

Tipps & Tricks in der Präanalytik



Band 1: Blutuntersuchungen bei Kleintieren



LABOKLIN



SARSTEDT

Vorwort

Die klinische Labordiagnostik ist ein integraler Bestandteil der tierärztlichen Praxis. Nach der Anamnese und der klinischen Untersuchung werden im Untersuchungsplan zum Beweis oder Ausschluss der Differenzialdiagnosen die anzufordernden Tests festgelegt. Zur Krankheitserkennung liefern die Hämatologie und die klinische Chemie nicht selten den

entscheidenden Beitrag. Insbesondere seit die Molekularbiologie Einzug in die Laboren gehalten hat, kann die Ätiologie einiger Krankheiten besser abgeklärt werden. Die Laborergebnisse werden weiterhin im Monitoring, in der Therapiekontrolle und der Prognose von Erkrankungen interpretiert.



Prof. Dr. med. vet. Andreas Moritz

Das Zitat aus der von den Firmen LABOKLIN und SARSTEDT verfassten Informationsbroschüre Tipps & Tricks in der Präanalytik „... bei höchster Präzision moderner Analysegeräte kann das Messergebnis nur so gut sein, wie es die Probenqualität zulässt“

verdeutlicht die besondere Wichtigkeit dieses Themas. Die Präanalytik bezieht sich auf den Teil des Labordiagnostikprozesses, der vor der eigentlichen Analyse der Proben stattfindet. Dies umfasst nach der Anamnese und Patientenvorbereitung die korrekte Probenentnahme, -aufbewahrung und den -transport, um sicherzustellen, dass die Ergebnisse zuverlässig und aussagekräftig sind. Während unplausible Werte im Analyseprozess im Labor durch wiederholte Messungen überprüft werden können, sind präanalytische Fehler meistens nicht wiedergutzumachen. Es ist daher wichtig, alle Schritte sorgfältig durchzuführen, um mögliche Fehler zu minimieren.

In den folgenden acht Kapiteln werden die grundlegenden Fakten zum Thema verständlich und informativ illustriert vermittelt: Was bedeutet Präanalytik, – Patientenvorbereitung, – Probenmaterialien und Probenröhrchen im Überblick, – Häufige Fehler in der Präanalytik, – Probenentnahme, – Sicherheit rund um die Probenentnahme, – Vorbereitung der Laboruntersuchung, – Beschriftung, Lagerung und Transport. Einprägsame Texte in grau hinterlegten Boxen unterstützen das Verstehen, Lernen und Erinnern. Der Anfertigung und Auswertung von Blutaussstrichen ist – zu Recht – viel Platz gegeben. Positiv auffällig und etwas über die Präanalytik hinausgehend sind die Zellbilder der Blutaussstriche von Hund, Katze und Kleinsäugetern. Durch Anklicken gut platzierter QR-Codes gelangt man online zu Tutorials in Form von YouTube-Videos (z. B. Anfertigen, Färben eines Blutaussstriches).

Dieses gelungene Booklet ist nicht nur für Tierärzte*innen, tiermedizinische Fachangestellte und medizinisch-technische Angestellte als kleines Nachschlagewerk für die Praxis, sondern auch für Studierende der Tiermedizin als kurzweiliges Lernmaterial sehr zu empfehlen.

Prof. Dr. med. vet. Andreas Moritz studierte an der Justus-Liebig-Universität (JLU) in Gießen Tiermedizin. Nach der Promotion und Habilitation für das Fachgebiet Innere Medizin und klinische Laboratoriumsdiagnostik wurde er am Fachbereich Veterinärmedizin der JLU zum Hochschuldozent ernannt. Nach Auslandsaufenthalten in St. Paul, Minnesota, USA, und Gent, Belgien, kehrte er an die JLU zurück und wurde 2006 auf die Professur für Klinische Pathophysiologie und klinische Labordiagnostik berufen. Neben der Leitung des Zentrallabors des Fachbereiches übernahm er ab 2017 die Leitung der Klinik für Kleintiere, Innere Medizin. Er ist Fachtierarzt für Innere Medizin und Fachtierarzt für klinische Labordiagnostik sowie EBVS® European Veterinary Specialist in Small Animal Internal Medicine (Dipl. ECVIM-CA) und Associate Member des European College of Veterinary Clinical Pathology (ECVCP). Neben der Ausbildung der Studierenden der Tiermedizin engagiert sich Prof. Moritz in der nationalen und internationalen Fachqualifikation der Tierärzte*innen auf dem Gebiet der Inneren Medizin der Kleintiere und der klinischen Labordiagnostik. Derzeit ist er Präsident der Deutschen Gesellschaft für Kleintiermedizin (DGK-DVG).



ANIMAL HEALTH CARE

*Deutsche Erstausgabe:
Tipps & Tricks in der Präanalytik
Band 1: Blutuntersuchungen bei Kleintieren
Januar 2024*

*Dieses Buch wurde in Kooperation des veterinärmedizinischen Labors
LABOKLIN und des Medizintechnikunternehmens SARSTEDT erstellt.*

Autorinnen: Dr. Annemarie Baur-Kaufhold, Dr. Maria Brockmann, Ida Dolle

Link zur PDF-Version: www.sarstedt.com/laboklin-blutuntersuchung-vet

© 2024 LABOKLIN & SARSTEDT – alle Rechte vorbehalten



animalhealthcare.
sarstedt.com



laboklin.de

Inhalt

Vorwort	2
1. Was bedeutet Präanalytik?	6
2. Patientenvorbereitung	8
2.1. Einflussfaktoren	10
2.1.1. Lebensalter, Rasse und Lebensbedingungen	10
2.1.2. Testauswahl	11
2.1.3. Medikation und Biorhythmik	12
2.1.4. Entnahmereihenfolge	13
3. Probenmaterialien und Probenröhrchen	
im Überblick	14
3.1. Serum vs. Plasma – was ist der Unterschied?	16
3.2. Verschiedene Probenmaterialien im Überblick	17
3.2.1. Farbcodes der Röhrchen	18
3.2.2. Lithium-Heparin-Röhrchen	19
3.2.3. EDTA-Röhrchen	20
3.2.4. Serum-Röhrchen	22
3.2.5. Citrat-Röhrchen	23
3.2.6. Natrium-Röhrchen	24
3.3. Welche Probenart ist für welchen Test geeignet?	25
4. Häufige Fehler in der Präanalytik	26
4.1. Störfaktoren	27
4.1.1. Hämolyse	28
4.1.2. Hyperlipidämie (Lipämie)	30
4.1.3. Ikterus	31
5. Probenentnahme	32
6. Sicherheit rund um die Probenentnahme	42
7. Vorbereitung der Laboruntersuchung	46
7.1. Zentrifugation	48
7.2. Wie fertige ich einen Blutausstrich an?	51
8. Beschriftung, Lagerung und Transport	60
Literaturverzeichnis	66

1. Was bedeutet Präanalytik?





„Hallo Maus, du bist doch ein Laborexperte, richtig?“

„Ja, ich stehe dir gerne mit Rat und Tat zur Seite!“

„Das finde ich super! Was versteht man eigentlich unter Präanalytik, und warum ist das wichtig zu wissen?“

„Die Präanalytik beinhaltet alle Prozesse, die vor der Laboranalyse ablaufen und einen Einfluss auf das Messergebnis haben können. Schließlich kann selbst bei höchster Präzision moderner Analysengeräte das Messergebnis nur so gut sein, wie es die Probenqualität zulässt.“



Die Präanalytik umfasst alle Bereiche, die vor der eigentlichen Analyse des Probenmaterials zu bedenken sind. Hierzu gehören unter anderem die Anamnese sowie die klinische Untersuchung, aus denen sich die Indikation für die jeweilige Analyse ergibt. Des Weiteren zählen dazu die Patientenvorbereitung, die Auswahl der korrekten Probengefäße, die Probenentnahme, die Probenvorbereitung, der Probentransport sowie die Probenlagerung, die Probenaufarbeitung und der Weg der Probe bis zum Beginn der Analyse.

Wie aus der Aufzählung ersichtlich, spielt sich der größte Teil der Präanalytik bereits ab, bevor die Probe das Labor erreicht. Der behandelnde Tierarzt oder die behandelnde Tierärztin kann daher in vielen Fällen entscheidend zu einer guten Probenqualität und damit einem repräsentativen und auswertbaren Ergebnis beitragen. Auf Grund der großen Anzahl an Möglichkeiten potenzieller Fehlerquellen ist es sinnvoll, sich bereits im Vorfeld einer Analyse mit verschiedenen Aspekten der Präanalytik vertraut zu machen.

2. Patientenvorbereitung



Ein angenehmer und stressfreier Besuch in Ihrer Praxis für Patienten sowie Besitzer*innen/Halter*innen ist nicht nur gut für Ihr Image, sondern hat auch maßgeblichen Einfluss auf die Probenqualität.

Im Vorfeld sollte der Tierbesitzer bzw. die Tierbesitzerin über den Einfluss von körperlicher Aktivität bzw. Stress auf die Ergebnisse einer Blutuntersuchung informiert werden. Besonders die Enzyme, die mit Muskulatur assoziiert sind, wie CK, LDH und AST, können nach körperlicher Anstrengung vermehrt im Serum nachgewiesen werden. Zusätzlich sind auch bei Glucose und Lactat erhöhte Serum-Werte zu erwarten. Welche weiteren Aspekte vorab geklärt werden sollten, wird im Folgenden betrachtet.



„Fleischfresser sollten am besten grundsätzlich nüchtern (etwa 12 Stunden Nahrungskarenz) zur Blutentnahme vorgestellt werden, da eine postprandiale Lipämie Einfluss auf viele Messgrößen haben kann, und im schlimmsten Fall zu einer nicht auswertbaren Probe führt.“*

* (Moritz et al., 2014)



2.1. Einflussfaktoren

Im Folgenden wird ein Überblick über Einflussfaktoren gegeben, die potenzielle Fehlerquellen in der Diagnostik darstellen können. Signalement, Therapie, Verdachtsdiagnose und Testverfahren sollten daher vor jeder Untersuchung bekannt sein.

2.1.1. Lebensalter, Rasse und Lebensbedingungen

- Jungtiere: Sie können bei einigen Parametern (z. B. AP, Phosphat ...) höhere oder niedrigere Werte aufweisen als adulte Tiere (Humann-Ziehank und Ganter, 2012).
- Rassespezifische Besonderheiten: Für einige Parameter gibt es rassespezifische Abweichungen (bspw. Greyhounds: niedrigere Thyroxinkonzentration, Leukozyten- und Thrombozytenkonzentration, höherer Hämatokrit; Cavalier King Charles Spaniel: Makrothrombozytopenie möglich (Zaldívar-López *et al.*, 2011)).



2.1.2. Testauswahl

Vor der Blutentnahme sollte man sich ein paar Gedanken zur gewünschten Untersuchung und den Voraussetzungen machen:

- Ist die angeforderte Untersuchung für die Tierart verfügbar?
- Muss der Patient für die angestrebte Untersuchung in einer bestimmten Verfassung sein (z. B. nüchtern) oder eine gewisse Zeit in der Praxis bleiben?
- Handelt es sich um eine Therapiekontrolle oder eine Überprüfung der korrekten medikamentösen Einstellung?
- Sind Suppressions- oder Stimulationstests erforderlich?
- Welches Material wird benötigt? Ist die gewünschte Analyse mithilfe des zur Verfügung stehenden Probenmaterials überhaupt möglich und sinnvoll? Beispiel: Gerinnungstests sind nur aus Citratplasma möglich!
- Wie viel Probenvolumen ist für den Test notwendig?
- Kann die Probe den Transport zum Labor so überstehen, dass der gewünschte Parameter noch sinnvoll messbar ist?
Es ist ratsam, die Parameterstabilität im Voraus zu prüfen und die erforderlichen präanalytischen Bedingungen zu klären.

Immer zu vermeiden sind Stress, Aufregung und starke körperliche Anstrengung vor der Blutentnahme (Moritz *et al.*, 2014). Dies betrifft insbesondere Wildtiere, aber auch Tiere, die wenig Routine im Handling haben (Braun *et al.*, 2015).



2.1.3. Medikation und Biorhythmik

- Steht der Patient unter einer bestimmten Medikation, die die Untersuchungsergebnisse beeinflussen und damit potenziell zu einer falschen Interpretation führen kann? (Beispiele für problematische Kombinationen sind die Phenobarbitalbehandlung bei einem Epileptiker, der gleichzeitig auf eine Hypothyreose getestet werden soll (Gaskill *et al.*, 2000), eine Glukokortikoidbehandlung bei einem Hund, bei dem ein ACTH-Stimulationstest durchgeführt werden soll oder antibiotische Vorbehandlungen vor mikrobiologischer Untersuchung.)
- Gibt es für den angeforderten Parameter eine biologische Rhythmik, die zu beachten ist?

