Open access
DOI 10.2376/0032-681X-18-10
Klinik für kleine Klauentiere und forensische Medizin und Ambulatorische Klinik, Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover
Peer-reviewed | Eingegangen: 05.02.2018 | Angenommen: 05.03.2018

Die hämatologische Untersuchung bei Lamas und Alpakas

Matthias Gerhard Wagener, Thekla Grossmann, Melanie Stöter, Martin Ganter

Korrespondenzadresse: matthias.gerhard.wagener@tiho-hannover.de

Zusammenfassung Bei der tierärztlichen Betreuung von Neuweltkameliden nimmt die hämatologische Diagnostik eine wichtige Rolle ein, häufig werden Lamas und Alpakas mit hochgradigen Anämien vorgestellt. Bei der automatisierten Messung von Blutproben kann es aufgrund der speziellen länglichen Zellform der Erythrozyten zu fehlerhaften Ergebnissen bei Kameliden kommen. Es ist daher sinnvoll, automatisiert gemessene Befunde mit manuellen Methoden zu überprüfen. Auch bei den Leukozyten, insbesondere den Eosinophilen, zeigen Neuweltkameliden tierartspezifische Besonderheiten. In dieser Übersicht werden einfache, mit wenig Aufwand in der Praxis durchführbare hämatologische Methoden aufgezeigt. Weiterhin wird auf die Morphologie und Besonderheiten der einzelnen Zellfraktionen im peripheren Blut bei Neuweltkameliden eingegangen.

Schlüsselwörter Neuweltkameliden, Blutausstrich, Erythrozyten, Leukozyten, Hämatokrit

Hematological diagnostics in llamas and alpacas

Summary Hematological diagnostics play a significant role in the veterinary care of South American camelids, as llamas and alpacas are frequently presented with severe anemia. The automatic measurement of blood samples performed with hematological analyzers can lead to incorrect results due to the special ellipsoid shape of erythrocytes in camelids. Pathological findings therefore require a control of the automatic measured values with manual methods. South American camelids also show some special characteristics within the leucocytes, especially within the eosinophils. This overview offers simple hematological methods that can be carried out with little effort in practice. Furthermore the morphology and peculiarities of the different cell fractions in the peripheral blood of South American camelids are discussed.

Keywords South American camelids, blood smear, red blood cells, white blood cells, hematocrit

Einleitung

Neuweltkameliden (NWK) sind in Deutschland mittlerweile keine Exoten mehr, sondern finden sowohl in der Hobby- als auch in der kommerziellen Haltung eine zunehmende Verbreitung. Nutztierpraktiker werden immer häufiger mit der Betreuung domestizierter NWK – Alpakas (*Vicugna pacos*) und Lamas (*Lama glama*) – beauftragt.

Aufgrund ihres Fluchttriebes bleibt der Zustand selbst schwerkranker NWK häufig lange unerkannt, es kann dann aber zum raschen Festliegen und Tode des Tieres kommen. Das bei NWK typischerweise sehr dicht ausgeprägte Haarkleid kann zudem dazu beitragen, dass abgemagerte Tiere erst spät auffallen. Da sich bei der klinischen Untersuchung von NWK nicht immer alle Untersuchungsmethoden von anderen Tierarten übertragen lassen – einzelne Tiere sind sehr stressanfällig und wehren sich auch bei ruhigem Handling mit Treten oder Spucken –, nimmt die labordiagnostische Untersuchung von Blutproben bei Lamas und Alpakas eine wichtige Rolle ein. Häufig werden bei schwerkranken NWK Anämien diagnostiziert, die durch Endoparasiten (z. B. *Haemonchus contortus*), Magenulzera, Fehlernährung, Kupfermangel oder Mykoplasmen (*Candidatus Mycoplasma haemolamae*) hervorgerufen werden können (Foster et al. 2009, Hawkey und Gulland 1988). Bei der hämatologischen Untersuchung bei NWK müssen aufgrund der Zellmorphologie jedoch Besonderheiten beachtet werden. Wenn die Untersuchung durch einen Hämatologieautomaten erfolgt, kann es aufgrund der speziellen Erythrozytenmorphologie zu Fehlmessungen bei einzelnen Parametern kommen (Wagener et al. 2018). Insbesondere ist hierbei der Hämatokrit zu nennen, da dieser nicht direkt durch Zentrifugation bestimmt, sondern errechnet wird. Eine Überprüfung der automatisiert bestimmten Parameter mit manuellen Methoden ist deshalb grundsätzlich anzuraten. Eine zusätzliche mikroskopische Untersuchung eines Blutausstriches bietet darüber hinaus den Vorteil, dass eventuelle Infektionserreger des Blutes erkannt werden können (Wernery et al. 1999), die bei der automatisierten Messung unentdeckt bleiben.

Mit dieser Übersichtsarbeit soll ein Überblick über hämatologische Diagnostikmethoden bei NWK gegeben werden. Dafür werden auch mit geringem Aufwand in der Praxis durchführbare Methoden

aufgezeigt, die in der Routinetätigkeit des Labors der Klinik für kleine Klauentiere der Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover durchgeführt und den Studenten der Tierärztlichen Hochschule gelehrt werden. Im Notfall kann eine solche einfache Untersuchung die Wartezeit auf das Analysenergebnis aus einem Einsendungslabor verkürzen.

Foto: Wagener

Abb. 1: Fixation zur Blutentnahme an der Vena jugularis. Eine seitlich am Tier stehende Hilfsperson kann das Tier durch Festhalten an den Ohren fixieren. Die verdeckte rechte Hand greift das linke Ohr des Tieres.

Foto: Wagener

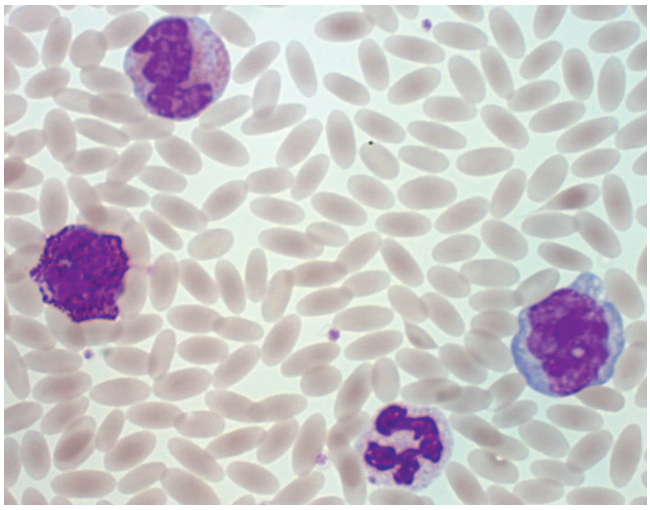

Abb. 2: Blutausstrich Lama. Physiologische Erythrozytenmorphologie. Eosinophiler (oben), basophiler (links), segmentkerniger neutrophiler Granulozyt (unten) und Monozyt (rechts) im direkten Vergleich. Vereinzelte Thrombozyten.
Pappenheim-Färbung. Lichtmikroskopische Aufnahme bei 1000-facher Vergrößerung unter Verwendung von Immersionsöl.

Probenentnahme

Bereits Probenentnahme und -transport beeinflussen die Aussagekraft einer labordiagnostischen Untersuchung (Humann-Ziehank und Ganter 2012). Für eine sichere Fixierung kann das Tier von einer seitlich des Tieres stehenden Hilfsperson an Hals und Halfter festgehalten werden. Tiere, die das Handling weniger gewohnt sind, können außerdem entweder an den Unterkieferästen oder an den Ohren fixiert werden (Fowler 2010a), siehe dazu auch ▶ Abbildung 1. Falls erforderlich, ist eine Sedation des Tieres vorzunehmen. Die Dosierungsempfehlungen für die Sedation mit Xylazin variieren dabei je nach Quelle und gewünschtem Sedationsgrad zwischen 0,1 und 2 mg/kg Körpergewicht bei intravenöser beziehungsweise intramuskulärer Gabe (Emmerich et al. 2016).

