

Angiostrongylus vasorum – wann gehört er auf die DD-Liste?

*Prof. Dr. med. vet. Manuela Schnyder, Präsidentin ESCCAP Schweiz
Institut für Parasitologie (IPZ), Vetsuisse Fakultät, Universität Zürich*

Das klinische Bild einer *A. vasorum* Infektion kann sehr variabel sein. Schleichende Verläufe sind möglich, aber da sich die Symptome zudem auch sehr akut manifestieren können, stellt die Verdachtsdiagnose eine Herausforderung dar. Lungenschäden werden bereits sehr früh nach Infektion durch präadulte wandernde Stadien verursacht^{1,2}. Aus diesen Gründen ist eine frühzeitige Diagnose der *A. vasorum*-Infektion von fundamentaler Bedeutung. Zur Bestätigung des klinischen Verdachts sind die folgenden parasitologischen Verfahren geeignet.

Kotuntersuchung

Die parasitologische Diagnose erfolgt klassischerweise mit dem Auswanderungsverfahren mittels **Baermann-Trichter** zum Nachweis der lebenden Erstlarvalstadien (L1). Dabei muss berücksichtigt werden, dass die Larvenausscheidung möglicherweise noch nicht begonnen hat (Präpatenzphase, s. Tabelle) und sie unregelmässig sein kann. Daher lautet die Empfehlung, Kotproben, die über 3 Tage gesammelt wurden, zu untersuchen. Der Kot sollte vor der Untersuchung gekühlt aufbewahrt werden (4-7 °C), was den Metabolismus der Larven verlangsamt und ihnen ein längeres Überleben erlaubt. Der Trichter wird bei Raumtemperatur aufgestellt, damit sich die Larven zur Auswanderung aktivieren³.

Das charakteristische Hinterende der ca. 350 µm langen L1 weist sowohl eine dorsale als auch eine ventrale Einkerbung auf und muss von demjenigen weiterer im Kot vorkommender Larven (z. B. *Crenosoma vulpis*) unterschieden werden (Abb.1).

Die Wartezeit beträgt beim Baermann-Trichter 12-24 h; bei starkem Verdacht kann der Trichter auch früher untersucht werden, was jedoch die Sensitivität der Methode reduziert. Dies gilt auch für den direkten Kotausstrich⁴, bei dem keine Anreicherung der L1 stattfindet.

Bronchialschleimuntersuchung

Larven können zudem aus Bronchialschleim mittels **Bronchoalveolarlavage** gewonnen werden. Diese Methode hat sich in Einzelfällen als wertvoll erwiesen⁵. Da dieses Verfahren eine Anästhesie benötigt, kann es in Zusammenhang mit anderen Abklärungen zur Anwendung kommen.

Blutuntersuchung

Serologische Verfahren kommen seit einiger Zeit unterstützend bei der *A. vasorum*-Diagnostik zum Einsatz und können empfohlen werden. Dabei ist es wichtig, deren Eigenschaften im Vergleich zu den anderen Methoden zu kennen. Der am Institut für Parasitologie, Zürich, entwickelte **ELISA zum Nachweis von zirkulierendem Antigen** zeigt eine Sensitivität von 83 % und eine Spezifität von nahezu 100 %⁶. Analog dazu wurde ein kommerziell erhältlicher, immunochromatographischer **Schnelltest** entwickelt (AngioDetect™, IDEXX). Dieser Test basiert auf Komponenten des Antigen-ELISAs, weist somit auch Antigen und dadurch eine vorhandene *A. vasorum*-Infektion nach (Abb. 2).

Ein grosser Vorteil liegt in seiner raschen und einfachen Durchführbarkeit in der Praxis. Auch ist dessen Spezifität sehr hoch (≈100 %). Bezüglich Sensitivität gilt es zu berücksichtigen, dass infizierte Tiere im Vergleich zum oben erwähnten ELISA mit einer Verzögerung von 3 bis 4 Wochen identifiziert werden (s. Tabelle). In experimentell infizierten Hunden konnten Infektionen mittels ELISA frühestens ab der 5. und mittels Schnelltest ab der 9. Woche nach Infektion nachgewiesen werden⁷. Dies erklärt die tiefere Sensitivität des Schnelltests, der nur bei klinisch verdächtigen Hunden durchgeführt werden soll. In der 9. Woche sind praktisch alle Hunde auch Larvenausscheider und somit auch im Baermann-Trichter-Verfahren positiv bei korrekter Probenlagerung und Durchführung.

Für epidemiologische und individuelle Fragestellungen kann zusätzlich ein **ELISA zum Nachweis von spezifischen Antikörpern** gegen *A. vasorum* verwendet werden. Auch dieser Test hat hohe Sensitivität und Spezifität und kann teilweise Antikörper bereits in der Präpatenz nachweisen (s. Tabelle). Der ELISA wurde zunächst gelegentlich auf Anfrage am IPZ durchgeführt; er wird nun jedoch neu regelmässig von der Diagnostischen Einheit angeboten.