Wie aus dieser Auswahl bereits zu ersehen ist, können nicht alle präanalytischen Einflussgrößen immer kontrolliert werden. Dennoch sollten so viele Faktoren wie möglich zumindest dokumentiert werden (Braun *et al.*, 2015), um später die Interpretation der Ergebnisse zu erleichtern.



2.1.4. Entnahmereihenfolge

Für die Entnahmereihenfolge empfiehlt es sich, ein festes, bewährtes Schema zu nutzen, beispielsweise das Schema nach Gurr. Die Bedeutung der verschiedenen Farbcodes wird in Kapitel 3.2.1. erläutert.

EU-Farbcode, orientiert an BS 4851	ISO-Farbcode nach ISO 6710	
		Blutkultur
		Serum-/Serum-Gel – Blut
		Citrat – Blut
		Heparin-/Heparin-Gel – Blut
		EDTA – Blut
		Fluorid-/Citrat-Fluorid – Blut

Gurr et al., (2011)



„Mist! Jetzt haben wir die Blutprobe in das EDTA-Röhrchen statt in das Serum-Röhrchen gefüllt. Ich schütte es einfach schnell um!“

„Bitte nicht! Denn die Durchmischung des Blutes mit EDTA hat bereits während der Entnahme stattgefunden, was die Messergebnisse dann verfälscht! Proben dürfen nie nachträglich umgefüllt werden!“

(Moritz et al., 2014)



3. Probenmaterialien und Probenröhrchen im Überblick



Für die Blutuntersuchungen stehen verschiedene Materialien zur Verfügung. Sie werden hier kurz vorgestellt.

Es gibt Vollblut, Serum und Plasma. Diese unterscheiden sich in ihrer Zusammensetzung. Auch die Weiterbearbeitung der Probe erfolgt je nach Probenmaterial.

Vollblut wird aus Vollblut gewonnen, das mit einem Gerinnungshemmer (z. B. Heparin oder EDTA) versetzt ist. Dies verhindert die Gerinnung des Blutes und ermöglicht die Trennung der flüssigen Blutkomponenten von den festen Bestandteilen.

Plasma wird aus Vollblut gewonnen, das mit einem Gerinnungshemmer (z. B. Heparin oder EDTA) versetzt ist und im unmittelbaren Anschluss durch Zentrifugation in Blutzellen (feste Bestandteile) und Plasma (flüssige Bestandteile) getrennt wird. Plasma enthält im Gegensatz zu Serum alle Gerinnungsfaktoren des Blutes, da diese nicht für die Gerinnung verbraucht wurden.

Serum wird ebenfalls aus Vollblut gewonnen, allerdings ohne Zusatz eines Gerinnungshemmers, sondern in der Regel mit einem Gerinnungsförderer. Die Probe wird und soll also gerinnen und darf daher frühestens nach 30 Minuten aufrechten Stehens zentrifugiert werden. Serum enthält keine Gerinnungsfaktoren, da diese während des Gerinnungsprozesses verbraucht werden (Moritz et al., 2014).



„Wenn man das Serum-Röhrchen zu kurz stehen lässt, kann es zu einer gelartigen Serumkonsistenz kommen, die spätere Messungen erschwert oder unmöglich macht!“

(Moritz et al., 2014)



3.1. Serum vs. Plasma – was ist der Unterschied?

Serum	Plasma
... zellfreier Überstand einer vollständig geronnenen Probe	... zellfreier Überstand einer mit Gerinnungshemmern versetzten Probe
... enthält kein Fibrin	... enthält Fibrin
... geringere Ausbeute	... höhere Ausbeute
... die Probe muss erst gerinnen, bevor sie zentrifugiert werden kann.	... die Probe kann direkt zentrifugiert werden.

Der Blutkuchen entsteht in der Form, in der sich die Blutzellen in dem Röhrchen befinden.

Das bedeutet, wenn die S-Monovette® nach der Blutentnahme flach liegt, sedimentieren die Blutzellen entlang der liegenden Röhre und bilden eine längliche Form.

Dieses entstandene Gebilde lässt sich während der Zentrifugation zusammendrücken. Nach der Zentrifugation stellt es sich jedoch ziehharmonikaförmig wieder auf („Wurstphänomen“).



„Das Serum aus einer solchen Probe kann nicht automatisch pipettiert werden. Deshalb ist es wichtig, Serumproben nach der Blutentnahme aufrecht stehend zu lagern.“





aufrechtstehend geronnene
Probe nach Zentrifugation



liegend geronnene Probe
nach Zentrifugation

3.2. Verschiedene Probenmaterialien im Überblick

Die wichtigsten Probenröhrchen für den Praxisalltag sind mit ihren Hauptanwendungen in der folgenden Tabelle dargestellt:

Probenmaterialien	Anwendungen
Citrat	Blutgerinnung
Natrium-Fluorid	Glucose/Lactat
Serum-Gel	Klinische Chemie
Lithium-Heparin	Blutbild/klinische Chemie
EDTA	Blutbild

3.2.1. Farbcodes der Röhrchen

Lassen Sie sich nicht von den verschiedenen Farben der Röhrchen irritieren!

Die Verschlusskappen der verschiedenen Probenröhrchen stehen für die verschiedenen Präparierungen (= Gerinnungshemmer/Gerinnungsförderer) in den Gefäßen. Es ist zu beachten, dass es zwei verschiedene Farbcodes gibt.

- „EU-Farbcodes“ (orientiert sich an dem Britischen Standard BS 4851)
- „ISO-Farbcodes“ (orientiert sich an dem internationalen Standard ISO 6710)

Am besten einigt man sich in der Praxis und mit dem betreffenden Labor auf einen der beiden Farbcodes. Allerdings ist die genaue Präparierung immer zusätzlich zur Farbcodierung auch schriftlich auf dem Röhrchen aufgeführt.



3.2.2. Lithium-Heparin-Röhrchen

Sie sind die Allrounder unter den Röhrchen, denn Lithium-Heparin-Blut kann für die Messung des Blutbildes eingesetzt werden, und Lithium-Heparin-Plasma kann für die Analyse zahlreicher klinisch-chemischer Parameter verwendet werden (zur Verhinderung von Hämolyse idealerweise bereits abzentrifugiert eingeschickt, wenn aus dem gleichen Material kein Blutbild erstellt werden soll). Auch ist die Ausbeute bei Plasma etwas höher als bei Serum, da bei Serum immer ein größerer Anteil Flüssigkeit im Blutkuchen verbleibt (Moritz *et al.*, 2014). Besonders beliebt sind Lithium-Heparin-Röhrchen auch bei allen, die sich um Kleinsäuger oder Exoten kümmern, da bei diesen Tieren häufig nur ein kleines Probenvolumen entnommen werden kann.

Cave: Proben in Lithium-Heparin-Röhrchen eignen sich wegen des inhibitorischen Effekts (Schrader *et al.*, 2012) nicht für PCR-Untersuchungen.



„Wichtig: Es sollte möglichst immer das gleiche Material (Serum oder Plasma) für die klinisch-chemische Untersuchung verwendet werden. Dies gilt insbesondere für Wiederholungsuntersuchungen, da für einige Analyten, wie beispielsweise Kalium, unterschiedliche Konzentrationen in Serum und Plasma vorkommen können.“

(Humann-Ziehank und Ganter, 2012; Braun *et al.*, 2015)



SARSTEDT

3.2.3. EDTA-Röhrchen

EDTA (Ethyldiamintetraessigsäure) ist ein Chelatbildner. Es funktioniert als Antikoagulant, indem es Metallionen, insbesondere Kalziumionen, bindet, die für die Blutgerinnung notwendig sind. Man kann verschiedene Formen von EDTA unterscheiden, z. B. darunter Dikalium-EDTA und Trikalium. (Moritz *et al.*, 2014). Blut in EDTA-Röhrchen wird überwiegend für die Messung von Blutbildern genutzt.

Wichtig ist das sanfte Schwenken der Probe direkt nach der Blutentnahme, um Gerinnsel zu verhindern, da die Probe sonst nicht mehr sinnvoll analysiert werden kann (Vap *et al.*, 2012)! EDTA-Röhrchen sollten niemals als erstes befüllt werden, da sonst die Gefahr einer Kontamination der Kanüle mit EDTA besteht. Dadurch kann es dann im Anschluss zu Fehlmessungen bei zahlreichen Parametern kommen (Sharratt *et al.*, 2009).

EDTA-Proben werden nicht nur für die Messung von Blutbildern, sondern auch für die Bestimmung der serologischen Blutgruppe benötigt. Sie können zudem für genetische Untersuchungen sowie Erregernachweise mittels PCR (Polymerase-Kettenreaktion) eingesetzt werden, sofern der gesuchte Erreger im Blut vorkommt. Für manche Untersuchungen, wie beispielsweise ACTH oder pro-BNP, wird jedoch abzentrifugiertes und abpipettiertes EDTA-Plasma benötigt (Näheres zur Zentrifugation und Beschriftung der Proben siehe ab S. 48).



„Achtung! Bei Reptilien und einzelnen Vogelarten ist die Verwendung von EDTA kontraindiziert, da es durch das EDTA zu einer Hämolyse kommen kann, die die Auswertung später unmöglich macht.“

(Nardini et al., 2013)



3.2.4. Serum-Röhrchen

In den Serum-Röhrchen befinden sich in der Regel Gerinnungsbeschleuniger, die zu einer schnellen Koagulation führen. Serum kann für die Analyse eines Großteils aller klinisch-chemischen Parameter sowie für zahlreiche serologische Testverfahren genutzt werden. Auch die Durchführung einer Serumelektrophorese sollte, wie der Name bereits sagt, aus Serum erfolgen.



Serum-Gel-Röhrchen:

Diese können ähnlich wie Serum-Röhrchen verwendet werden. Ihr Vorteil ist, dass sich das Gel nach dem Zentrifugieren zwischen die verschiedenen Schichten legt und so ein Abpipettieren des Überstands unnötig macht.



„Ich habe hier ein Röhrchen mit der Abkürzung CAT. Ist das nur für Katzen?“

„Nein, Serum-Röhrchen werden auch mit der Abkürzung CAT gekennzeichnet, das steht für ‚Clot Activator‘.“

(Moritz et al., 2014)



Neutrale-Serum-Röhrchen:

Neutrale-Serum-Röhrchen werden mit „Neutral bzw. Neutral Z“ markiert. Sie sind unbeschichtet und werden entweder als Serum-Röhrchen oder zum Umfüllen von Plasma-Proben verwendet (z. B. Citrat-Plasma).



3.2.5. Citrat-Röhrchen

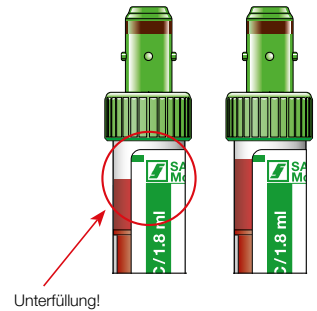
Das Mischungsverhältnis für Citrat-Blut beträgt in der Regel 9:1. Citrat-Blut- und/oder -plasma wird insbesondere für Gerinnungsanalysen benötigt. Für die korrekte Handhabung sollten einige wichtige Punkte bedacht werden:

1. Citrat-Röhrchen sollten niemals als Erstes befüllt werden (Moritz *et al.*, 2014), da durch den Stauungsvorgang die Gerinnung bereits in Gang gesetzt wird.
2. Auch wenn bei allen Röhrchen darauf geachtet werden sollte, dass das Ablaufdatum nicht überschritten wird (Braun *et al.*, 2015), ist es bei diesen Röhrchen besonders wichtig! Im Zweifel können neue Röhrchen jederzeit kostenlos im Labor angefordert werden.
3. Zusätzlich muss unbedingt darauf geachtet werden, die Röhrchen bei der Probenentnahme nur genau bis zur Markierung zu befüllen. Eine Über- oder Unterfüllung führt zu unzuverlässigen Ergebnissen der Gerinnungsanalysen. In einigen Fällen kann die Probe dann im Labor sogar gar nicht mehr zur Gerinnung gebracht werden.
4. Für die meisten Gerinnungsparameter ist es empfehlenswert, die Probe zeitnah zu zentrifugieren und abzupipetieren sowie gekühltes Citrat-Plasma (siehe 3.2.4. Neutrales-Serum-Röhrchen) für die Analyse zu verwenden. Für die Thrombelastographie wird jedoch Citrat-Vollblut benötigt!



Die optimale Füllmenge variiert zwischen den Röhrchen. Marke der einzuhaltenden Füllhöhen der beiden rechten Röhrchen siehe Pfeil.

Unter- sowie Überfüllung sind unbedingt zu vermeiden! Gerinnsel führen nicht nur zu fehlerhaften hämatologischen Messergebnissen, sondern können auch die Kapillaren der Hämatologiegeräte verstopfen (Moritz *et al.*, 2014).