Die Blutentnahme an der Vena jugularis erfolgt bei NWK entweder unterhalb des Kieferwinkels im oberen Halsdrittel oder oberhalb des Brustbeins (Fowler 2010b, Gauly et al. 1998). Der mittlere Halsabschnitt sollte vermieden werden, da hier die Gefahr einer Punktion der Arteria carotis, die bei NWK dicht unterhalb der Vena jugularis liegt, besteht (Gauly et al. 1998). Im proximalen Halsbereich ist diese Gefahr minimiert, da hier Vene und Arterie durch den Musculus omohyoideus getrennt werden (Fowler 2010b). Bei der Blutabnahme sind gute Kenntnisse der Anatomie nötig, da die angestaute Vene unter der zum Teil sehr dicken Haut der NWK nicht immer eindeutig abzugrenzen ist. Die für die Punktion aufzuwendende Kraft ist gut dosiert einzusetzen: Einerseits erfordert die dicke Haut mehr Kraft als bei Rindern, andererseits muss die Kanüle nach Überwindung der Haut vorsichtig weitergeschoben werden, um die Arterie nicht zu punktieren.

Für hämatologische Untersuchungen kommen EDTA und Heparin als Antikoagulans infrage (Moritz et al. 2014). Die Vollblutproben können im Kühlschrank oder bei Raumtemperatur aufbewahrt und sollten möglichst innerhalb eines Tages untersucht werden.

Hämatologie

Besonderheiten der Kameliden

Die hämatologische Untersuchung von NWK-Blut kann aufgrund der speziellen Zellmorphologie nicht ohne Weiteres mit der hämatologischen Untersuchung von Blut anderer Säugetierarten gleichgesetzt werden. Die Erythrozyten der Kameliden haben im Gegensatz zu anderen Säugetieren eine elliptoide Form (▶ Abb. 2) (Länge x Breite ca. 7,5 x 4 µm) (Long 2007) und sind ca. 1,1 µm dick (Wernery et al. 1999). Durch diese Form können die Erythrozyten größeren osmotischen Schwankungen durch überstürzte Wasseraufnahme, dem ursprünglichen ariden Habitat der Kameliden angepasst, standhalten (Long 2007, Wernery et al. 1999). Sie weisen somit eine gegenüber den Wiederkäuern und Monogastriern erhöhte osmotische Resistenz auf.

Für die Hämatopoese sind in der Literatur nur wenige Angaben speziell zu NWK zu finden. In einer Studie über das Knochenmark von sechs Lamas fiel vor allem ein relativ hoher Anteil an eosinophilen Granulozyten (14,3 % der myeloischen Reihe) auf (Andreasen et al. 1994). Nazifi et al. (1998) geben für das Knochenmark von Kamelen (*Camelus dromedarius*) den Anteil an Zellen der erythrozytären Reihe mit 42,7 % und den Anteil an Zellen der myeloischen Reihe mit 52,0 % an. Auch hier fiel ein höherer Anteil an eosinophi-

len Granulozyten innerhalb der myeloischen Reihe im Vergleich zu anderen Spezies auf (Nazifi et al. 1998).

Problematik automatisierter Untersuchungsverfahren

Eine ausführliche hämatologische Untersuchung schließt sowohl die Ermittlung des Hämatokrits, des Hämoglobingehaltes, der Erythrozytenzahl, der aus diesen Parametern errechneten Erythrozytenindizes (MCV, MCH und MCHC) als auch die Zählung und Differenzierung der Leukozyten sowie die Zählung der Thrombozyten mit ein. In der Tiermedizin laufen diese Untersuchungen überwiegend automatisiert mit Hämatologiegeräten ab. Bei diesen Geräten kann zwischen dem konduktometrischen und dem optoelektronischen Messprinzip unterschieden werden (Moritz et al. 2014). Beiden gemeinsam ist, dass der Hämatokrit nicht direkt gemessen, sondern aus Erythrozytenzahl und Erythrozytenvolumen errechnet wird. Auch bei modernen Geräten, bei denen spezielle Software für NWK verfügbar ist, kann es aufgrund der besonderen länglichen Morphologie der Erythrozyten und einem geringen MCV, aber häufig zu falschen Werten kommen (Wagener et al. 2018, Weiser et al. 1992). Im Labor der Klinik für kleine Klauentiere wurden im Rahmen der Routinediagnostik anfallende EDTA-Blutproben von Neuweltkameliden parallel mit den beiden vorhandenen Hämatologiegeräten (Gerät A: MEK-6450 Celltac Alpha®, Nihon Kohden, Japan; Gerät B: ProCyte Dx®, IDEXX Laboratories, USA) sowie mit manuellen hämatologischen Routinemethoden untersucht. Beim Vergleich der Analyseergebnisse aus der Routinediagnostik, die mithilfe beider Geräte sowie mit manuellen Methoden untersucht werden, können hier immer wieder sehr großen Abweichungen bei Hämatokrit, Hämoglobingehalt und der Gesamtleukozytenzahl beobachtet werden (Wagener et al. 2018).

Im Falle des ProCyte Dx® gibt es zudem Berichte über fehlerhafte Differenzierung der Leukozyten bei anderen Spezies wie zum Beispiel bei der Katze (Tvedten et al. 2017). Auch bei der Ermittlung des Hämatokrit von Alpakas mit zwei unterschiedlichen Blutgasanalysegeräten, bei denen der Hämatokrit rechnerisch bestimmt wird, ist von gravierenden Abweichungen in den Ergebnissen beider Geräte berichtet worden (Felton 2016). Die Autorin kommt zu dem Schluss, dass eine Bestimmung des Hämatorkit mittels Hämatokritzentrifuge erfolgen sollte (Felton 2016). Da die manuelle Untersuchung des Hämatokrit mittels Hämatokritzentrifuge der Goldstandard ist und eine Genauigkeit von annähernden 100 % besitzt, ist es sinnvoll, automatisiert gemessene Hämatokritwerte von NWK manuell per Zentrifugation zu überprüfen. Auch bei den Thrombozyten kann es bei der automatisierten Untersuchung zu Fehlmessungen kommen, hier führt die hohe Aggregationsneigung der Thrombozyten oft zu fälschlicherweise erniedrigten Ergebnissen (Kim et al. 2010). Eine Thrombozytopenie sollte deshalb immer kritisch hinterfragt und durch die manuelle Zählung abgesichert werden.

Manuelle Untersuchungstechniken und Befundinterpretation

Materialien

Für die grundlegenden Untersuchungen werden eine Zentrifuge, ein Mikroskop (bis 1000-fache Vergrößerung), Immersionsöl, eine Zählkammer (z. B. Neubauer-Zählkammer) mit Deckgläschen, Pipetten und -spitzen, Reaktionsgefäße, Objektträger, Schnellfärbekits, Hämatokritkapillaren, Knetmasse, ein Lineal sowie verschiedene Reagenzien, die in den jeweiligen Abschnitten beschrieben werden, benötigt.

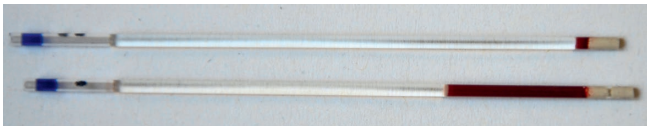

Foto: Wagener

Abb. 3: Manuelle Bestimmung des Hämatokrits in einer Hämatokritkapillare.
Oben: Hochgradige Anämie, Hämatokrit 0,03 l/l.
Unten: Physiologischer Befund, Hämatokrit 0,30 l/l.

Rotes Blutbild

Hämatokrit

Die gut resuspendierte (aber nicht geschüttelte) Probe wird mit einer Hämatokritkapillare bis ca. 1 cm unter den oberen Rand aufgezogen und das untere Ende mit Knetmasse verschlossen (▶ Abb. 3). Die Bestimmung des Hämatokrit mittels Zentrifugation ist in der DIN 58933-1 festgelegt. Die Zentrifugation sollte in einer gut gefüllten Hämatokritkapillare für 10 Minuten bei 10.000 g in einer speziellen Hämatokritzentrifuge erfolgen. Dafür gibt es auch Zentrifugen, die im Praxisauto betrieben werden können. Sollte keine Hämatokritzentrifuge verfügbar sein, kann die Hämatokritkapillare mit dem verschlossenen Ende nach unten in ein zu drei Vierteln mit Wasser gefülltes Zentrifugationsröhrchen überführt und wie oben beschrieben zentrifugiert werden. Der Hämatokrit wird anschließend mittels Schablone direkt abgelesen oder es werden mit einem Lineal die Länge der Erythrozytensäule und die Länge der gesamten Blutsäule gemessen und der Quotient daraus gebildet (Einheit: l/l). Verfärbungen der Flüssigkeitssäule können eventuell Hinweise auf das Vorliegen einer Hämolyse oder eines Ikterus liefern.