Genetische Verfahren

Der Nachweis von DNA von *A. vasorum* kann aus unterschiedlichen Geweben erfolgen (s. Tabelle). Die PCR Amplifikation eines Abschnittes der ribosomalen der ITS-2 (internal transcribed spacer 2) erwies sich sensitiver mit DNA aus Blut als aus Kot (ohne Anreicherung) oder von einem Rachentupfer. Diese Verfahren sind somit aktuell in der Praxis oder im Routine-Verfahren weniger geeignet. Sie können jedoch z. B. mit Material aus histologischen Schnitten oder in Spezialfällen sehr nützlich sein. So konnten wir das Vorkommen von *A. vasorum* zum ersten Mal in Erdmännchen und in einer Katze bestätigen^{8,9}.

Nach Behandlung

Beide Tests, Antigen- und Antikörpernachweis mittels ELISA, werden auch für die Evaluation von anthelminthischen Therapien eingesetzt. Da sowohl Antigene als auch Antikörper für eine gewisse Zeit nach Behandlung weiterzirkulieren können, sollten die Tests frühestens nach 2 Monaten durchgeführt werden. Eigene Beobachtungen haben gezeigt, dass auch die Larvenausscheidung bis zu 3 Wochen nach erfolgreicher Behandlung andauern kann, so dass auch hier diese Zeit abzuwarten ist vor einer Wiederholung.

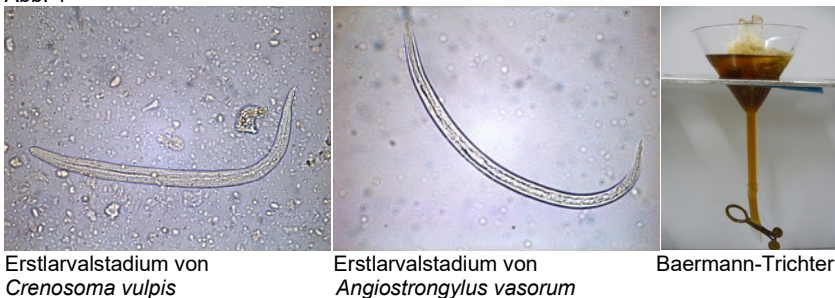
Zusammenfassend sind sowohl der Baermann-Trichter als auch der Antigen-Schnelltest, unter Berücksichtigung der erwähnten Aspekte, einfache und in der Praxis durchführbare Verfahren, um eine Infektion mit *A. vasorum* nachzuweisen. Weitere diagnostische Verfahren stehen bei Unsicherheiten und in Spezialfällen zur Verfügung. Wichtig ist es, zeitliche Aspekte sowohl der Erregerdynamik als auch der Methoden selber zu kennen.

Tabelle: Methoden zum Nachweis einer *A. vasorum*-Infektion stützend auf Daten aus experimentellen Infektionen. Quellen: ^{7,10}.

Angiostrongylus vasorum – Vergleich Diagnostik

Testverfahren	Material	Erste positive Hk. (Wochen p.i.)	Proportion Positivität (gleicher Hk.)	Total Proportion positive	Letzte pos. nach anth. Behandlung
Baermann	Kot	7-8	0.95 (0.4-1)	0.97	2.2 (2-3)
Antigen-ELISA (IF2)	Serum/ Plasma	7-11	1	1	3-7
Antigen-Schnelltest (IDEXX)	Serum/ Plasma	9-14	1	1	3-7
Antikörper-ELISA (IF2)	Serum/ Plasma	3-5	1	1	5.7 (3-9)
PCR	Blut	6.3 (2-10)	0.78 (0.45-1)	0.70	1.0 (1-5)
	Kot	9.1 (8-11)	0.91 (0.5-1)	0.84	2.0 (-)
	Rachen-tupfer	12.9 (10-15)	0.71 (0.5-1)	0.69	2.7 (2-3)

Abb. 1



Erstlarvalstadium von *Crenosoma vulpis*

Erstlarvalstadium von *Angiostrongylus vasorum*

Baermann-Trichter

Abb. 2



ELISA-Platte zum Nachweis von *A. vasorum*-Antigen (oder Antikörper)

Schnelltest zum Nachweis von *A. vasorum*-Antigen (AngioDetect™, IDEXX)

Referenzen

1. Schnyder M., Fahrion A., Ossent P. et al., 2009. Larvicidal effect of imidacloprid/moxidectin spot-on solution in dogs experimentally inoculated with *Angiostrongylus vasorum*. *Vet Parasitol* 166, 326–332.
2. Kranjc A., Schnyder M., Dennler M. et al., 2010. Pulmonary artery thrombosis in experimental *Angiostrongylus vasorum* infection does not result in pulmonary hypertension and echocardiographic right ventricular changes. *J Vet Int Med* 24, 855–862.
3. Deplazes P., Joachim A., Mathis, et al., 2021. *Parasitologie für die Tiermedizin*, 4. Auflage (Stuttgart, Thieme Verlag).
4. Humm K., Adamantos S., 2010. Is evaluation of a faecal smear a useful technique in the diagnosis of canine pulmonary angiostrongylosis? *J Small Anim Pract* 51, 200-203.
5. Canonne, A.M., Billen, F. et al., 2018. Angiostrongylosis in dogs with negative fecal and in-clinic rapid serological tests: 7 Cases (2013-2017). *J Vet Int Med* 32, 951–955.
6. Schnyder M., Tanner I. et al., 2011. An ELISA for sensitive and specific detection of circulating antigen of *Angiostrongylus vasorum* in serum samples of naturally and experimentally infected dogs. *Vet Parasitol* 179, 152–158.
7. Schnyder et al. (2015), *Parasitology*, 142, 1270–1277