3.2.6. Natrium-Röhrchen

Diese eignen sich nur zur Lactat- sowie Glucosemessung. Sie sind insbesondere dann wichtig, wenn Glucose nicht direkt in der Praxis gemessen werden kann, sondern an ein externes Labor verschickt wird. Durch das Natrium-Fluorid soll der Glucoseabbau in der Probe gestoppt werden, daher können Natrium-Fluorid-Röhrchen für die Messung der Glucosekonzentration genutzt werden (Braun *et al.*, 2015).



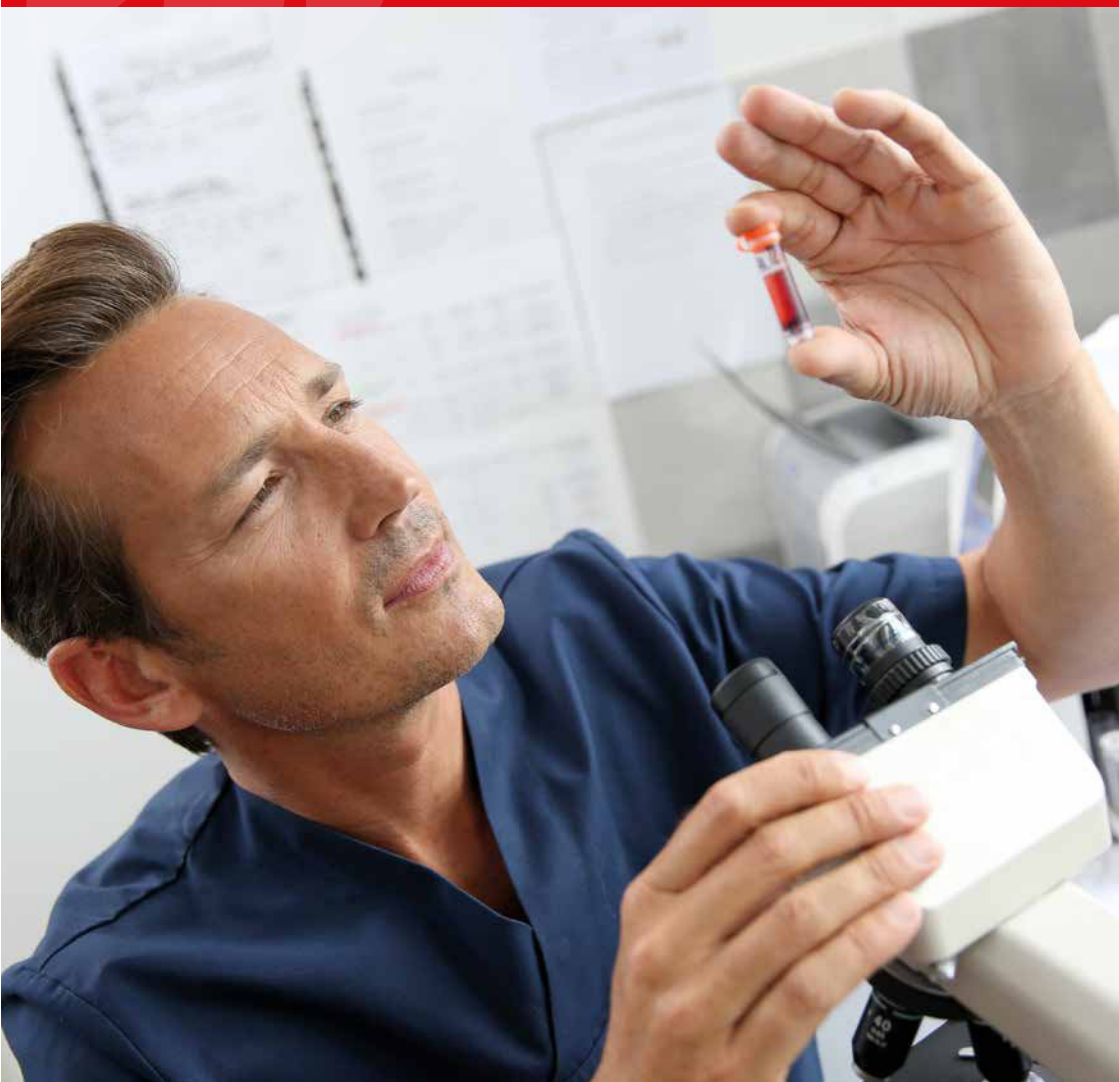
3.3. Welche Probenart ist für welchen Test geeignet?

Nicht jedes Probenmaterial kann für jede Untersuchung genutzt werden. Die folgende Tabelle gibt einen Überblick, welche Untersuchungen aus welchem Material sinnvoll möglich sind.

Nutzungsmöglichkeiten unterschiedlicher Probenarten

Anti-koagulantium	Material	Blutbild	Blutausstrich	Klinisch-chemische Parameter	Serologie	Gerinnung
EDTA	Vollblut	Ja	Ja	Nein	Nein	Nein
EDTA	Plasma	Nein	Nein	Eingeschränkt	Eingeschränkt	Nein
Lithium-Heparin	Vollblut	Ja	Eingeschränkt	Nein	Nein	Nein
Lithium-Heparin	Plasma	Nein	Nein	Ja	Ja	Nein
Citrat	Vollblut	Nein	Ja	Nein	Nein	Eingeschränkt
Citrat	Plasma	Nein	Nein	Nein	Nein	Ja
NaF (Natrium-Fluorid)	Plasma	Nein	Nein	Glucose, Lactat	Nein	Nein
Serum-Röhrchen ohne Anti-koagulantium	Serum	Nein	Nein	Ja	Ja	Nein

4. Häufige Fehler in der Präanalytik



4.1. Störfaktoren

Zu den häufigsten Störfaktoren in der Präanalytik gehören die Hämolyse, unterfüllte Probengefäße und Blutgerinnsel. Die folgende Tabelle gibt eine erste Übersicht zu den Ursachen und informiert über die Konsequenzen.

Häufige Störfaktoren in der Analytik und ihre möglichen Ursachen

Störfaktor	Ursache	Betroffene Parameter
Gerinnsel	Überfüllung des EDTA-, Lithium-Heparin- oder Citrat-Röhrchens	Blutbild inklusive der Thrombozyten-zählung, Gerinnungsparameter
Hämolyse	Probe nicht zentrifugiert, unsachgemäße Zentrifugation, Pipettierfehler, lange Lagerungszeit, sehr hohe Temperaturen, Frost	Diverse klinisch-chemische Parameter, typisch sind beispielsweise eine falsch hohe Kaliumkonzentration sowie eine falsch niedrige Kalziumkonzentration
Lipämie	Patient nicht nüchtern, Medikamente, Endokrinopathien sowie diverse andere pathologische Veränderungen	Diverse klinisch-chemische Parameter sowie vereinzelt Parameter des Blutbildes; es kann beispielsweise vorkommen, dass der Hämoglobingehalt bei lipämischen Proben falsch hoch gemessen wird.
Medikamente	Therapie (z. B. Infusionen, Glukokortikoide, Antibiotika, Sedativa)	Je nach Medikament und Parameter unterschiedlich (falsch hoch oder falsch niedrig), typisch beispielsweise für die Glukokortikoidgabe sind beim Hund Erhöhungen der Leberenzyme (insbesondere der Alkalischen Phosphatase).
Über- oder Unterfüllung	Angegebener Füllstand nicht eingehalten	Gerinnungsparameter



„EDTA-Kontamination, etwa durch eine falsche Entnahmereihenfolge der Proben, kann zu typischen Veränderungen führen, bspw. sehr hohen Kaliumwerten und niedrigen Kalziumwerten.“



4.1.1. Hämolysen

Eine Hämolysen kann verschiedene Ursachen haben. Häufig entstehen Hämolysen *in vitro*, beispielsweise durch zu starke Stauung, physikalische Scherkräfte (Kanüle zu dünn, Kanüle verbogen), traumatische Venenpunktion („Stochern“), zu heftiges Schwenken oder Schütteln der Blutprobe, zu hohe oder tiefe Temperaturen, zu hohe Drehzahl bei der Zentrifugation, Kontamination mit Wasser oder Desinfektionsmitteln sowie bei zu hohem Probenalter. Auch wenn eine Hämolysen *in vitro* häufiger vorkommt, sollte immer auch eine Hämolysen *in vivo* in Betracht gezogen werden.



Folgen einer Hämolyse

Freisetzung von Zellinhalten – Konzentrationsunterschiede

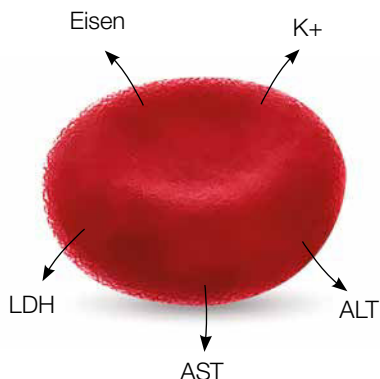
Substanzen, die in Erythrozyten in höherer Konzentration vorliegen (intrazelluläre Konzentration), treten aufgrund der Zerstörung der Erythrozyten-Zellmembran bei Hämolyse ins Serum/Plasma (extrazelluläre Konzentration) aus. Die Folge sind falschhohe Messergebnisse.

Freisetzung von Zellinhalten – optische Störung

Bei Hämolyse wird auch Hämoglobin, der rote Blut-Farbstoff, in das Serum/Plasma freigesetzt. Dies kann bei photometrischen Analysen aufgrund der Eigen-Extinktion von Hämoglobin zu falschen Messsignalen führen.

Messsignal falsch = Ergebnis falsch

(Humann-Ziehank und Ganter, 2012)



„Unter Hämolyse versteht man den Austritt intraerythrozytärer Substanzen nach einer Schädigung der Zellmembran. Durch die auftretende Rotfärbung des Serums/Plasmas kommt es insbesondere bei photometrischen Tests zu Problemen während der Messung.“



4.1.2. Hyperlipidämie (Lipämie)

Eine Lipämie kann Einfluss auf zahlreiche Parameter haben (Braun *et al.*, 2015). Je nach Grad der Lipämie kann es auch dazu kommen, dass von einigen Parametern keinerlei Messung möglich ist. Fleischfresser sollten daher am besten grundsätzlich nüchtern (etwa 12 Stunden Nahrungskarenz) zur Blutentnahme vorgestellt werden. Die Ursachen der Lipämie können sehr unterschiedlich sein – während es sich im einfachsten Fall nur um eine postprandiale Hyperlipidämie handelt, können auch diätetische und medikamentelle Einflüsse sowie endokrinologische, entzündliche, neoplastische oder genetische Ursachen eine Rolle spielen (Xenoulis und Steiner, 2015). Eine wiederholt auftretende Hyperlipidämie sollte daher immer weiter abgeklärt werden.



Lipämische Probe



„Korrekte Laborergebnisse sind für weitere Therapieentscheidungen elementar – benötigen aber eine gute präanalytische Probenqualität.“



4.1.3. Ikterus

Auch bei ikterischen Proben kann es zu diversen Interferenzen bei der Messung kommen (Martínez-Subiela *et al.*, 2002; Berlanda *et al.*, 2020). Deshalb ist es wichtig, dass die Proben visuell sowie mittels spezifischer Messung auf das Vorliegen einer Gelbfärbung überprüft werden. Cave: Es ist wichtig zu wissen, dass Plasma bzw. Serum von Pferden physiologischerweise eine deutliche Gelbfärbung aufweist!



Ikterische Probe



„Gut, dass ich anhand der Indizes für Hämolyse, Lipämie und Ikterus direkt einen Eindruck von der Qualität meiner Probe bekomme! So kann ich besser einschätzen, wie die Ergebnisse der jeweiligen Tests zu interpretieren sind!“



5. Probenentnahme



Je nach Tierart eignen sich verschiedene Venen für die venöse Blutentnahme. Die folgende Grafik gibt einen Überblick, welche Venen häufig bei welcher Tierart verwendet werden.



„Achte immer darauf, auch dich selbst bei der Entnahme zu schützen, und trage Handschuhe!“



Mögliche Punktionsstellen für die Blutentnahme

Spezies	V. jugularis	V. saphena lateralis	V. saphena medialis	V. cephalica antebrachii	V. auricularis	V. facialis (Wangenplexus)
Hund	×	×		×		
Katze	×		×	×		
Kaninchen/ Hase		×		×	(×)	
Frettchen		×		×		
Meerschweinchen		×		×		
Ratte, Maus, Wüstenrennmaus		(×)				×
Pferd	×		(×)	(×)		

(Moritz et al., 2014)

Bei Kleintieren wird das Blut bevorzugt mit einer 20-G-Kanüle aus der Vena cephalica antebrachii entnommen (Moritz et al., 2014).

Für jedes Tier die passende Lösung – gemeinsam für mehr Tierwohl.