Hämoglobin

Bei der manuellen Bestimmung des Hämoglobingehaltes wird giftige Cyanlösung verwendet. Neuere Hämatologiegeräte nutzen stattdessen das weniger giftige Natriumlaurylsulfat als Detergens (Oshiro et al. 1982). Die Notwendigkeit der manuellen Hämoglobinbestimmung sollte deshalb gut abgewogen werden. Ferner ist das Vorhandensein eines Photometers notwendig, welches in den meisten Tierarztpraxen nicht zur Grundausstattung gehört. Allerdings ist der Hämoglobingehalt des Blutes recht zuverlässig auch mit Trockenchemie-Geräten, wie zum Beispiel einem Reflotron®, zu bestimmen (Price und Koller 1988). Für die manuelle Bestimmung werden in einer Küvette 2,5 ml Cyanlösung (18 mmol/l Natriumhydrogencarbonat, 0,768 mmol/l Kaliumcyanid, 0,608 mmol/l Kaliumhexacyanoferrat) mit 10 µl Vollblut vermischt. Die Mischung sollte mindestens 5 Minuten im Dunkeln inkubieren. Danach findet eine photometrische Bestimmung (Wellenlänge: 546 nm) gegen einen Leerwert (Cyanlösung) statt. Die Hämoglobinmenge in g/l entspricht der Extinktionsdifferenz, multipliziert mit dem Faktor 368.

Foto: Wagener

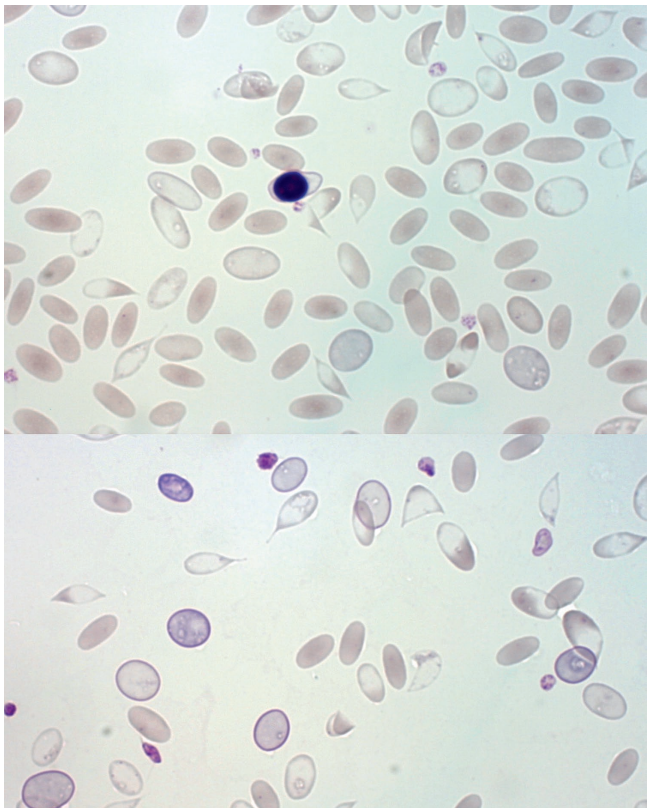

Abb. 4: Blutausstrich bei Anämie.
Oben: Mittelgradige Anämie. Alpaka (Hämatokrit: 0,12 l/l; Hämoglobin: 57 g/l). Die Zellen stellen sich jeweils unterschiedlich groß, geformt und stark angefärbt dar (Anisozytose: ++, Poikilozytose: ++, Polychromasie: ++). Vereinzelt treten tropfenförmige Erythrozyten (Dakrozyten) auf. Das Auftreten von Normoblasten (Erythrozyt mit dunkel gefärbtem Kern in Bildmitte) weist auf eine regenerative Anämie hin.
Unten: Hochgradige Anämie. Alpaka (Hämatokrit 0,05 l/l; Hämoglobin: 31 g/l). Die Zelldichte auf dem Blutausstrich ist insgesamt sehr gering. Es zeigen sich ebenfalls hochgradige Anisozytose (+++), Poikilozytose (+++) und Polychromasie (++++). Die deutlichen Umrandungen um einige Erythrozyten stellen Cabot-Ringe dar.
Pappenheim-Färbung. Lichtmikroskopische Aufnahme bei 1000-facher Vergrößerung unter Verwendung von Immersionsöl.

Foto: Wagener

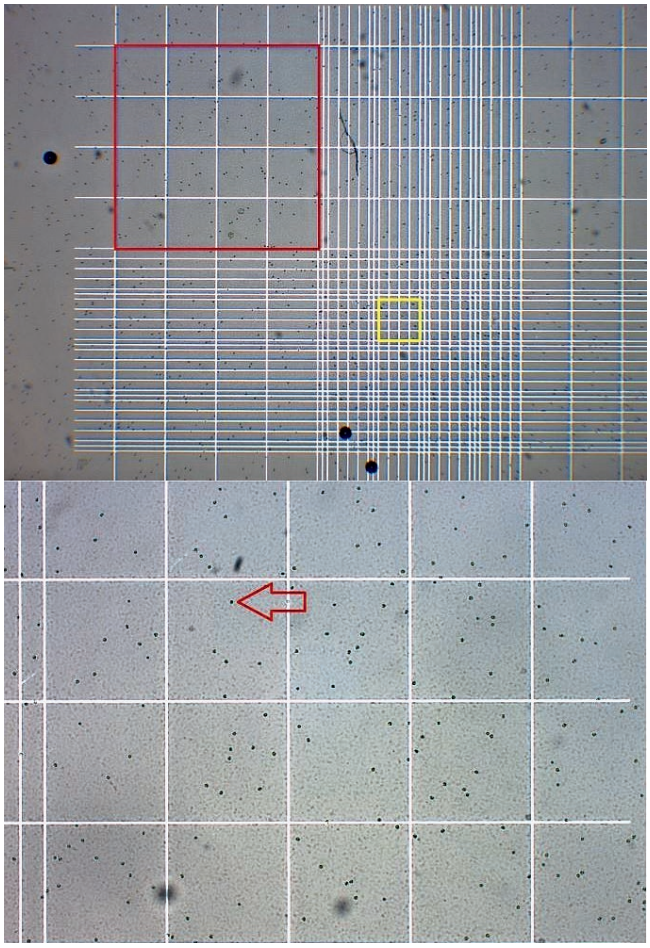

Abb. 5: Neubauer-Zählkammer.
Oben: 100-fache Vergrößerung. Der rote Rahmen stellt ein Eckquadrat zur Leukozytenzählung dar, der gelbe Rahmen ein Kleinstquadrat zur Erythrozyten- bzw. Thrombozytenzählung.
Unten: 400-fache Vergrößerung eines Eckquadrates. Kernhaltige Zellen stellen sich als schwarze Punkte (Pfeil) dar.

Foto: Wagener

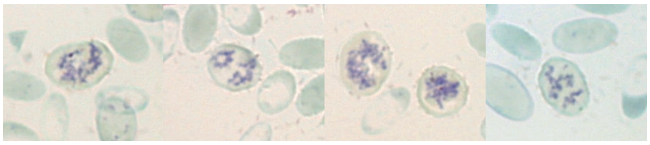

Abb. 6: Retikulozyten, Lama. Vitalfärbung mit Brillantkresylblau. Lichtmikroskopische Aufnahme bei 1000-facher Vergrößerung unter Verwendung von Immersionsöl.

Erythrozyten

Erythrozytenveränderungen

Die Beurteilung der Erythrozyten findet üblicherweise am Ende der Leukozytendifferenzierung im Blutausstrich statt (siehe unten). Zur Beurteilung der Erythrozyten wird die 1000-fache Vergrößerung des Mikroskops gewählt (100er Objektiv), was die Verwendung von Immersionsöl nötig macht. Die Blende wird ganz geöffnet und der Kondensor hochreguliert. Im Bereich der „Fahne" des Ausstrichs werden Größe, Farbe, Form und eventuelle Einschlusskörperchen der Erythrozyten beurteilt. Abweichungen werden entsprechend als Anisozytose (Größenveränderungen), Polychromasie (Farbveränderungen) und Poikilozytose (Formveränderungen) semiquantitativ (von + bis ++++) angegeben (▶ Abb. 4). Eine häufige Formveränderung bei Kameliden stellen dabei Dakrozyten (tränentropfenförmige) Erythrozyten dar (▶ Abb. 4) (Wernery et al. 1999), deren Anzahl zum Beispiel bei einer Eisenmangelanämie zunimmt (Morin et al. 1992). Bei gesunden NWK werden sie in der Routinediagnostik im hiesigen Labor nicht oder nur vereinzelt beobachtet.

