskünfte zur Messunsicherheit erteilen wir auf Anfrage, damit die medizinische Interpretation labordiagnostischer Ergebnisse sinnvoll und patientenorientiert erfolgen kann. (siehe Homepage, Rubrik Qualitätsmanagement)

4.2 Mögliche Störfaktoren und Fehlerquellen

Siehe 3.1 und 3.2.

Therapeutisch eingesetzte Antikörper wie z.B. OKT3 in der T-Zell-gerichteten Immunsuppression können mit diagnostisch eingesetzten Antikörpern interferieren!

5. Referenzbereiche

Zelltyp:	Marker:	Alter:	Referenzber. (rel.) [%]	Referenzber. (abs) [Zellen/µl]
B-Lymphoc.	CD19+	1 Tag bis 3 Mon.	5 – 32	300 – 2000
		3 bis 6 Mon.	11 - 41	430 – 3000
		6 bis 12 Mon.	14 – 37	610 – 2600
		1 – 2 J.	16 – 35	720 – 2600
		3 - 6 J.	14 – 33	390 – 1400
		7 - 12 J.	13 – 27	270 – 860
		13 – 17 J	6 – 23	110 - 570
		18 - 99 J.**	5 - 25	87 - 507
NK-Zellen	CD16/CD56+	1 Tag bis 3 Mon.	4 – 18	170 – 1100
		3 bis 6 Mon.	3 – 14	170 – 830
		6 bis 12 Mon.	3 – 15	160 – 950
		1 – 2 J.	3 – 15	180 – 920
		3 - 6 J.	4 – 17	130 – 720
		7 - 12 J.	4 – 17	100 – 48 0
		13 – 17 J	3 - 22	70 - 480

		18 - 99 J.**	4- 27	74 - 562
T-Lymphoc.	CD3+	1 Tag bis 3 Mon.	53 – 84	2500 – 5500
		3 bis 6 Mon.	51 – 77	2500 – 5600
		6 bis 12 Mon.	49 – 76	1900 – 5900
		1 – 2 J.	53 – 75	2100 – 6200
		3 - 6 J.	56 – 75	1400 – 3700
		7 - 12 J.	60 – 76	1200 – 2600
		13 – 17 J	56 - 84	1000 - 2200
		18 - 99 J.**	58 -84	856 - 2237
T-Helfer-Z.	CD3/CD4+	1 Tag bis 3 Mon.	35 – 64	1600 – 4000
		3 bis 6 Mon.	35 – 56	1800 – 4000
		6 bis 12 Mon.	31 – 56	1400 – 4300
		1 – 2 J.	32 – 51	1300 – 3400
		3 - 6 J.	28 – 47	700 – 2200
		7 - 12 J.	31 – 47	650 – 1500
		13 – 17 J	31 - 52	530 - 1300
		18 - 99 J.**	33 -65	518 - 1472
T-Suppressor-Z.	CD3/CD8+	1 Tag bis 3 Mon.	12 – 28	560 – 1700
		3 bis 6 Mon.	12 – 23	590 – 1600
		6 bis 12 Mon.	12 – 24	500 – 1700
		1 – 2 J.	14 – 30	620 – 2000
		3 - 6 J.	16 – 30	490 – 1300
		7 - 12 J.	18 – 35	370 – 1100
		13 – 17 J	18 - 35	330 - 920
		18 - 99 J.**	13 - 38	205 - 924
			[dim.-los]	
CD4/CD8-Ratio		Männer*	0,6 – 6,0	
		Frauen*	1,0 – 4,9	

Aktivierte T-Helferzellen	CD4/HLA-DR+	Alle*		<250
Aktivierte T-Suppressorz.	CD8/HLA-DR+	Alle*		<250
Atypische T-Zellen	CD4+/CD7-	Alle*	Nicht nachweisbar	Nicht nachweisbar
Atypische T-Zellen	CD4+/CD26-	Alle*	Nicht nachweisbar	Nicht nachweisbar

Quelle: Lymphocyte subsets in healthy children from birth through 18 years of age: The Pediatric AIDS Clinical Trials Group P1009 study. Shearer WT. et al., J Allergy Clin Immunol 2003; Vol 112; 11:973-980.

*Quelle: Thomas L.: Labor und Diagnose, 5. Auflage 1998, Seite 546 – 551.

**Quelle: Beckman Coulter GmbH, Europapark Fichtenhain B13, 47807 Krefeld, Germany