In Ihrer Praxis/Klinik treffen Sie auf viele verschiedene Tierarten, die alle ihre individuellen Bedürfnisse haben. SARSTEDT bietet Ihnen passende Lösungen für die Präanalytik in der Veterinärmedizin.

Die S-Monovette® – sichere, schonende und hygienische Blutentnahme bei Kleintieren

Die Multivette® – bei kleinen Heimtieren sanft und einfach Blut allein durch den Venendruck entnehmen

Die Micro-Kanüle – auch bei besonders empfindlichen Tieren jeden Tropfen sicher auffangen, z. B. mit einem Micro-Probengefäß oder einer Microvette®

In der Regel wird für die meisten Analysen venöses Blut benötigt. Selten kann Kapillarblut oder arterielles Blut notwendig bzw. vorteilhaft sein, beispielsweise für eine Blutgasuntersuchung (arterielles Blut) oder bei Verdacht auf eine Babesiose (Kapillarblut).



Folgende routinemäßige Abarbeitung wird empfohlen:

1. Benötigte Utensilien in ausreichender Menge bereitlegen!
2. Helfer hinzuholen!
3. Händedesinfektion! Handschuhe!
4. Venen begutachten und Auswahl treffen!
5. Scheren und desinfizieren!
6. Punktionsstelle nicht mehr abtasten!
7. Helfer stauen lassen!
8. Schutzhülle der Safety-Kanüle entfernen!
9. Schliffseite der Kanüle nach oben!
10. Einstichwinkel unter 30°!
11. Haut spannen; Vene fixieren!
12. Evtl. Besitzer „vorwarnen“!
13. Bei Blutfluss Stauung lockern!
14. Proben entnehmen; Reihenfolge beachten!



„Hast du sonst noch einen Tipp für die Blutentnahme?“

„Klar! Vermeide verlängertes Stauen, das kann Einfluss auf einige Parameter haben, etwa Kalium. Pumpen sollte auch vermieden werden.“

(Moritz et al., 2014)





Blutentnahme bei einem großen Hund mit einer S-Monovette® und einer Safety-Kanüle

Video ansehen!



Das **S-Monovette®-Blutentnahmesystem** ermöglicht Ihnen eine geschlossene Blutentnahme mit zwei Techniken. Die Aspirationstechnik bietet eine auf den Blutfluss angepasste und dadurch schonende Entnahme. Bei starkem Blutfluss bietet das duale System der S-Monovette® auch die konventionelle Vakuumtechnik zur Blutentnahme.

Bei einer Entnahme mittels S-Monovette® und Safety-Kanüle reduziert sich das Risiko einer Verschleppung von EDTA deutlich.

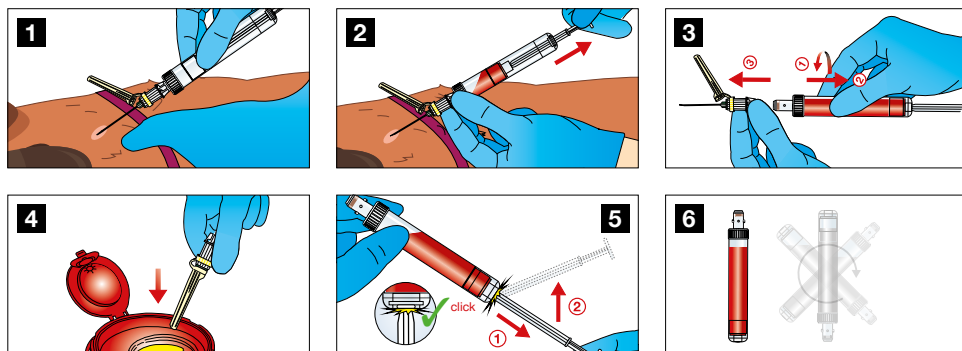
(Sulaiman, 2011)



„Ist man sich einmal unsicher, ob die Probenmenge für alle gewünschten Untersuchungen ausreicht, so kann einfach die gewünschte Reihenfolge der Abarbeitung angegeben werden. Achtung: Wird beispielsweise nur einmal Lithium-Heparin-Blut geschickt und als erster Punkt der Reihenfolge ein klinisch-chemischer Parameter vermerkt, kann nach der Abzentrifugation kein Blutbild mehr gemessen werden!“



Blutentnahme mit dem S-Monovette®-Blutentnahmesystem



Nachdem der Patient und alles andere für die Blutentnahme entsprechend vorbereitet ist, werden folgende Schritte durchgeführt.

1. Mit der Safety-Kanüle, die mit einer S-Monovette® verbunden wird, wird die ausgewählte Vene punktiert.
2. Die Kolbenstange der S-Monovette® wird langsam, dem Blutfluss angepasst, bis zum Röhrenende zurückgezogen, bis der Blutfluss stoppt.
3. Mit einer Drehbewegung kann die S-Monovette® leicht von der Safety-Kanüle wieder getrennt werden. So können auch mehrere S-Monovetten mit einer Kanüle entnommen werden.
4. Die Safety-Kanüle kann nach der Entnahme einfach verschlossen und entsorgt werden.
5. Sind alle S-Monovetten entnommen und der Patient versorgt, werden alle Kolbenstangen der S-Monovetten nach hinten gezogen, bis ein Klicken zu hören ist. Dann werden die Kolbenstangen abgebrochen.
6. Jetzt noch mehrfach schwenken und die Probe ist fertig fürs Labor.

Um die Vakuumtechnik mit der S-Monovette® anzuwenden, wird die Kolbenstange vor der Blutentnahme bis in den Knick gezogen und abgebrochen. So entsteht ein „frisches“ Vakuum in der Probenröhre. Wird diese S-Monovette® dann mit der Kanüle verbunden, füllt sich die Probenröhre durch das Vakuum.



Video ansehen!

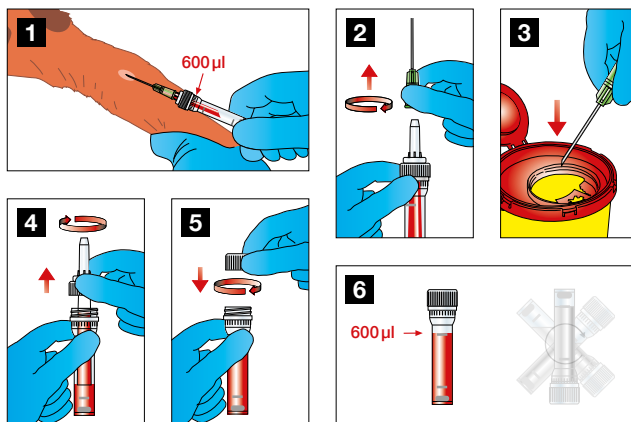


Blutentnahme bei einer Katze mit einer Multivette® 600 und einer Luer-Kanüle

Die **Multivette® 600** ist für kleine Blutmengen von 600 µl konzipiert und präpariert. Die Entnahme erfolgt in nahezu geschlossenem Zustand und greift auf den natürlichen Venendruck zurück. Dies macht die Entnahme besonders schonend und einfach.

Die Blutprobe kann direkt in der Multivette® 600 zentrifugiert werden. Das erleichtert die Blutentnahme und spart Zeit. Durch den geringen Innendurchmesser fällt das Abpipettieren nach der Zentrifugation besonders leicht. Zudem kann die Probe sicher verschlossen ins Labor versendet werden.

Blutentnahme mit der Multivette® 600



Nachdem der Patient und alles andere für die Blutentnahme entsprechend vorbereitet ist, werden folgende Schritte durchgeführt:

1. Mit der Multivette® und einer handelsüblichen Luer-Kanüle kann die ausgewählte Vene einfach punktiert werden. Durch die innenliegende Kapillare füllt sich die Multivette® 600 allein durch den Venendruck. Dadurch ist die Blutentnahme besonders schonend und einfach. Die Fülllinie zeigt, wann die Multivette® 600 vollständig befüllt ist.
2. Nach der Entnahme wird die Luer-Kanüle entfernt.
3. Luer-Kanülen werden in einer entsprechenden Entsorgungsbox entsorgt.
4. Durch das spezielle Design der Multivette® 600 fließt das Blut aus der Kapillare, wenn die Multivette® senkrecht gehalten und aufgedreht wird.
5. Mit der beiliegenden Schraubkappe wird die Multivette® verschlossen.
6. Jetzt noch mehrfach schwenken und die Probe ist fertig fürs Labor.



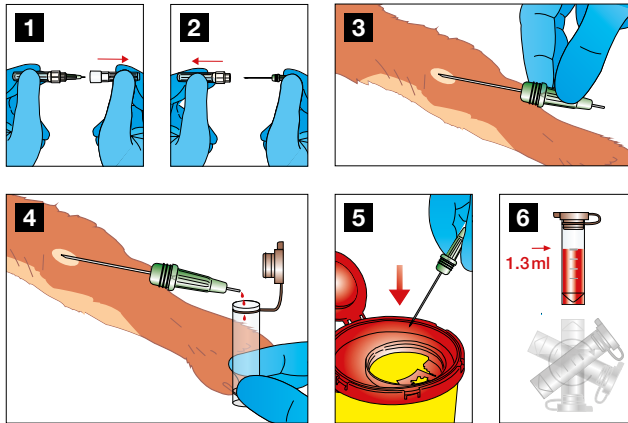
Video ansehen!



Blutentnahme bei einer Katze mit einer Micro-Kanüle und einem Micro-Probengefäß

Gerade bei sehr kleinen Tieren und schwierigen Venenverhältnissen zählt jeder Tropfen Blut. Die spezielle **Micro-Kanüle** stellt sicher, dass jeder Tropfen Blut in das Probenröhrchen fließt und nicht vorher gerinnt. Das passende Probenröhrchen kann nach erwartetem Probenvolumen ausgewählt werden. Die Micro-Probengefäße eignen sich für Mengen von 1,3 ml. Für kleinere Patienten ist die Microvette® in den Volumina 100–500 µl die richtige Wahl.

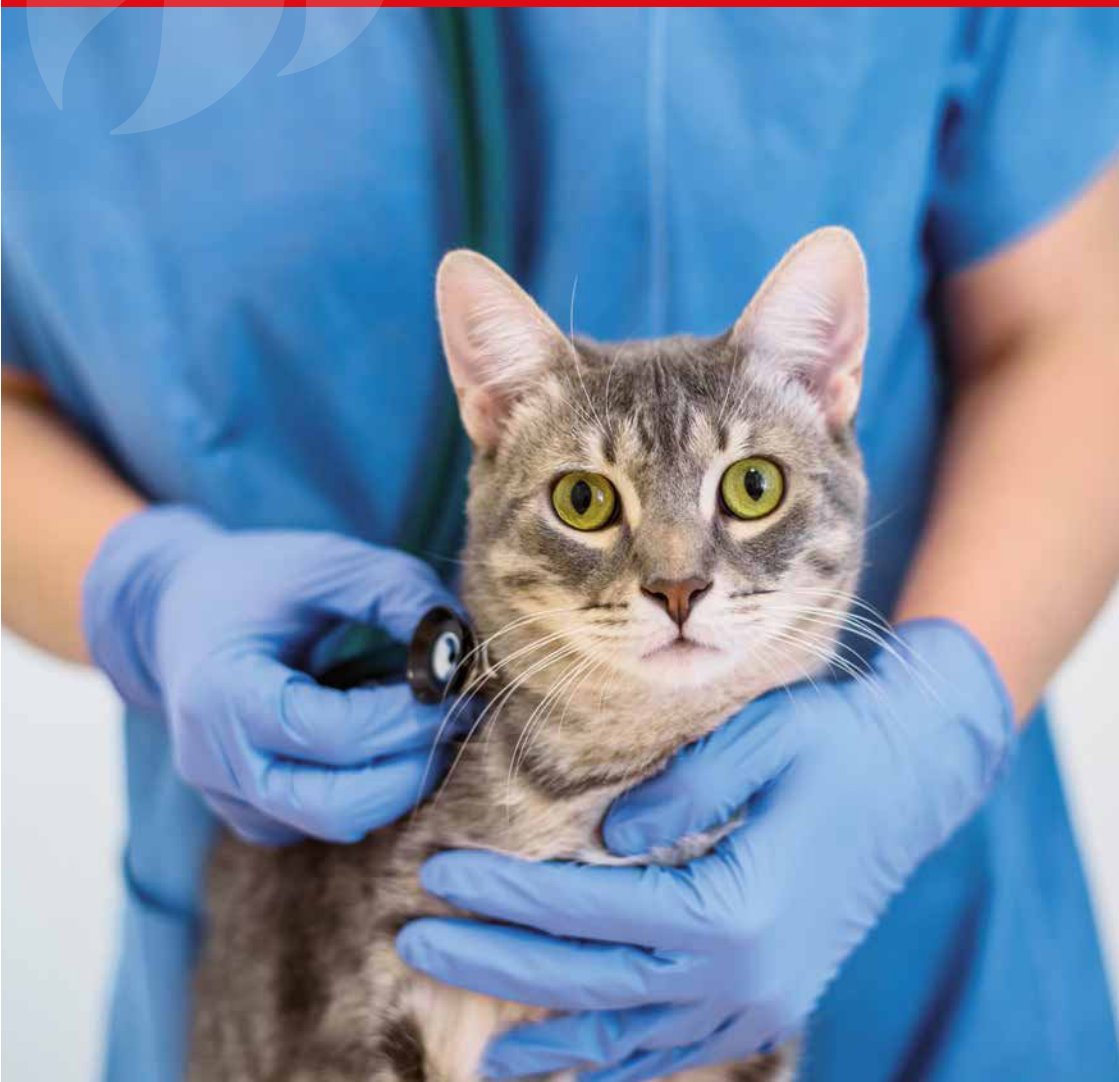
Blutentnahme mit Micro-Kanüle und Micro-Probengefäß



Nachdem der Patient und alles andere für die Blutentnahme entsprechend vorbereitet ist, werden folgende Schritte durchgeführt:

1. Die Micro-Kanüle wird an der transparenten Seite geöffnet.
2. Dann wird die Micro-Kanüle am Griffstück gegriffen, um die Schutzkappe zu entfernen.
3. Anschließend wird die ausgewählte Vene punktiert.
4. Das Blut wird in einem geeigneten Probengefäß aufgefangen.
5. Nach der Blutentnahme wird die Micro-Kanüle in einer entsprechenden Entsorgungsbox sicher entsorgt.
6. Jetzt noch mehrfach schwenken und die Probe ist fertig fürs Labor.