Einschlusskörperchen in den Erythrozyten können unterschiedliche Ursachen haben. Howell-Jolly-Körperchen können auf eine regenerative Anämie hinweisen, es handelt sich dabei um Kernreste

Foto: Wagener

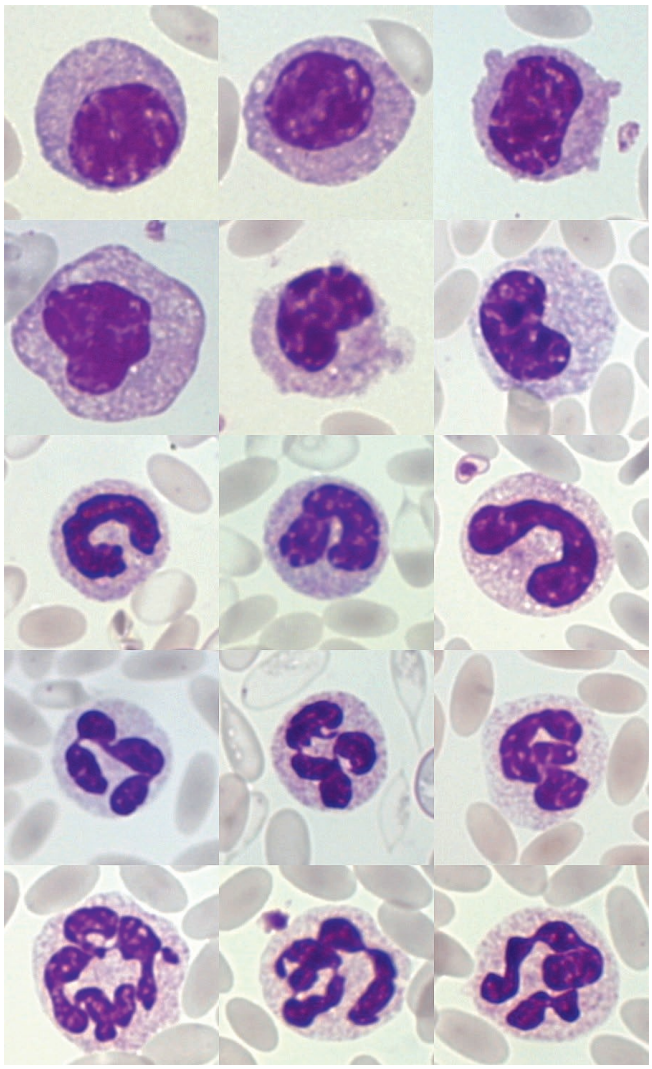

Abb. 7: Entwicklung der Neutrophilen – myeloische Reihe.
Reihe 1: Myelozyten (Lama, Lama, Lama).
Reihe 2: Metamyelozyten (Lama, Lama, Alpaka).
Reihe 3: Stabkernige Neutrophile (Alpaka, Alpaka, Alpaka).
Reihe 4: Segmentkernige Neutrophile (Alpaka, Alpaka, Lama).
Reihe 5: Übersegmentierte Neutrophile (Alpaka, Alpaka, Alpaka).
Pappenheim-Färbung. Lichtmikroskopische Aufnahmen bei 1000-facher Vergrößerung unter Verwendung von Immersionsöl. Die Größenverhältnisse sind direkt miteinander vergleichbar.

der Erythrozyten. Sie sind bei Kameliden regelmäßig zu finden, bei gesunden adulten Lamas konnten Azwai et al. in 6 % der Erythrozyten Howell-Jolly-Körperchen ausmachen (Azwai et al. 2007, Wernery et al. 1999). Eine basophile Tüpfelung entsteht durch kleine Körnchen an Ribonukleinsäure, die sich blau anfärben, und ist bei Störungen des Porphyrinabbaus, insbesondere bei Bleivergiftungen, deutlich vermehrt zu finden (Roscoe et al. 1975).

Foto: Wagener

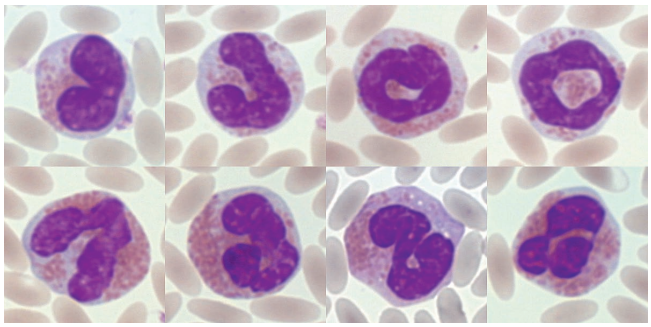

Abb. 8: Eosinophile.
Oben: Übergangsform eosinophiler Metamyelozyt zu stabkerniger Eosinophiler (Lama); stabkerniger Eosinophiler (Lama); stabkerniger Eosinophiler, dessen Enden aneinanderliegen (Lama); ringförmiger Eosinophiler (Lama).
Unten: Segmentierte Eosinophile (Lama, Lama, Alpaka, Lama).
Pappenheim-Färbung. Lichtmikroskopische Aufnahme bei 1000-facher Vergrößerung unter Verwendung von Immersionsöl. Die Größenverhältnisse sind direkt miteinander vergleichbar.

Foto: Wagener

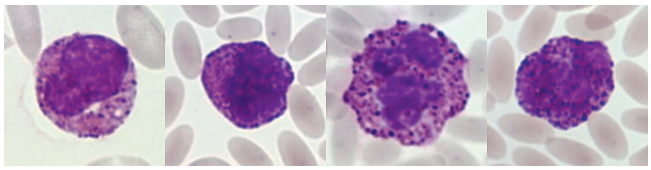

Abb. 9: Basophile.
Basophiler Metamyelozyt (Lama); Basophiler, dessen Kernform aufgrund der überlagernden Granula nicht beurteilt werden kann (Alpaka); segmentierter Basophiler (Alpaka); Basophiler, dessen Kernform aufgrund der überlagernden Granula nicht beurteilt werden kann (Lama).
Pappenheim-Färbung. Lichtmikroskopische Aufnahme bei 1000-facher Vergrößerung unter Verwendung von Immersionsöl. Die Größenverhältnisse sind direkt miteinander vergleichbar.

Cabot-Ringe (▶ Abb. 4) bilden eine markante Umrandung der Erythrozyten, gelegentlich können sie sich auch als eine Achterform darstellen. Die Herkunft dieser Ringe ist nicht endgültig geklärt, es handelt sich dabei eventuell um denaturierte Membranproteine oder um eine Kombination aus Histonen und Eisen (Tornquist 2009). Cabot-Ringe sind auch bei gesunden Kameliden vereinzelt zu finden, bei Lamas kommen sie in 1–5 % der Erythrozyten vor (Azwai et al. 2007). In der Brillantkresylblaufärbung können zudem eventuell Heinz-Innenkörper beobachtet werden. Sie bestehen aus denaturiertem Hämoglobin und wurden bei Vergiftungen von Alpakas beschrieben (DeWitt et al. 2004, Vap und Bohn 2015).

Infektionen der Erythrozyten

Neben stoffwechselbedingten Ätiologien müssen beim Vorhandensein von intraerythrozytären Einschlüssen auch Infektionen in

Foto: Wagener

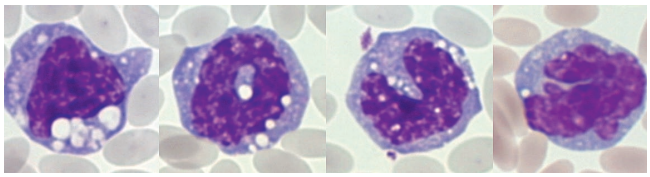

Abb. 10: Monozyten (Alpaka, Alpaka, Alpaka, Lama). Pappenheim-Färbung. Lichtmikroskopische Aufnahme bei 1000-facher Vergrößerung unter Verwendung von Immersionsöl. Die Größenverhältnisse sind direkt miteinander vergleichbar.