6. Sicherheit rund um die Probenentnahme



Diverse zoonotische Erreger und deren Gefahren für den Menschen sind bekannt, beispielsweise Bartonellen, Brucellen, Campylobacter, Chlamydien, Coxiellen, Dermatophyten, Giardien, Kryptosporidien, Leptospiren, Listerien, Pasteurellen, Rabiesviren, Salmonellen, Toxoplasmen sowie zahlreiche weitere (Jackson und Villarroel, 2012). Es empfiehlt sich daher, spezifische Sicherheitsregeln in der eigenen Praxis zu implementieren und durch regelmäßige Nutzung auch einzuüben. Hierzu gehören die Beachtung der allgemeinen Hygiene sowie das Einhalten von geeigneten Arbeitsschutzmaßnahmen (Handschuhe, gegebenenfalls Mundschutz, Abdeckung von offenen Wunden etc.). Das (Wieder-) Verwenden von potenziell kontaminierter Ausrüstung ist zu vermeiden! Auch sollte darauf geachtet werden, Schutzimpfungen stets aktuell zu halten. Für Tierärzte*innen empfiehlt die Ständige Impfkommission auch die Impfung gegen Tollwut (Epidemiologisches Bulletin, 2023).

Für das Sammeln von spitzen oder scharfen Gegenständen müssen geeignete Abfallbehältnisse zur Verfügung gestellt und verwendet werden. Diese sollten nicht überfüllt werden.

Sicherheitshinweise

- Nur Boxen in der Größe verwenden, die für die Aufnahme der zu entsorgenden Gegenstände geeignet sind
- Vor Beginn der Befüllung muss der Deckel aufgesetzt und eingerastet sein
- Box mit empfohlenem Klebeadapter durch Aufdrehen verbinden bzw. durch Einhängen im Wandhalter befestigen, um ein Umfallen zu verhindern
- Den Tagesdeckel nicht zum Eindrücken der zu entsorgenden Gegenstände verwenden
- Skalpelle mit besonderer Sorgfalt in die Box entsorgen (Gefahr der Verkantung und Beschädigung der Boxenwandungen und des Boxenbodens)
- Zu entsorgende Gegenstände nur senkrecht in die Box abwerfen
- Keine Gegenstände gewaltsam in die Box drücken
- Keine Flüssigkeiten in die Box einfüllen
- Nicht mit der Hand oder in sonstiger Weise in die Box fassen (Verletzungsgefahr!)
- Box nicht herunterwerfen, nicht schütteln, nicht fallenlassen
- Vor Verschluss der Box sicherstellen, dass keine Gegenstände aus der Öffnung ragen
- Vor der Entsorgung der Box genau prüfen, dass der Deckel fest verschlossen ist

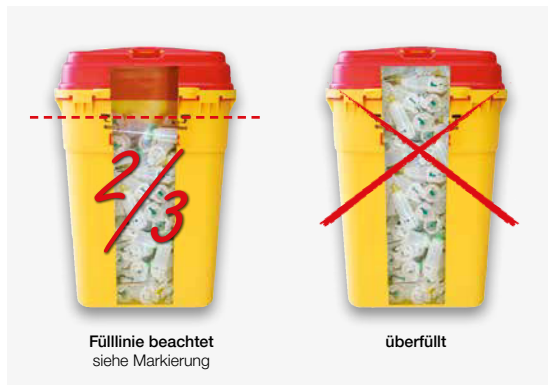
Empfehlung:

Multi-Safe nur zu ca. 2/3 des Volumens befüllen!

Multi-Safe nicht überfüllen:

Verletzungsgefahr!

Fülllinie beachten!



Probenbearbeitung

Wichtig: Vor jeder weiteren Bearbeitung muss sichergestellt sein, dass die Proben eindeutig dem Patienten zugeordnet werden können und korrekt etikettiert sind! Weitere Informationen hierzu finden sich im Kapitel 8 „Beschriftung, Lagerung und Transport“.



Probengefäße sind richtig etikettiert, wenn:

- eine freie Sicht auf den Inhalt gewährleistet ist.
- die Kontrolle des Füllstandes möglich ist.
- der Schraubverschluss ungehindert zu entfernen ist.
- Röhrchen und Etikett sich in der Zentrifuge nicht verklemmen oder verkleben.

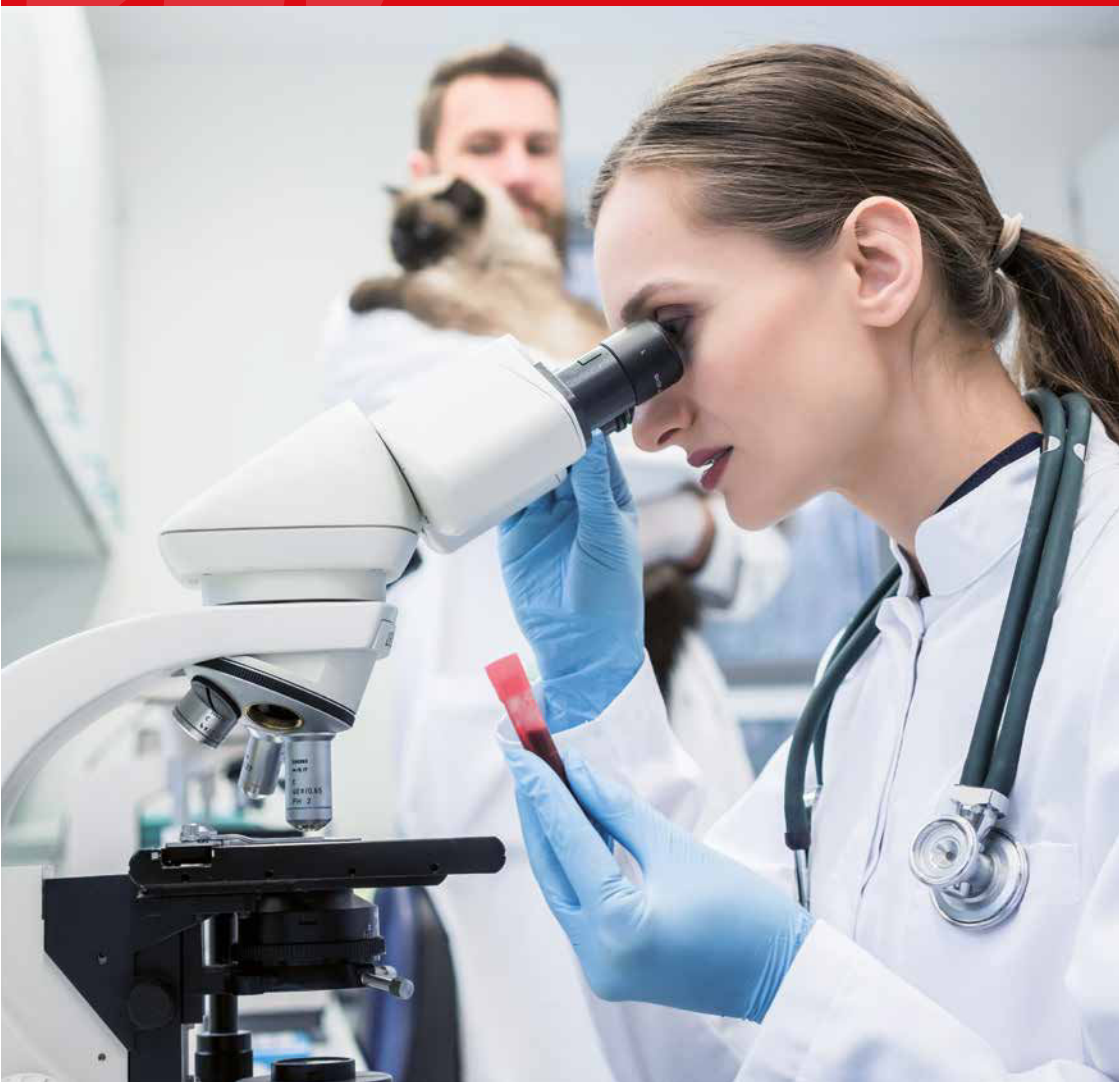


„Ich bringe die Proben dann schon mal direkt zur Weiterbearbeitung ...“

„Halt! Proben dürfen das Zimmer der Entnahme und den Patienten erst verlassen, wenn sie mit dem dem jeweiligen Patienten zugewiesenen Barcode beklebt sind.“



7. Vorbereitung der Laboruntersuchung



Vor der Probenanalyse vor Ort oder dem Versand der Proben in ein externes Labor müssen die Blutproben entsprechend aufbereitet werden. **Das Verwenden von Serum oder Plasma anstelle von Vollblut hat mehrere Vorteile und ist in vielen Fällen aus folgenden Gründen die bevorzugte Methode:**

- Stabilität und Haltbarkeit: Serumproben sind in der Regel länger haltbar als Vollblutproben. Lagerungsbedingte Hämolyse kann so verhindert werden. Dies ist besonders wichtig, wenn die Probe über weite Strecken transportiert wird oder Tests zu einem späteren Zeitpunkt durchgeführt werden.
- Standardisierung: Die Verwendung von Serum- oder Plasmaproben ist in Laboren und Analysegeräten standardisiert.
- Bessere Präzision und Reproduzierbarkeit: Das Entfernen der Blutzellen kann dazu beitragen, die Präzision und Reproduzierbarkeit von Labortests zu verbessern (gilt vor allem bei den Inhouse-Geräten).

Es gibt jedoch auch Situationen, in denen Vollblutproben erforderlich sind, insbesondere wenn spezifische Tests durchgeführt werden müssen, die auf den Blutzellen selbst basieren. Dies ist bei allen hämatologischen Untersuchungen der Fall. Da die Blutzellen sehr anfällig auf lagerungs-, temperatur-, transport- und zeitbedingte Veränderungen reagieren, sollte die Untersuchung bestenfalls innerhalb weniger Stunden bis maximal 2 Tage nach Blutentnahme (Vollblut gekühlt gelagert) stattfinden. Um diesen Veränderungen vorzubeugen (die Zelldegeneration beginnt sofort nach der Blutentnahme), sollten zusätzlich unverzüglich Blutausstriche angefertigt werden.

7.1. Zentrifugation

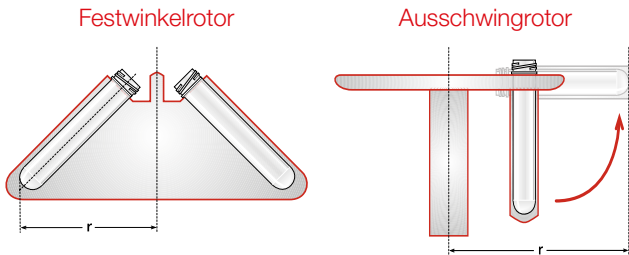
Die Zentrifugation von Blutproben wird genutzt, um feste Bestandteile (Zellen, Blutkuchen) von flüssigen Bestandteilen zu trennen.

Hierfür können unterschiedliche Zentrifugen zum Einsatz kommen – entscheidend ist jedoch, dass die Proben bestenfalls direkt in der Praxis abzentrifugiert werden. Wichtig hierbei ist, dass zwischen Drehzahl und g-Zahl (Gravitationskraft) unterschieden wird. Die g-Zahl ist der Wert, der für ein gutes Zentrifugationsergebnis relevant ist. Daher ist sie bei der Einstellung der Zentrifuge von besonderer Bedeutung.