Foto: Wagener

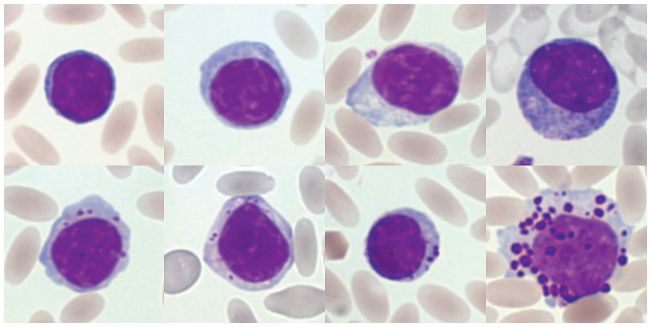

Abb. 11: Lymphozyten.
Oben: Lymphozyten mit unterschiedlicher Kern-Plasmarelation (Lama, Lama, Lama, Alpaka).
Unten: Lymphozyten mit Azurgranula (Lama, Alpaka, Lama, Lama). Pappenheim-Färbung. Lichtmikroskopische Aufnahme bei 1000-facher Vergrößerung unter Verwendung von Immersionsöl. Die Größenverhältnisse sind direkt miteinander vergleichbar.

Betracht gezogen werden. Bei Infektionen mit hämotrophen Mykoplasmen stellen sich die Bakterien eventuell im Blutausstrich sichtbar dar. Sie sind dann typischerweise sowohl auf als auch zwischen den Erythrozyten zu sehen. Ungefähr ein Viertel (25,8 %) der NWK in Österreich sind in der PCR positiv für *Candidatus Mycoplasma haemolamae* (Franz et al. 2015), für die Schweiz wird für Tiere, die in der PCR positiv sind, eine Prävalenz von 18,6 % angegeben (Kaufmann et al. 2009). Für Deutschland liegen dazu noch keine flächendeckenden Daten vor, jedoch ist davon auszugehen, dass der Erreger auch hierzulande eine ähnliche Rolle spielen dürfte. Hierbei zeigen sich jedoch auch die Grenzen der mikroskopischen Diagnostik auf: Im Blutausstrich lassen sich nicht in jedem in der PCR positiven Tier die Erreger finden (Dittmer et al. 2018). Des Weiteren können auch *Anaplasma phagocytophilum* (Lascola et al. 2009), wobei hier nicht die Erythrozyten, sondern die Neutrophilen als Wirtszelle für den Erreger dienen, oder verschiedene Protozoen (Wernery et al. 1999) mittels Blutausstrich diagnostiziert werden.

Erythrozytenzahl

Für die manuelle Bestimmung der Erythrozyten werden 995 µl Hayems-Reagenz® (Labor + Technik, Eberhard Lehmann GmbH, Berlin, D) mit 5 µl gut resuspendiertem EDTA-Blut versetzt und gemischt. Um das Blutvolumen nicht zu verfälschen, sollte von außen an der Pipettenspitze anhaftendes Blut vorher vorsichtig abgetupft werden. Die Mischung sollte mindestens 5 Minuten inkubieren, danach werden die Erythrozyten mit 400-facher Vergrößerung (40er Objektiv) in fünf Kleinstquadraten in der Mitte der Neubauer-Zählkammer ausgezählt (▶ Abb. 5). Die Anzahl an Erythrozyten in fünf Kleinstquadraten dividiert durch 100 ergibt die Anzahl an Erythrozyten in T/l. Eine Auszählung beider Seiten der Zählkammer und die Bildung des Mittelwertes erhöhen die Genauigkeit des Ergebnisses.

Normoblasten

Bei Normoblasten (▶ Abb. 4) handelt es sich nicht um Leukozyten, sondern um kernhaltige Erythrozyten (Canfield 1998). Normoblasten besitzen einen kleinen, runden bis ovalen, dunkelblau bis schwarzen Kern. Während der Reifung verändert das Zytoplasma des Normoblasten seine Farbe von blau zu eosinophil und letztlich zu blau-rosa (Moritz et al. 2014), im Blutausstrich ist das Zytoplasma aber häufig nicht sichtbar.

Retikulozyten

Retikulozyten (▶ Abb. 6) sind kernlose, jugendliche, sehr große Erythrozyten und zwischen Normoblasten und reifen Erythrozyten einzuordnen. Im Blut von gesunden NWK sind weniger als 1/1000 Erythrozyten Retikulozyten, die Anzahl nimmt bei steigender Höhe über dem Meeresspiegel jedoch zu (Vap und Bohn 2015). Sie enthalten weniger Hämoglobin als reife Erythrozyten (Cohen und Terwilliger 1979). Mithilfe einer Supravitalfärbung mit Brillantkresylblau können Ribonukleoproteine angefärbt werden, sodass die jungen Zellen eine netzförmige blaue Struktur zeigen (Heimpel et al. 2010). Zur Durchführung der Retikulozytenzählung wird EDTA-Blut in einem 1:1-Verhältnis mit einer gesättigten, 5%igen alkalischen Brillantkresylblaulösung versetzt. Nach 15 Minuten Inkubation wird das Gemisch erneut vermischt und ein Ausstrich erstellt. Es werden 1000 Erythrozyten ausgezählt, der Anteil der Retikulozyten an den Erythrozyten wird in Promille, Prozent oder durch Multiplikation mit der Erythrozytenzahl in T/l angegeben.

Weißes Blutbild

Leukozytenzählung

Zu 900 µl 3%iger Essigsäure werden 100 µl gut resuspendiertes Vollblut gegeben und durch mehrmaliges Spülen mit der Pipettenspitze gut vermischt. Um das Blutvolumen nicht zu verfälschen, sollte auch hierbei von außen an der Pipettenspitze anhaftendes Blut abgetupft werden. Es kommt zur Lyse der Zellen, sodass nur noch Zellkerne übrig bleiben. Nach 5 Minuten kann die erneut gut gemischte Probe in die Zählkammer überführt werden. Mikroskopisch (10er Objektiv, abblenden) werden die kreisrunden Zellkerne der vier Eckquadrate einer Seite der Neubauer-Zählkammer gezählt, zur genaueren Bestimmung sollten alle acht Eckquadrate ausgezählt werden (▶ Abb. 5). Zur Angabe der Leukozytenzahl in G/l wird der Mittelwert der gezählten Zellen pro Eckquadrat gebildet und durch 10 geteilt. Da bei dieser Methode nicht direkt Leukozyten, sondern alle Zellkerne erfasst werden, ist gegebenenfalls eine Normoblastenkorrektur vorzunehmen (siehe unten).

Leukozytendifferenzierung und Normoblastenkorrektur

Zur Differenzierung der Leukozyten wird ein Blutausstrich erstellt. Für die genaue Ausstrichtechnik wird auf Lehrbücher der Labordiagnostik verwiesen (z. B. Moritz et al. 2014).

Der Blutausstrich sollte zur Vermeidung von Artefakten schnell durch Wedeln, mittels Haarföhn, Ventilator oder auf der Heizung getrocknet werden (Moritz et al. 2014). Anschließend wird der Ausstrich fixiert und gefärbt. Für die Praxis eignen sich dafür Schnellfärbeverfahren mit Romanowsky-Färbungen, die von unterschiedlichen Firmen vertrieben werden. Die Färbung findet nach Herstellerangaben statt, nach Ende der Färbung sollte der Ausstrich gut trocknen. Im Routinelabor wird üblicherweise die Pappenheim-Färbung verwendet.

Die mikroskopische Untersuchung wird bei einer Vergrößerung mit dem 100er Objektiv (1000-fache Vergrößerung) vorgenommen, was die Verwendung von Immersionsöl nötig macht. Das Öl wird dafür direkt auf die fixierten Zellen gegeben und das Objektiv durch Hochdrehen des Objekttisches in den Öltropfen eingetaucht. Das Licht sollte hell eingestellt, die Blende ganz geöffnet und der Kondensor hochreguliert sein. Die Differenzierung wird in dem Bereich des Ausstrichs vorgenommen, in dem die Erythrozyten nicht mehr übereinander gestapelt liegen, sondern einzeln nebeneinander zu finden sind (Zeile et al. 1983). Bei der mäanderförmigen Durchmusterung des Ausstriches werden 200 Leukozyten differenziert, die sich durch einen dunkel gefärbten Kern darstellen. Unterschieden werden neutrophile, eosinophile und basophile Granulozyten, deren Zytoplasma sich nach ihrem Färbeverhalten jeweils unterschiedlich darstellt (Wernery et al. 1999), sowie Lymphozyten und Monozyten. Dabei ist zu beachten, dass Normoblasten – kernhaltige jugendliche Erythrozyten – ebenfalls einen prominenten dunkel gefärbten Kern besitzen. Sie werden bei der Differenzierung zusätzlich zu den 200 Leukozyten erfasst (200 Leukozyten + x Normoblasten). Bei der Bestimmung der Gesamtleukozytenzahl werden alle kernhaltigen Zellen im Blut bestimmt. Deshalb können bei stark regenerativen Anämien fälschlicherweise zu hohe Gesamtleukozytenzahlen erhoben werden. Beim Auffinden von Normoblasten im Blutausstrich ist deshalb eine Normoblastenkorrektur vorzunehmen. Die Formel für die Korrektur der Leukozytenzahl lautet:

Wahre Leukozytenzahl (G/l) = gezählte Zellzahl (G/l) x 100 / (100 + Anzahl der Normoblasten auf 100 Leukozyten)

Die zu differenzierenden Leukozyten stellen sich morphologisch wie folgt dar:

Tab. 1: Hämatologische Referenzwerte für Lamas und Alpakas (nach Hengrave Burri et al. 2005)

		LAMA			ALPAKA		
Alter		juvenil	adult	adult	juvenil	adult	adult
Geschlecht		m, w	m	w	m, w	m	w
Anzahl		n = 29	n = 33	n = 79	n = 25	n = 26	n = 81
Hämoglobin	g/l	124–159	119–158	111–148	134–166	127–166	110–161
Erythrozyten	T/l	11,5–14,6	10,9–14,3	9,7–13,4	12,9–15,4	12,8–15,6	10,5–15
Hämatokrit	l/l	0,28–0,36	0,29–0,39	0,27–0,35	0,29–0,37	0,29–0,37	0,26–0,37
MCV	fl	22,8–27,7	24,8–29,2	25,2–29,3	21,5–25,4	22–25	22,8–26,3
MCH	pg	10,2–11,4	10,6–11,8	10,5–12,1	9,7–11,0	10,0–10,8	9,8–11,0
MCHC	g/l	406–453	400–430	396–425	419–464	414–459	411–454
Leukozyten	G/l	9,5–17,8	9,7–16,1	8,7–17,5	7,3–16,0	9,8–15,8	8–16
Neutrophile	G/l	4,6–11,8	4,6–11,2	4,9–11,4	2,9–8	4,5–9,3	3,4–9,1
Stabkernige Neutrophile	G/l	0–0,25	0–0,3	0–0,4	0–0,2	0–0,1	0–0,1
Lymphozyten	G/l	3,3–7,2	1,1–4,3	0,9–4,1	1,4–5,9	1,7–4,5	1,1–5,2
Monozyten	G/l	0,22–1,14	0,2–1,1	0,2–0,9	0,3–0,9	0,1–0,7	0,2–0,9
Eosinophile	G/l	0,1–1,2	0,8–3,7	0,5–3,7	0,1–3,1	1–3,6	0,8–3,4
Basophile	G/l	0–0,1	0–0,1	0–0,2	0–0,1	0–0,3	0–0,2
Neutrophile	%	41–65,7	42,4–73,5	45–76,4	30,8–63	44–70,5	39,3–69,8
Stabkernige Neutrophile	%	0–1,7	0–2,3	0–3,1	0–1,8	0–1	0–1
Lymphozyten	%	24,5–50,3	8–32,5	7–31,2	15,7–54	15,2–31	11–39,3
Monozyten	%	1,5–8,4	1,5–6	2–6,1	3,5–7	2–5,5	1,5–7,7
Eosinophile	%	0,9–8,6	5,8–27,7	5–25	1,2–18,3	8–27	7–26,5
Basophile	%	0–0,7	0–1	0–1,5	0–1	0–2	0–1,5

juvenil: Tiere unter 6 Monaten; adult: Tiere über 6 Monate; m: männlich; w: weiblich

Neutrophile Granulozyten (Neutrophile) (▶ Abb. 7): Bei den neutrophilen Granulozyten sind die Größe und Form der Zelle aufgrund des nicht angefärbten Zytoplasmas bei vielen Spezies kaum zu erkennen. Bei NWK liegen im Zytoplasma eventuell vereinzelte blassrosafarbene bis violette Granula vor (Azwai et al. 2007, Guayán et al. 1998, Hajduk 1992), deshalb kann es bei NWK leicht zu einer Verwechslung mit eosinophilen Granulozyten kommen. Neutrophile werden weiter unterteilt in segmentkernige und stabkernige neutrophile Granulozyten. Dabei lässt sich anhand der Gestalt des Zellkerns abschätzen, ob es sich eher um einen jüngeren oder älteren Neutrophilen handelt. Bei jüngeren Zellen ist der Zellkern länglich (stabkerniger Neutrophiler), mit zunehmendem Alter kommt es zu immer mehr Abschnürungen des Zellkerns (segmentkerniger Neutrophiler). Dabei sind die Brücken zwischen den Kernfragmenten das ausschlaggebende Kriterium: Sind sie schmaler als ein Drittel des durchschnittlichen Kerndurchmessers, gilt der Neutrophile als segmentiert (Reagan et al. 1998). Beim vermehrten Auftreten von stabkernigen Neutrophilen spricht man von einer „Kernlinksverschiebung" (Reagan et al. 1998), sie kann Hinweis auf eine akute Infektion sein. Beim vermehrten Auftreten übersegmentierter Neutrophiler (mit mehr als fünf Kernsegmenten) spricht man von einer „Kernrechtsverschiebung" (Reagan et al. 1998). Sie kann Hinweis auf einen chronischen eitrigen Prozess oder eine Produktionsstörung myeloischer Zellen im Knochenmark geben. Für Lamas geben Azwai et al. (2007) den Anteil an übersegmentierten Neutrophilen mit 1–21 % an, jedoch fehlt dabei die Angabe, ob sich dieser Anteil auf die Gesamtheit der Leukozyten oder nur auf die Neutrophilen bezieht (Azwai et al. 2007).

Eosinophile Granulozyten (Eosinophile) (▶ Abb. 8): Eosinophile spielen unter anderem beim allergischen Geschehen eine Rolle, sie wandern innerhalb weniger Stunden ins umliegende Gewebe aus (Moritz et al. 2014). Im Differenzialblutbild gesunder Kameliden treten Eosinophile häufiger auf als im Differentialblutbild gesunder Individuen anderer Säugerspezies (Azwai et al. 2007, Hawkey und Gulland 1988, Vap und Bohn 2015). Alternativ kann eine Eosinophilie Folge einer Endoparasitose sein (Fowler und Zinkl 1989). Im Plasma befinden sich gleichgroße, auch über den Kern verteilte orangerote Granula (Wernery et al. 1999), welche sich bei NWK rund, oval oder rechteckig darstellen können (Reagan et al. 1998). Die Kernreifungsstadien der Eosinophilen entsprechen denen der Neutrophilen und können auch als solche weiter differenziert werden (Azwai et al. 2007). Dabei können auch Eosinophile mit einem ringförmigen Zellkern auftreten (Azwai et al. 2007). Bei diesen ringförmigen Eosinophilen handelt es sich jedoch vermutlich um stabkernige Eosinophile, deren Kernenden überlappen. Eine weitere Differenzierung der Kernreifungsstadien wird bei den Eosinophilen anderer Spezies in der Regel nicht vorgenommen. Bei NWK könnte diese weitere Unterscheidung jedoch Sinn machen: Für Lamas wird die Verteilung der einzelnen Kernformen bei den Eosinophilen von Azwai et al. (2007) wie folgt angegeben: segmentierte Eosinophile 16–51 %; stabkernige Eosinophile 32–65 %; ringförmige Eosinophile 1–10 %. Auch andere Autoren stimmen darin überein, dass die Eosinophilen der Kameliden zur Hyposegmentation neigen (van Houten et al. 1992, Vap und Bohn 2015).

Basophile Granulozyten (Basophile) (▶ Abb. 9): Basophile werden ebenfalls mit allergischen Geschehen assoziiert. Sie enthalten in ihren Granula Histamin, das bei Antigen-Antikörper-Reaktionen ausgeschüttet wird (Moritz et al. 2014). Der Zellkern ist ebenfalls häufig wenig segmentiert (Azwai et al. 2007). Die Granula der Basophilen sind jedoch sehr klein und dunkelviolett bis schwarz gefärbt (Azwai et al. 2007). Die Basophilen von NWK entsprechen in ihrer Morphologie denen von Rind und Pferd (Reagan et al. 1998).