Die g-Zahl kann mit Angabe des Radius (cm) und der Drehzahl/Minuten (rpm oder upm) errechnet werden:

Zur Umrechnung von g-Zahl in Drehzahl/Minute [min^{-1}] oder andersherum können Sie den Zentrifugationsrechner unter www.sarstedt.com/service/zentrifugation nutzen.

Den Zentrifugenradius r entnehmen Sie bitte den Angaben des Zentrifugenherstellers oder ermitteln diesen anhand folgender Darstellung:



„Die Zentrifugation ist ein physikalischer Trennprozess, der auf unterschiedlichen Dichteverhältnissen von Stoffen beruht, z. B. Blutzellen und Plasma.“



$$g = 11,18 \times r \times \left(\frac{n}{1.000} \right)^2$$

r = Radius in cm

n = Drehzahl pro min (min^{-1})

Video ansehen!



Unterschied Festwinkelrotor zu Ausschwingrotor

Für Gel-Monovetten empfehlen wir ausschließlich die Verwendung von Ausschwingrotoren. Der Probenbehälter in einer Festwinkelzentrifuge ist starr in einem schrägen Winkel montiert. Der Probenbehälter eines Ausschwingrotors bewegt sich während der Zentrifugation von einer senkrechten in eine horizontale Position. So kann die Kraft während der Zentrifugation gleichmäßig vom Deckel in Richtung Boden wirken. Eine gut ausgeformte, waagerechte Gelschicht ist das Resultat.

Festwinkelrotor


















Ausschwingrotor



Häufig werden Serum- sowie Plasmaproben etwa 10–15 Minuten bei 2 000 × g abzentrifugiert.

Nach der Zentrifugation erfolgt die Abtrennung des Serums bzw. Plasmas vom Rest der Blutprobe, um eine spätere Hämolyse zu vermeiden.

Mindestzentrifugationszeit

Orientiert an BS 4851 (EU-Code)	Orientiert an DIN ISO 6710 (ISO-Code)	S-Monovette®	Relative Zentrifugalbeschleunigung (g)				
			2 000 × g	2 500 × g	3 000 × g*	3 500 × g*	4 000 × g*
		Serum	10 min	10 min	6 min	4 min	4 min
		Serum-Gel	15 min	10 min	4 min	4 min	4 min
		Li-Heparin	10 min	10 min	7 min	7 min	7 min
		Li-Heparin Gel	15 min	15 min	10 min	7 min	7 min
		Li-Heparin Gel+	8 min	7 min	5 min	4 min	4 min
		EDTA-Gel	15 min	10 min	10 min	7 min	7 min
		Citrat	9 min	8 min	7 min	6 min	5 min
		Fluorid	9 min	8 min	7 min	6 min	5 min
		GlucoEXACT	9 min	8 min	7 min	6 min	5 min
		Citrat PBM 1,8 ml Zentrifugenradius > 17 cm	9 min	8 min	7 min	6 min	5 min
		Citrat PBM 1,8 ml Zentrifugenradius > 9 bis ≤ 17 cm	n.v.	n.v.	10 min	n.v.	n.v.

n.v. = nicht validiert

Zentrifugation bei 20 °C

* Gilt für alle S-Monovetten mit Ausnahme Ø 8 mm (S-Monovetten Pädiatrie).

Re-Zentrifugation

Eine wiederholte Zentrifugation von Probenröhrchen wird nicht empfohlen (CLSI, 2010).

Lysierte Blutbestandteile können auf diese Weise von den abzentrifugierten Blutzellen ins Serum bzw. Plasma zurückdiffundieren. In Folge werden z. B. zellsensitive Parameter wie Kalium, Phosphat, Glucose oder LDH verändert (Hue *et al.*, 1991).

7.2. Wie fertige ich einen Blutausstrich an?



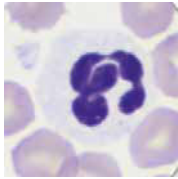
„Kann ich jedes Blut für den Blutausstrich verwenden?“

„Nein. Das Blut muss antikoaguliert sein. Vollblut für Serum oder die letzten Reste der Entnahmekanüle dürfen nicht verwendet werden. Antikoagulans der Wahl ist EDTA. Notfalls kann man jedoch auch Lithium-Heparin oder Citrat verwenden.“

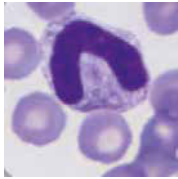


Wie oben angemerkt, sollten ein oder mehrere Blutausstriche für jede Blutuntersuchung mitgeschickt werden. Dies gilt insbesondere dann, wenn zusätzlich auch eine zytomorphologische Untersuchung gewünscht wird, beispielsweise um die Thrombozytenzählung des Gerätes zu verifizieren oder wenn kernhaltige Erythrozytenvorläufer, Erythrozytenmorphologieveränderungen, atypische Leukozyten, Linksverschiebung oder Agglutinate vermutet werden.

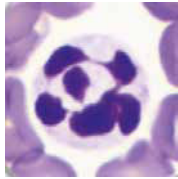
Hämatologie – Hund



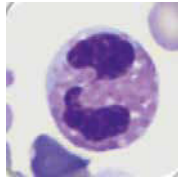
Segmentkerniger
neutrophiler Granulozyt



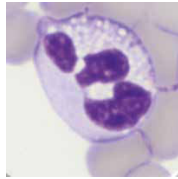
Stabkerniger
neutrophiler Granulozyt



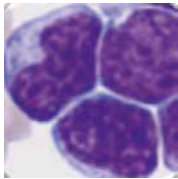
Hypersegmentierter
neutrophiler Granulozyt



Segmentkerniger
eosinophiler Granulozyt



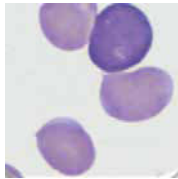
Segmentkerniger
eosinophiler Granulozyt
beim Windhund



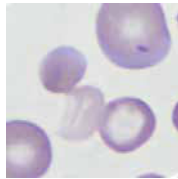
Große atypisch-neo-
plastische Lymphozyten



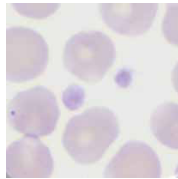
Physiologische
Erythrozyten



Polychromasie



Anisozytose



Physiologische
Thrombozyten

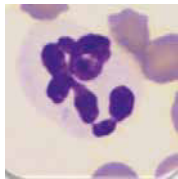
Hämatologie – Katze



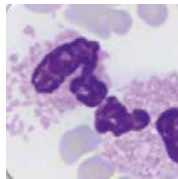
Segmentkerniger
neutrophiler Granulozyt



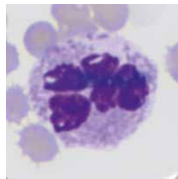
Stabkerniger
neutrophiler Granulozyt



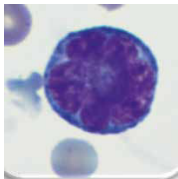
Hypersegmentierter
neutrophiler Granulozyt



Segmentkernige
eosinophile Granulozyten



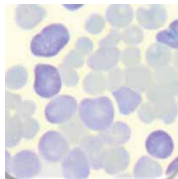
Segmentkerniger
basophiler Granulozyt



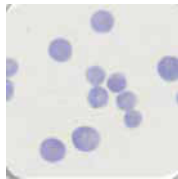
Mittelgroßer dunkel-
basophiler, atypisch-
reaktiver Lymphozyt



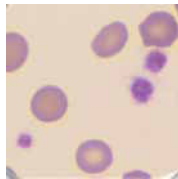
Physiologische
Erythrozyten



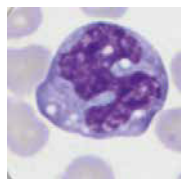
Polychromasie



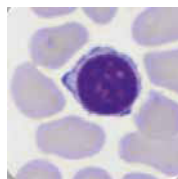
Anisozytose



Physiologische
Thrombozyten



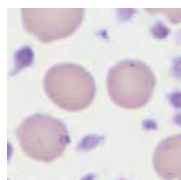
Aktivierter Monozyt



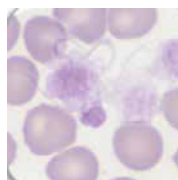
Kleiner reifkerniger
Standard-Lymphozyt



Kleiner reifkerniger
reaktiver Lymphozyt



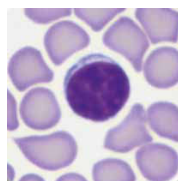
Thrombozytose



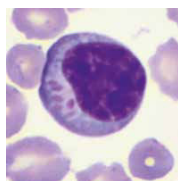
Makrothrombozyten



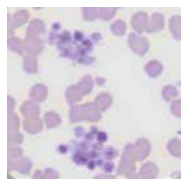
Monozyt



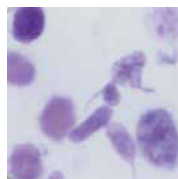
Kleiner reifkerniger
Standard-Lymphozyt



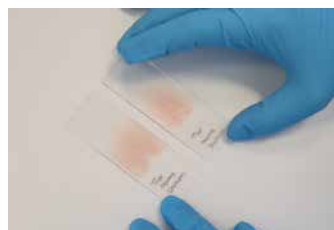
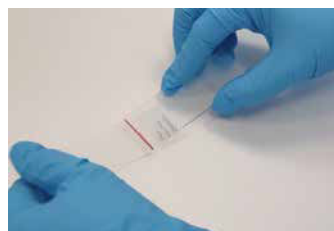
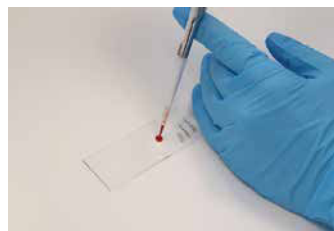
„Large Granular
Lymphocyte“ (LGL)



Thrombozytenaggregate



Atypische Thrombozyten



Video ansehen!



Video zu
Blutausstrich
ansehen!

Video ansehen!



Video zu
Färben
ansehen!

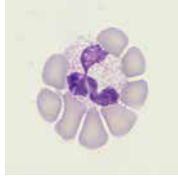


SARSTEDT

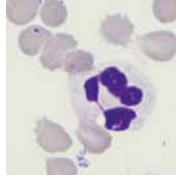
Hämatologie – Kleinsäuger



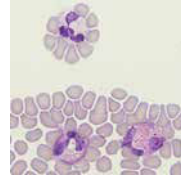
Segmentkerniger
heterophiler Granulozyt
Kaninchen



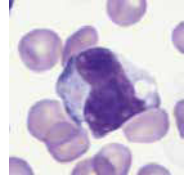
Segmentkerniger
heterophiler Granulozyt
Meerschweinchen



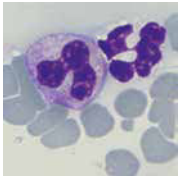
Segmentkerniger
neutrophiler Granulozyt
Frettchen



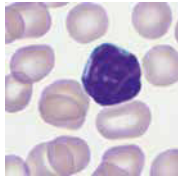
Heterophiler (o.),
Eosinophile (u.)
Meerschweinchen



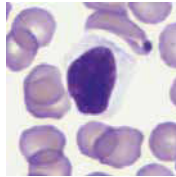
Aktivierter Monozyt
Kaninchen



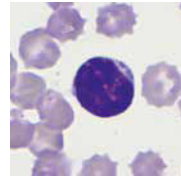
Eosinophiler Granulozyt
Frettchen



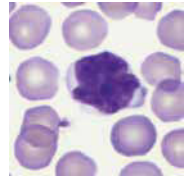
Kleiner reifkerniger
Standard-Lymphozyt
Meerschweinchen



Kleiner reifkerniger
reaktiver Lymphozyt
Kaninchen



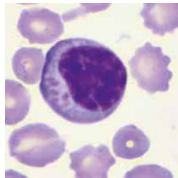
Standard-Lymphozyt
Frettchen



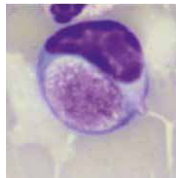
Gekerbter atypisch-
reaktiver Lymphozyt
Kaninchen



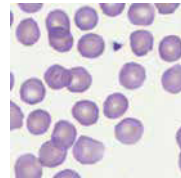
Stabkerniger
neutrophiler Granulozyt
Frettchen



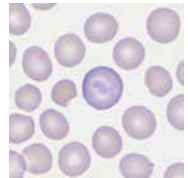
„Large Granular
Lymphocyte“ (LGL)
Meerschweinchen