Metamyelozyten, Myelozyten (▶ Abb. 7): Metamyelozyten und Myelozyten sind die Vorstufen der stabkernigen Granulozyten. Sie sind im Blut von gesunden Tieren nicht anzutreffen und deuten auf eine überstürzte Zellausschüttung im Rahmen einer akuten Entzündungsreaktion hin, die als „pathologische Kernlinksverschiebung" bezeichnet wird (Moritz et al. 2014). Metamyelozyten besitzen einen kontrastreichen, grobschollig strukturierten, nieren- oder bohnenförmigen Kern. Myelozyten haben einen rundovalen, asymmetrisch gelegenen Kern und eine weite Kernplasmarelation („Spiegelei-ähnlich"). Das Plasma der Zellen ist neutrophil bis blassblau und feinwabig strukturiert. Je nachdem, ob sie Vorläufer der neutrophilen, eosinophilen oder basophilen Granulozyten darstellen, können rötliche oder dunkelviolette Granula enthalten sein (Reagan et al. 1998).

Monozyten (▶ Abb. 10): Monozyten sind sehr große, ca. 15–20 µm, unregelmäßig geformte, phagozytierende Zellen. Das Plasma ist grau bis blassblau, schwach granuliert und enthält unregelmäßige Vakuolen. Der unregelmäßige Zellkern ist zum Teil nierenförmig, locker strukturiert, fein granuliert und kann ebenfalls Vakuolen enthalten (Azwai et al. 2007, Reagan et al. 1998). Monozyten phagozytieren Mikroorganismen und Zelldetritus. Eine Erhö-

Fazit für die Praxis

Automatisiert erstellte Blutbilder sollten bei Lamas und Alpakas kritisch hinterfragt werden. Eine hämatologische Untersuchung kann mithilfe einer einfachen Grundausstattung auch in der eigenen Praxis durchgeführt werden. Die in diesem Beitrag aufgezeigten Methoden könnten auch zur Untersuchung von Vollblutproben anderer Spezies angewandt werden. Hierbei sollte man jedoch zusätzlich Literatur über die Zellmorphologie der jeweiligen Spezies zu Rate ziehen. Bei der Differenzierung der Leukozyten sollte nach dem Motto: „Häufiges ist wahrscheinlicher, Seltenes ist unwahrscheinlicher" differenziert werden. Wenn unklar ist, ob eine Zelle eher einem Lymphozyten oder einem Monozyten zuzuordnen ist, sollte die Entscheidung eher auf den Lymphozyten fallen, da hierbei der kleinere Fehler begangen wird. Für den ungeübten Untersucher wird es nicht immer leicht sein, kleine Abweichungen im Differenzialblutbild eindeutig zu diagnostizieren. Jedoch können größere Abweichungen in der Gesamtleukozytenzahl und einzelner Leukozytenfraktionen im Blutausstrich schon wertvolle Hinweise auf pathologische Vorgänge bieten und so die Wartezeit auf den Befund eines Einsendungslabors verkürzen.

hung der Monozytenzahl tritt bei Infektionen mit Viren, Bakterien, Protozoen oder Pilzen auf (Wernery et al. 1999). Die Monozyten der Kameliden stellen sich morphologisch ähnlich wie die anderer Haustiere dar (van Houten et al. 1992).

Lymphozyten (▶ Abb. 11): Bei den Lymphozyten werden je nach Literatur große Lymphozyten sowie kleine beziehungsweise nacktkernige Lymphozyten unterschieden (Azwai et al. 2007, Correia 1996, Wernery et al. 1999). Diese Aufteilung wird in der Regel jedoch nicht mehr vorgenommen, da sich in immunologischen Untersuchungen den verschiedenen morphologischen Formen keine funktionellen Unterschiede zuordnen ließen (Moritz et al. 2014).

Lymphozyten sind runde Zellen mit einem großen, runden, feinstrukturierten Kern und einem schmalen homogenen Zytoplasmasaum, der im Randbereich dunkler gefärbt ist als in Kernnähe. Im Ausstrich variieren Größe und Form, kleine Lymphozyten besitzen einen eher dunkleren Kern (Azwai et al. 2007). Es kann zu Verwechslungen mit Normoblasten, Monozyten, Myelozyten und Metamyelozyten kommen. Die Lymphozyten der NWK können insbesondere im Randbereich sehr feine blaue bis violett gefärbte Azurgranula enthalten (Azwai et al. 2007, Dawson et al. 2011).

Thrombozyten

Die Zählung der Thrombozyten wird in Analogie zur Erythrozytenzählung durchgeführt. 20 µl Vollblut werden in 380 µl Thromboquant® (Labor + Technik, Eberhard Lehmann GmbH, Berlin, D) pipettiert, gut gemischt und 30 Minuten inkubiert. Nach Befüllen der Zählkammer sedimentieren die Thrombozyten innerhalb von 15–20 Minuten, danach können mithilfe des 40er Objektivs fünf Kleinstquadrate in der Mitte der Neubauer-Zählkammer (▶ Abb. 5) ausgezählt werden. Die Summe der Thrombozyten in den fünf Kleinstquadraten ergibt die Thrombozytenzahl in G/l.

Referenzwerte

Für die Interpretation der erhobenen Befunde sollten geeignete Referenzwerte zurate gezogen werden. Dafür stehen mehrere Studien zur Verfügung, in denen separate Referenzwerte für Lamas und Alpakas ermittelt wurden (Dawson et al. 2011, Fowler und Zinkl 1989, Hengrave Burri et al. 2005, Husakova et al. 2015). Für Deutschland gibt es derzeit keine flächendeckenden Daten über hämatologische Normalwerte bei Neuweltkameliden, jedoch liegen hierzu Werte für Tiere aus der Schweiz (Hengrave Burri et al. 2005) sowie eine aktuelle Studie über NWK in Österreich vor (Stanitznig et al. 2018). In ▶ Tabelle 1 sind die hämatologischen Referenzwerte für Lamas und Alpakas nach Hengrave Burri et al. (2005) zu finden. Hier finden sich alters- und geschlechtsspezifische Normalwerte, die für die Interpretation hämatologischer Befunde von NWK in Mitteleuropa herangezogen werden können.

Danksagung

Herzlichen Dank an das gesamte Team der Klinik für kleine Klauentiere, insbesondere Klaus Schlotter für praktische Ratschläge sowie Dr. Ben Bauer, Dr. Teresa Punsmann und Carolin Reckmann für Korrekturvorschläge. Außerdem herzlichen Dank an Prof. Dr. Klaus Eulenberger vom Zoo Leipzig für die fachlichen Anregungen.

Conflict of interest

Die Autoren erklären, dass keine geschützten, finanziellen, beruflichen oder anderweitigen Interessen an einem Produkt oder einer Firma bestehen, welche die in dieser Veröffentlichung genannten Inhalte oder Meinungen beeinflussen können.

Literatur

Andreasen CB, Gerros TC, Lassen ED (1994): Evaluation of bone marrow cytology and stainable iron content in healthy adult llamas. Vet clin path 23: 38–42.

Azwai SM, Abdouslam OE, Al-Bassam LS, Al Dawek AM, Al-Izzi SAL (2007): Morphological characteristics of blood cells in clinically normal adult llamas (*Lama glama*). Vet Arhiv 77: 69–79.

Canfield P (1998): Comparative cell morphology in the peripheral blood film from exotic and native animals. Aust Vet J 76: 793–800.

Cohen WD, Terwilliger NB (1979): Marginal bands in camel erythrocytes. J Cell Sci 36: 97–107.

Correia HS (1996): Hämatologische und klinisch-chemische Referenzwerte und Werte bei ausgewählten Krankheitsbildern im Blut einiger im Zoologischen Garten Leipzig gehaltener Huftierarten. Leipzig, Universität, veterinärmed. Fak., Diss.

Dawson DR, DeFrancisco RJ, Stokol T (2011): Reference intervals for hematologic and coagulation tests in adult alpacas (*Vicugna pacos*). Vet Clin Pathol 40: 504–512.

DeWitt SF, Bedenice D, Mazan MR (2004): Hemolysis and Heinz body formation associated with ingestion of red maple leaves in two alpacas. J Am Vet Med Assoc 225: 578–583.

Dittmer KE, Hinkson JA, Dwyer C, Adlington B, van Andel M (2018): Prevalence of *Candidatus Mycoplasma haemolamae*, bovine viral diarrhoea virus, and gastrointestinal parasitism in a sample of adult New Zealand alpaca (*Vicugna pacos*). N Z Vet J 66(1): 9–15. DOI: 10.1080/00480169.2017.1369912.