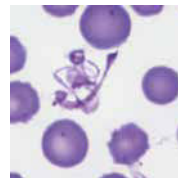
Foa-Kurloff-Zelle
Meerschweinchen



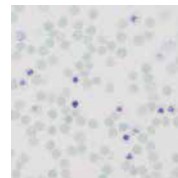
Physiologische
Erythrozyten Kaninchen



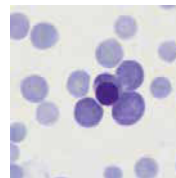
Anisozytose,
Polychromasie
Kaninchen



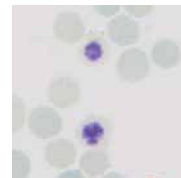
Atypische Thrombozyten
Meerschweinchen



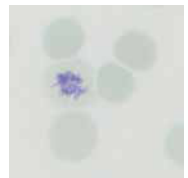
Retikulozyten
Übersichtsbild
Kaninchen



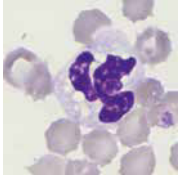
Normoblast
Kaninchen



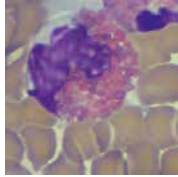
Retikulozyten Gruppe I
Kaninchen



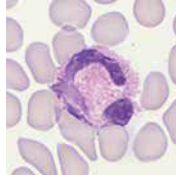
Retikulozyten Gruppe II
Kaninchen



Monozyt
Frettchen



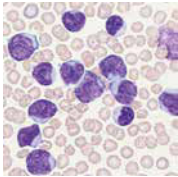
Eosinophiler Granulozyt
Kaninchen



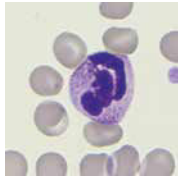
Eosinophiler Granulozyt
Meerschweinchen



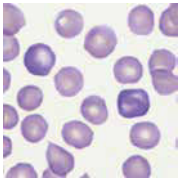
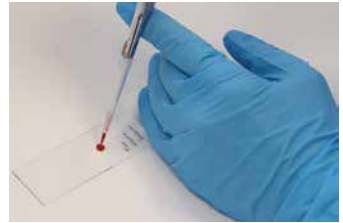
Punktionsstellen beim Meerschweinchen
Li.: V. saphena: Einstich lat. der Achilles-
sehne (mittleres Drittel Unterschenkel) in einem
Winkel $< 45^\circ$ Re.: V. cephalica antebrachii



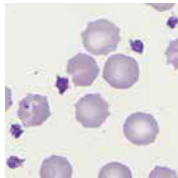
Lymphom Stadium V
Große atypisch-neo-
plastische Lymphozyten
Meerschweinchen



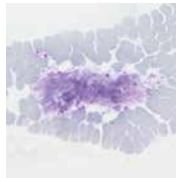
Basophiler Granulozyt
Meerschweinchen



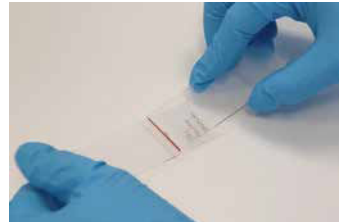
Polychromasie
Kaninchen



Thrombozyten
Frettchen



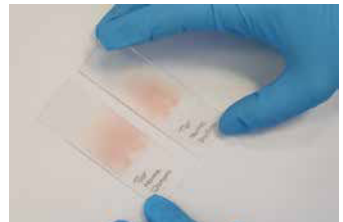
Thrombozytenaggregat
Frettchen



Retikulozyten Gruppe III
Kaninchen



Retikulozyten Gruppe IV
Kaninchen



Video ansehen!



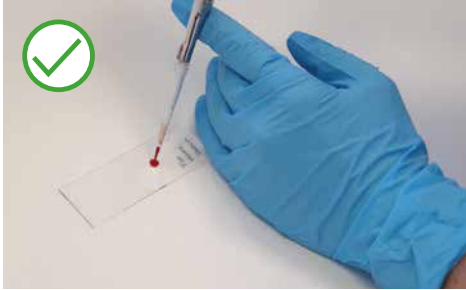
Video zu
Blutausstrich
ansehen!

Video ansehen!

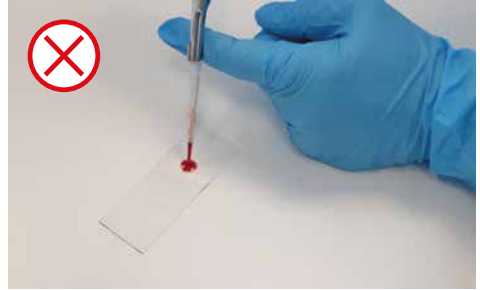


Video zu
Färben
ansehen!

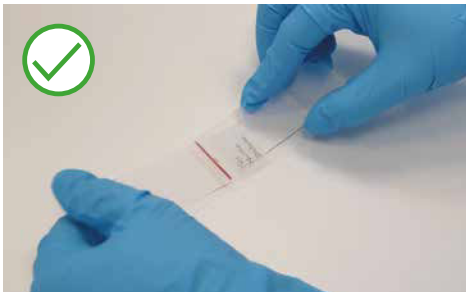
Dos und Don'ts Blutausstriche



Der Objektträger wird mit Bleistift (oder einem anderen Alkohol- und wasserfesten Stift) beschriftet. Ein Tropfen (ca. 10 μ l) Blut wird auf den Objektträger aufgebracht.



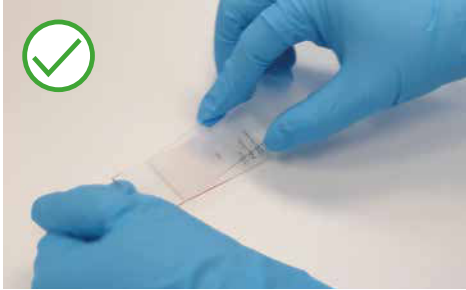
Die Beschriftung fehlt, der Ausstrich kann keinem Kunden zugeordnet werden. Der aufgebrachte Blutropfen ist viel zu groß.



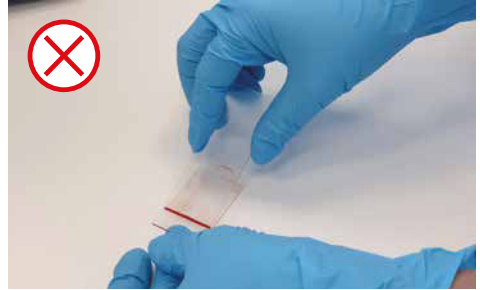
Ein zweiter Objektträger wird vor dem Blutropfen aufgesetzt. Der ausstreichende Objektträger wird zurück zum Blutropfen gezogen, bis das gesamte Blut entlang der Kante verteilt ist.



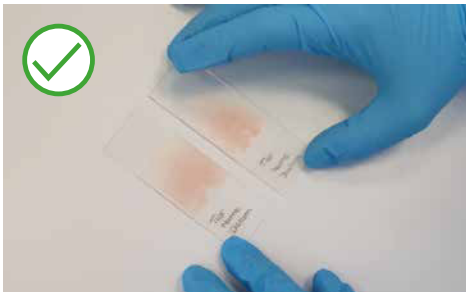
Der Blutropfen verteilt sich nicht gleichmäßig entlang der Kante des Objektträgers. Ursache: Der Objektträger liegt nicht plan auf oder die Druckverteilung ist ungleichmäßig.



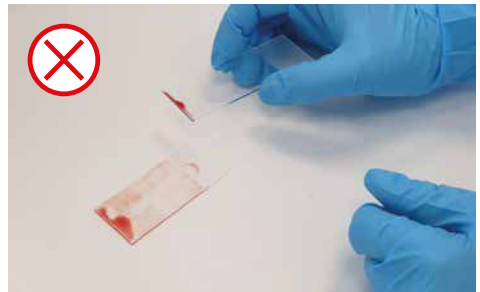
Mit einer zügigen, gleichmäßigen Bewegung wird zum anderen Ende des liegenden Objektträgers geschoben (ca. 45°-Winkel).



Zu langsames Ausstreichen führt zu „Stopps“. Durch zu viel Druck und zu großes Probenvolumen wird das gesamte Blut ans Ausstrichende geschoben.



Zu sehen ist ein fertiger Ausstrich in „Zungenform“, von links nach rechts: Korpus, Monolayer (Beurteilungszone) und Fahne. Wichtig: Lufttrocknen vor dem Färben und Verpacken in Versandboxen bedenken!



Keine Aufteilung in Korpus, Monolayer und Fahne ist zu sehen. Der Blutausstrich ist sehr inhomogen ohne Beurteilungszone und somit nicht auswertbar!



Tipps und Tricks Blutausstrich von Hund (F) und Maus (A):

„Maus, ich habe Probleme, schöne Blut-
ausstriche zu machen – kannst du mir helfen?“
„Na klar, was willst du denn genau wissen?“



Der Blutausstrich sieht nicht wie eine Zunge aus, er ist von vorne bis hinten gleich dick und geht über den Rand hinaus. Wo liegt der Fehler?

Vermutlich war der Blutropfen bzw. das Blutvolumen zu groß. Mit weniger Blut sollte es besser klappen. Wenn der Ausstrich dann zu kurz ist, einfach langsam das Blutvolumen steigern. Bei anämischen Tieren mit sehr dünnem Blut ist es sinnvoll, einen kleineren Blutstropfen zu verwenden.

Es kann auch sein, dass der Ausstrichwinkel zu flach ($< 45^\circ$) ist. Über den Winkel steuert man die Ausstrichlänge. Ein steiler Winkel ($> 45^\circ$) bewirkt einen eher kurzen, ein flacher Winkel ($< 45^\circ$) einen langen Ausstrich.

Mein Blutausstrich ist nicht homogen sondern enthält „Stopps“. Wie ändere ich das?

Diese „Stopps“ können verschiedene Ursachen haben. Häufig entstehen sie durch sehr langsames Ausstreichen von viel Material. Wichtig ist auch, beim Ausstreichen nicht abzubremesen. Wenn man einmal mit dem Ausstreichen begonnen hat, sollte man es zügig beenden.

Mein Blutausstrich ist an beiden Seiten unterschiedlich dick und enthält Schlieren. Warum?

Sehr wahrscheinlich wurde der ausstreichende Objektträger/Deckgläschen nicht plan („eben“) auf den anderen Objektträger aufgesetzt oder die Druckverhältnisse beim Ausstreichen waren nicht gleichmäßig verteilt. Am besten setzt man den ausstreichenden Objektträger/Deckgläschen weit vor dem Blutstropfen auf und bewegt ihn hin und her. Dabei bekommt man ein Gefühl für den Druck und merkt außerdem, ob etwas knirscht. Manchmal ist der Schliff nicht ideal oder es befindet sich Dreck

auf dem Objektträger. Diesen kann man versuchen wegzuwischen oder man verwendet gleich einen neuen zum Ausstreichen.

Es kann sein, dass der Objektträger zu steil gehalten wird. Ein flacherer Winkel führt zu einem längeren Ausstrich.

Die Zellen in meinen Blutausstrichen sind kaputt, warum?

Kann ich mir irgendwo anschauen, wie man einen Ausstrich macht?

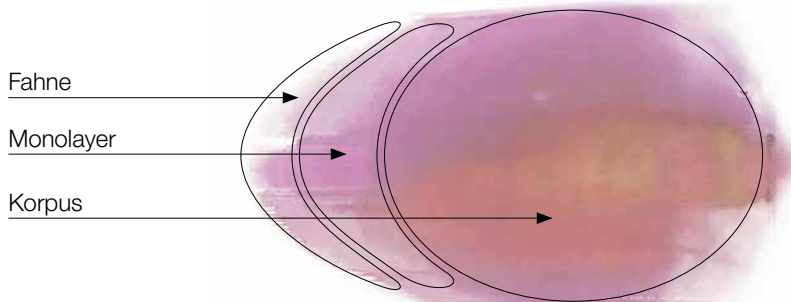
Möglicherweise wurde mit zu viel Druck ausgestrichen. Das kann man üben, indem man mit einem Deckgläschen ausstreicht. Bei zu viel Druck bricht es ganz schnell. Ab und zu sind aber auch die Blutzellen sehr fragil und gehen schnell kaputt (zum Beispiel beim Vorliegen einer Leukämie, hochgradigen Entzündung oder Anämien).

Ja. Zum Beispiel auf YouTube haben wir einen Kurzfilm dazu „LABOKLIN – Blutausstriche“ (siehe Seite 54).

Wie viele Blutausstriche muss ich machen, bevor mir „der perfekte“ gelingt?

Mein Blutausstrich ist viel zu dick und zu kurz, woran liegt das?

Eine berechtigte Frage, die ich leider pauschal nicht beantworten kann. Aber ich kann versprechen, dass es irgendwann gelingt, und dann kann man es auch immer wiederholen. Einen guten, auswertbaren Blutausstrich zu machen, ist reine Übungssache. Ob es (k)eine Kunst ist, liegt im Auge des Betrachters.