Emmerich IU, Ganter M, Wittek T (2016): Dosierungsvorschläge für Arzneimittel bei kleinen Wiederkäuern und Neuweltkameliden. 2. Aufl. Schattauer, Stuttgart.

Felton C (2016): Etablierung von Referenzwerten für die venöse Blutgasanalyse, Hämatologie und Blutchemie bei neugeborenen Alpakafohlen und Durchführung eines Vergleichstests zwischen einem stationären und einem mobilen Blutgasgerät. Leipzig, Universität, veterinärmed. Fak., Diss.

Foster A, Bidewell C, Barnett J, Sayers R (2009): Haematology and biochemistry in alpacas and llamas. In Practice 31: 276–281.

Fowler ME (ed.) (2010a): Restraint and Handling. In: Medicine and Surgery of Camelids. 3rd ed. Wiley-Blackwell, Ames, Iowa, 59–87.

Fowler ME (ed.) (2010b): Clinical Diagnosis: Examination and Procedures. In: Medicine and Surgery of Camelids. 3rd ed. Wiley-Blackwell, Ames, Iowa, 89–109.

Fowler M, Zinkl J (1989): Reference ranges for hematologic and serum biochemical values in llamas (*Lama glama*). Am J Vet Res 50: 2049–2053.

Franz S, Spergser J, Schwendenwein I, Stanitznig A, Lambacher B, Tichy A, Wittek T (2015): Zum Vorkommen von „*Candidatus Mycoplasma haemolamae*“ bei klinisch unauffälligen Neuweltkameliden in Österreich. Berl Münch Tierärztl Wochenschr 129: 318–322.

Gauly M, Maier H, Trah M (1998): Blutentnahmetechnik und Referenzwerte relevanter klinisch-chemischer Blutparameter bei Neuweltkameliden. Tierärztl Umschau 53: 751–754.

Guayán FO, Prieto RP, Menge FW, Lehnebach HB, Ackerman HL (1998): Valores sanguíneos en alpacas (*Lama pacos*) reintroducidas en el sur de Chile. Vet Méx 29: 411–414.

Hajduk P (1992): Haematological reference values for alpacas. Aust Vet J 69: 89–90.

Hawkey C, Gulland F (1988): Haematology of clinically normal and abnormal captive llamas and guanacoes. Vet Rec 122: 232–234.

Heimpel H, Diem H, Nebe T (2010): Die Bestimmung der Retikulozytenzahl: Eine alte Methode gewinnt neue Bedeutung. Med Klin 105: 538–543.

Hengrave Burri I, Tschudi P, Martig J, Liesegang A, Meylan M (2005): Neuweltkameliden in der Schweiz. II. Referenzwerte für hämatologische und blutchemische Parameter. Schweiz Arch Tierheilkd 147: 335–343.

Humann-Ziehank E, Ganter M (2012): Pre-analytical factors affecting the results of laboratory blood analyses in farm animal veterinary diagnostics. Animal 6: 1115–1123.

Husakova T, Pavlata L, Pechova A, Tichy L, Hauptmanova K (2015): The influence of sex, age and season on the haematological profile of alpacas (*Vicugna pacos*) in Central Europe. Veterinarni Medicina 60: 407–414.

Kaufmann C, Meli ML, Hofmann-Lehmann R, Zanolari P (2009): Erster Nachweis von *Candidatus Mycoplasma haemolamae* bei Neuweltkameliden in der Schweiz und Schätzung der Prävalenz. Berl Münch Tierärztl Wochenschr 123: 477–481.

Kim SY, Kim JE, Kim HK, Han KS, Toh CH (2010): Accuracy of platelet counting by automated hematologic analyzers in acute leukemia and disseminated intravascular coagulation: potential effects of platelet activation. Am J Clin Pathol 134: 634–647.

Lascola K, Vandis M, Bain P, Bedenice D (2009): Concurrent Infection with *Anaplasma phagocytophilum* and *Mycoplasma haemolamae* in a young alpaca. J Vet Intern Med 23: 379–382.

Long CA (2007): Proceedings of the 2007 WSEAS Int. Conference on Cellular & Molecular Biology – Biophysics & Bioengineering, Athens, Greece, August 26–28, 2007; 18–24.

Morin D, Garry F, Weiser M, Fettman M, Johnson L (1992): Hematologic features of iron deficiency anemia in llamas. Vet Pathol 29: 400–404.

Moritz A, Schwendenwein I, Kraft W (2014): Hämatologie. In: Moritz A (Hrsg.), Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin. 7. Aufl. Schattauer, Stuttgart, 79–159.

Nazifi S, Tadjalli M, Bedeltavana A (1998): Normal haematopoiesis, cellular components and stainable iron content in the bone marrow of camels (*Camelus dromedarius*). Vet Res Commun 22: 11–20.

Oshiro I, Takenaka T, Maeda J (1982): New method for hemoglobin determination by using sodium lauryl sulfate (SLS). Clin Biochem 15(2): 83–88.

Price C, Koller P (1988): A Multicentre Study of the New Reflotron® System for the Measurement of Urea, Glucose, Triacylglycerols, Cholesterol, γ-Glutamyltransferase and Haemoglobin. J Clin Chem Clin Biochem 26: 233–250.

Reagan W, Sanders T, DeNicola D (eds.) (1998): Normal White Blood Cell Morphology. In: Veterinary Hematology Atlas of Common Domestic Species. Blackwell Publishing, Ames, Iowa, 29–36.

Roscoe DE, Nielsen SW, Eaton HD, Rousseau JE (1975): Chronic plumbism in rabbits: a comparison of three diagnostic tests. Am J Vet Res 36: 1225–1229.

Stanitznig A, Lambacher B, Nuyken P, Kiefer L, Franz S, Wittek T (2018): Hämatologische und blutchemische Parameter sowie Mineralstoff- und Spurenelementkonzentrationen im Serum bei Neuweltkamelen in Österreich. Wien Tierärztl Monatsschr 105: 3–12.

Tornquist SJ (2009): Clinical pathology of llamas and alpacas. Vet Clin North Am Food Anim Pract 25: 311–322.

Tvedten H, Andersson V, Lilliehöök I (2017): Feline Differential Leukocyte Count with ProCyte Dx: Frequency and Severity of a Neutrophil-Lymphocyte Error and How to Avoid It. J Vet Intern Med 31(6): 1708–1716.

Van Houten D, Weiser M, Johnson L, Garry F (1992): Reference hematologic values and morphologic features of blood cells in healthy adult llamas. Am J Vet Res 53: 1773–1775.

Vap L, Bohn AA (2015): Hematology of camelids. Vet Clin North Am Exot Anim Pract 18: 41–49.

Wagener MG, Großmann T, Stöter M, Ganter M (2018): Vergleich zweier Hämatologieautomaten in Bezug auf Gesamtleukozytenzahl, Hämoglobin und Hämatokrit bei Alpaka, Lama, Rind, Schaf, Schwein und Ziege. In: 26. Jahrestagung der FG „Innere Medizin und Labordiagnostik“ der DVG (InnLab), 02./03. Februar 2018, Hannover – Teil 1. Tierärztl Prax Ausgabe K Kleintiere/Heimtiere 46: 1–10.

Weiser M, Fettman M, Van Houten D, Johnson L, Garry F (1992): Characterization of erythrocytic indices and serum iron values in healthy llamas. Am J Vet Res 53: 1776–1779.

Wernery U, Fowler ME, Wernery R (1999): Color Atlas of Camelid Hematology. Blackwell Wissenschafts-Verlag GmbH, Berlin, Wien.

Zeile G, Baake M, Henrici G (Hrsg.) (1983): Hämatologische Zytomorphologie. In: Kompendium der praktischen Hämatologie. 2. Aufl. G I T Verlag Ernst Giebeler, Darmstadt, 177–191.

Matthias Gerhard Wagener

PhD. Studium der Tiermedizin und des PhD-Programms „Veterinary Research and Animal Biology“ in Hannover. Seit 2015 Wissenschaftlicher Mitarbeiter an der Klinik für kleine Klauentiere, TiHo Hannover. Schwerpunkt: Innere Medizin und Klinische Labordiagnostik bei Wiederkäuern und Neuweltkameliden.

Korrespondenzadresse:
Stiftung Tierärztliche Hochschule, Klinik für kleine Klauentiere, Bischofsholer Damm 15, 30173 Hannover,
matthias.gerhard.wagener@tiho-hannover.de

Foto: Privat