Verschiedene Bereiche eines Blutausstrichs

8. Beschriftung, Lagerung und Transport



Je nach Untersuchungsparameter muss zusätzlich nach der Probenentnahme einiges beachtet werden. Während manche Untersuchungen auch aus älterem sowie ungekühltem Material möglich sind (überwiegend Untersuchungen, die sich auf das Erbgut beziehen, etwa zur Erregerdiagnostik mittels PCR), muss für andere eine durchgehende Kühlung gewährleistet sein.

In jedem Fall sollten starke Temperaturschwankungen auch schon während der Vorbereitung des Versandes an ein externes Labor minimiert werden, beispielsweise indem ein Überhitzen der Probe im warmen Praxisauto vermieden wird (Humann-Ziehank und Ganter, 2012). Bei einigen Analysen ist zusätzlich ein Lichtschutz empfehlenswert, bspw. eine Untersuchung auf Bilirubin (Braun *et al.*, 2015). Die genauen Anforderungen sind jeweils aus den Angaben auf dem Untersuchungsantrag neben dem jeweiligen Test ersichtlich. Ein Ausrufezeichen bedeutet beispielsweise, dass die Probe im Idealfall dauerhaft gefroren gelagert und transportiert werden sollte. Zudem können spezifische Listen, auf denen besonders empfindliche Parameter aufgezählt werden, von allen Kunden angefordert werden. Es ist zu beachten, dass nicht nur die (Tief-)Kühlakkus, sondern auch die Proben vor dem Transport entsprechend vortemperiert werden müssen, da die Kühl-/Gefrierleistung von Akku und Box allein nicht ausreicht, um Proben adäquat herunterzukühlen oder einzufrieren. Eine Spezialbox kann bei LABOKLIN erworben werden; sie besteht aus einer Styroporbox und einem speziellen Probenkühl-/gefrierakku, mit dem 2 Probenröhrchen rundherum gekühlt werden können. Diese Box wird mit dem Kauf personalisiert und jeweils nach Probeneingang kostenfrei zurückgesandt, ebenso wie Kühlakkus, sofern diese ausreichend gekennzeichnet sind (Umlaufzeit ca. 10 Werktage). Abzentrifugiertes Material sollte grundsätzlich im Kühlschrank aufbewahrt werden, bei längerer Lagerung empfiehlt sich eine Lagerungstemperatur von -20 °C, besser noch -70 °C (Moritz *et al.*, 2014).



„Die Qualität vieler abzentrifugierter und abpipettierter Serumproben profitiert in der Regel von einem Einfrieren der Probe – wiederholtes Einfrieren und Auftauen ist jedoch zu vermeiden.“

„Genau! Aber Achtung: Vollblut darf auf keinen Fall tiefgefroren werden! Eine völlige Hämolyse wäre die Folge!“

„Und auch Blutaussstriche gehören weder eingefroren noch in den Kühlschrank.“

(Vap et al., 2012)



Checkliste für den Transport


- Proben verschließen (Verdunstung vermeiden)
- Serum/Plasma bei 4–8 °C lagern
- Aufrecht stehend lagern
- EDTA für Blutbild bei Raumtemperatur lagern
- Mehrfaches Einfrieren und Auftauen vermeiden
- Lichtsensitive Messgrößen („Sonnenparameter“) vor Tageslicht schützen (z. B. Bilirubin)
- Spezialpräparierung zur Stabilisierung nutzen (z. B. S-Monovette® HCY-Z-Gel für Homozystein)



Ideale Beschriftung auf dem
Untersuchungsantrag: gewünschten
Test so markieren, dass keine
anderen Felder berührt werden!
Wichtig: Vorbericht und mögliche
Vorbehandlungen nicht vergessen!



„Das korrekte Probenmaterial steht immer schon direkt auf dem Antrag neben der gewünschten Untersuchung. Bei Unsicherheiten kann aber auch ein kurzer Anruf im Labor helfen!“



Zur Beschriftung gehören nicht nur Angaben zum Patienten inklusive des praxisspezifischen Barcodes, sondern auch Angaben zur Probenart (Gunn-Christie *et al.*, 2012) – handelt es sich bei der Probe um Urin, Serum oder Liquor? Um abzentrifugiertes EDTA-Plasma, Citratplasma oder Lithium-Heparinplasma? Dies ist nicht immer sofort ersichtlich, kann jedoch darüber entscheiden, ob eine bestimmte Untersuchung aus dem eingesendeten Material möglich ist. Ressourcen und Zeit von Praxis- sowie Labormitarbeitenden können eingespart werden, sofern das Material bereits korrekt vermerkt ist.



Um die Zuordnung einer Probe zu einem Patienten zu gewährleisten, sollten die Angaben zum jeweiligen Patienten nicht nur auf dem Untersuchungsantrag, sondern auch direkt auf der Probe vermerkt sein. Besonders wichtig hier: Der Barcode auf der Probe muss mit dem Barcode auf dem Untersuchungsantrag übereinstimmen!

Achtung bei Röhrchen mit Klappdeckeln – hier besteht die Gefahr, dass sie sich während des Transports öffnen und auslaufen.

Eine korrekte Umverpackung (Sekundärgefäß) für jede einzelne Probe inklusive saugfähiger Einlage sorgt für den maximalen Schutz. Alle Proben inklusive Sekundärgefäß müssen dann noch einmal in eine Außenverpackung verpackt werden!





„Für den korrekten Probentransport ist immer der Einsender verantwortlich!“



Alle Proben müssen auf der Außenverpackung gekennzeichnet sein: entweder mit „freigestellte veterinärmedizinische Probe“ für nicht ansteckungsgefährliche Proben oder mit dem Aufkleber UN3373 nach der Gefahrstoffverordnung für potenziell infektiöse veterinärmedizinische Proben. Die dafür nötigen Aufkleber können im Labor angefordert werden.



Die wichtigsten Anforderungen an die Verpackung sind:

- Genügend widerstandsfähig, sodass Stöße/Belastungen (Vibrationen/ Temperatur-/Feuchtigkeits-/Druckänderungen) bei einer normalen Beförderung zu keiner Beschädigung/keinem Austritt des Inhalts führen können.
- Es ist ein Probengefäß bzw. Primärgefäß und zusätzlich ein Versandgefäß bzw. die Sekundärverpackung sowie eine Außenverpackung erforderlich, wobei entweder die Sekundär- oder die Außenverpackung (z. B. Schutzhülle/Versandbeutel) starr sein muss. Bei Lufttransport ist immer eine starre Außenverpackung erforderlich, welche einen Innendruck von 95 kPa (0,95 bar) und Temperaturen von -40 bis 55 °C standhalten muss (zu den Anforderungen von IATA/Post/DHL siehe dort).
- Die Außenverpackung muss auf einer Oberfläche eine Abmessung von mind. 100 × 100 mm aufweisen.
- Das Versandstück muss einer Fallprüfung aus mind. 1,2 m Höhe genügen.



SARSTEDT

Literaturverzeichnis

Berlanda, Michele; Valente, Carlotta; Bonsembiante, Federico; Badon, Tamara; Bedin, Silvia; Contiero, Barbara *et al.*, (2020): Evaluation of an automated immunoturbidimetric assay for detecting canine C-reactive protein. In: Journal of veterinary diagnostic investigation : official publication of the American Association of Veterinary Laboratory Diagnosticians, Inc 32 (6), S. 948–952. DOI: 10.1177/1040638720960065.

Braun, Jean-Pierre; Bourghès-Abella, Nathalie; Geffré, Anne; Concordet, Didier; Trumel, Cathy (2015): The preanalytic phase in veterinary clinical pathology. In: Veterinary clinical pathology 44 (1), S. 8–25. DOI: 10.1111/vcp.12206.

CLSI, GP44-A4 2010; § 5.4.3

Epidemiologisches Bulletin 4/2023, zuletzt aufgerufen im Juli 2023, https://www.rki.de/DE/Content/Kommissionen/STIKO/Empfehlungen/Impfempfehlungen_node.html

Gaskill, C. L.; Burton, S. A.; Gelens, H. C.; Ihle, S. L.; Miller, J. B.; Shaw, D. H. *et al.*, (2000): Changes in serum thyroxine and thyroid-stimulating hormone concentrations in epileptic dogs receiving phenobarbital for one year. In: Journal of veterinary pharmacology and therapeutics 23 (4), S. 243–249. DOI: 10.1046/j.1365-2885.2000.00278.x.

Gunn-Christie, Rebekah G.; Flatland, Bente; Friedrichs, Kristen R.; Szlodovits, Balazs; Harr, Kendal E.; Ruotsalo, Kristiina *et al.*, (2012): ASVCP quality assurance guidelines: control of preanalytical, analytical, and postanalytical factors for urinalysis, cytology, and clinical chemistry in veterinary laboratories. In: Veterinary clinical pathology 41 (1), S. 18–26. DOI: 10.1111/j.1939-165X.2012.00412.x.

Gurr *et al.*; Musterstandardarbeitsanweisung Präanalytik; J Lab Med (2011)

Hue *et al.*, (1991): Observed changes in serum potassium concentration following repeat centrifugation of SARSTEDT Serum Gel Safety Monovettes after storage; Ann Clin Biochem; 28: 309-10

Humann-Ziehank, E.; Ganter, M. (2012): Pre-analytical factors affecting the results of laboratory blood analyses in farm animal veterinary diagnostics. In: Animal : an international journal of animal bioscience 6 (7), S. 1115–1123. DOI: 10.1017/S1751731111002679.

Jackson, J.; Villarroel, A. (2012): A survey of the risk of zoonoses for veterinarians. In: Zoonoses and public health 59 (3), S. 193–201. DOI: 10.1111/j.1863-2378.2011.01432.x.

Martínez-Subiela, S.; Tecles, F.; Montes, A.; Gutiérrez, C.; Cerón, J. J. (2002): Effects of haemolysis, lipaemia, bilirubinaemia and fibrinogen on protein electropherogram of canine samples analysed by capillary zone electrophoresis. In: *Veterinary journal* (London, England : 1997) 164 (3), S. 261–268. DOI: 10.1053/tvj.2001.0672.

Moritz, A.; Schwendewein, I.; Kraft, W. (2014) In: Moritz, A (Hrsg.). *Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin*. 7 Aufl. Schattauer GmbH, Stuttgart.

Nardini, Giordano; Leopardi, Stefania; Bielli, Mattia (2013): Clinical hematology in reptilian species. In: *The veterinary clinics of North America. Exotic animal practice* 16 (1), S. 1–30. DOI: 10.1016/j.cvex.2012.09.001.

Schrader, C.; Schielke, A.; Ellerbroek, L.; John, R. (2012): PCR inhibitors - occurrence, properties and removal. In: *Journal of applied microbiology* 113 (5), S. 1014–1026. DOI: 10.1111/j.1365-2672.2012.05384.x).

Sharratt, C. L.; Gilbert, C. J.; Cornes, M. C.; Ford, C.; Gama, R. (2009): EDTA sample contamination is common and often undetected, putting patients at unnecessary risk of harm. In: *International journal of clinical practice* 63 (8), S. 1259–1262. DOI: 10.1111/j.1742-1241.2008.01981.x.

Sulaiman, R. A.; Michael P Cornes, M. P.; Whitehead, S. J.; Othonos, N.; Ford, C.; Gama, R. (2011): Effect of order of draw samples during phlebotomy on routine biochemistry results. *J Clin Pathol*. 64(11): 1019-20

Vap, Linda M.; Harr, Kendal E.; Arnold, Jill E.; Freeman, Kathleen P.; Getzy, Karen; Lester, Sally; Friedrichs, Kristen R. (2012): ASVCP quality assurance guidelines: control of preanalytical and analytical factors for hematology for mammalian and nonmammalian species, hemostasis, and crossmatching in veterinary laboratories. In: *Veterinary clinical pathology* 41 (1), S. 8–17. DOI: 10.1111/j.1939-165X.2012.00413.x.

Xenoulis, P. G.; Steiner, J. M. (2015): Canine hyperlipidaemia. In: *The Journal of small animal practice* 56 (10), S. 595–605. DOI: 10.1111/jsap.12396.

Zaldívar-López, S.; Marín, L. M.; Iazbik, M. C.; Westendorf-Stingle, N.; Hensley, S.; Couto, C. G. (2011): Clinical pathology of Greyhounds and other sighthounds. In: *Veterinary clinical pathology* 40 (4), S. 414–425. DOI: 10.1111/j.1939-165X.2011.00360.x.



SARSTEDT AG & Co. KG

Postfach 12 20 · D-51582 Nümbrecht

Tel.: +49 2293 305 0 · Fax: +49 2293 305 3450

Kundenservice Deutschland

Telefon 0800 0 83 305 0

info@sarstedt.com · www.sarstedt.com

LABOKLIN GMBH & CO. KG

Steubenstr. 4 · 97688 D-Bad Kissingen

Tel.: +49 971 7 20 20 · Fax: +49 971 6 85 46

Kundenservice Deutschland

Telefon +49 971 7 20 20

info@laboklin.com · www.laboklin.com



SARSTEDT

LABOKLIN