

Handlungsempfehlungen zum Umgang mit seuchenartig verlaufenden Amphibienkrankheiten

Deutsche Gesellschaft für Herpetologie und Terrarienkunde e. V. (DGHT)



Handlungsempfehlungen zum Umgang mit seuchenartig verlaufenden Amphibienkrankheiten und ihren Erregern

Nach Einschätzung der IUCN (International Union for Conservation of Nature) sind Amphibien die weltweit am stärksten bedrohte Wirbeltierklasse. In den letzten Jahrzehnten werden gehäuft seuchenhaft verlaufende Infektionskrankheiten registriert, die als Ursache für beobachtete Populationsrückgänge bis hin zur Vernichtung einzelner Populationen und sogar von Arten infrage kommen. Diese Broschüre bietet Basisinformationen über die hochinfektösen Amphibienseuchenerreger und Handlungsanweisungen für den Umgang mit Amphibien – sowohl in der tierärztlichen Praxis als auch im Freiland.

Agalychnis callidryas Foto: T. Eisenberg



Infektionen bei Amphibien

Zumeist infizieren sich innerhalb eines Ökosystems nicht alle Amphibien gleichförmig, sondern es zeigen sich Unterschiede zwischen den einzelnen Spezies, aber auch innerhalb von Arten. Für die meisten hier dargestellten Amphibienseuchenerreger gilt, dass bei einem Krankheitsausbruch oft unterschiedliche Faktoren komplex zusammenspielen:

- Zum einen spielen Erregereinflüsse sicherlich die bedeutendste Rolle (Evolution des Krankheitserregers mit Ausbildung neuer, besonders „aggressiver“ oder an den Amphibienwirt angepasster Stämme, sowie Einwanderung/Verschleppung neuer Erreger).
- Wichtig sind zudem Wirtseinflüsse, also die prinzipielle Empfänglichkeit der Amphibienspezies (basierend auf der Leis-

tungsfähigkeit des angeborenen und erworbenen Immunsystems) sowie deren Ökologie („Explosivlächer“, Entwicklungszeit bis zur Metamorphose).

- Verschärft werden Krankheitsausbrüche oft durch Umwelteinflüsse, welche aber

Amphibienpathogene



Cruziophyla calcarifer Foto: T. Eisenberg



Oophaga pumilio Foto: T. Eisenberg

bislang nur unzureichend verstanden sind. Dazu gehören menschgemachte (Lebensraumzerstörung, Umweltverschmutzung, zum größten Teil der Klimawandel, Überdüngung, Schwermetalle, Neozoen) ebenso wie natürliche Faktoren (Nahrungsknappheit, Wassertemperatur, Entwicklung, Populationsdichte, natürliche Feinde, andere Infektionserreger, Zusammensetzung der Amphibienpopulation [vorhandene Reservoirwirte, s. u.]).

In der Regel besonders schwerwiegend erkrankten durch Umwelteinflüsse vorgeschädigte, im Immunsystem beeinträchtigte sowie naive (die noch nie Kontakt mit dem Erreger hatten) Tierbestände und Populationen, insbesondere beim ersten Erregerkontakt. Schlimmstenfalls können Zusammenbrüche ganzer Populationen innerhalb weniger Wochen auftreten.

Die hier beschriebenen Amphibienseuchen lassen sich nur im Labor sicher bestätigen. Mitunter sind trotz einer vorhandenen Infektion keine mit dem bloßen Auge erkennbaren Auffälligkeiten feststellbar („stille Träger“). Obwohl für die Labordiagnostik prinzipiell auch einfache Umweltproben (z. B. Teichwasser) möglich sind, erfolgen die diagnostischen Nachweise derzeit mehrheitlich an Einzelproben von lebendigen oder toten Amphibien.



Rhyllobates aurotaenia Foto: A. Kwet



Rhacophorus dennysi Foto: A. Kwet

Die Deutsche Gesellschaft für Herpetologie und Terrarienkunde e. V. versteht sich traditionell als Dachverband aller „Amphibien- und Reptilienfreunde“. Innerhalb der DGHT befassen sich mehrere Arbeitsgemeinschaften speziell mit Froschlurchen (AG Anuren) und Schwanzlurchen (AG Urodela), der fachlich angewandten Feldherpetologie mit Fokus auf den auf die heimische Herpetofauna gerichteten Artenschutz (AG Feldherpetologie und Artenschutz) sowie Amphibienkrankheiten (AG ARK als Zusammenschluss der Tierärzte). Mitglieder der DGHT engagieren sich im Freiland bei Forschung, Schutz, Bestandserfassung und Monitoring ebenso wie in der Terraristik bei der Pflege und Nachzucht oder bei der Gesunderhaltung und Therapie von Amphibien in Menschenobhut. Die verschiedenen Motivationen, sich mit Amphibien zu befassen, vereint alle ein Ziel: der nachhaltige Schutz dieser bedrohten Tiergruppe.

Chytridpilz Bd

- Wissenschaftlicher Name: *Batrachochytrium dendrobatidis*
- Deutsche Namen: **Froschpilz**, Chytrid, Bd
- Name der Erkrankung: Chytridiomykose
- Erregergruppe: Tüpfchen-Pilze (Chytridiomycota); in den äußeren, keratinhaltigen Hautschichten befallener Amphibien (inkl. Hornzähnen der Kaulquappen) finden sich „töpfchenartige“ Sporenbehälter (Sporangien), die bewegliche, infektiöse Zoosporen freisetzen
- Wissenschaftliche Erstbeschreibung: 1999, seit den 1970er-Jahren mit Massensterben in verschiedenen Teilen der Welt assoziiert
- Nachweis mittels histologischer Schnitte von konserviertem Material auf über 150 Jahre alten Museumsexemplaren



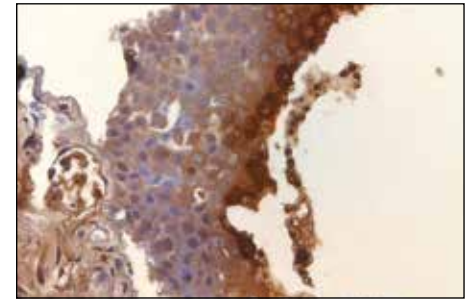
Geburtshelferkröte (*Alytes obstetricans*), die an einer Bd-Infektion gestorben ist. Wenn erkrankte Tiere angefasst werden, machen sie oft einen letzten Sprung und verenden. Foto: F. Pasmans

- Nachweise für alle drei Amphibienordnungen
- Nachweise in Biotopen in Deutschland, Schweiz, Österreich und Luxemburg häufig
- Nachweise in der Terraristik in Deutschland
- Temperaturoptimum: 17–25 °C
- Dauerstadium/Überlebensfähigkeit: bislang nicht bekannt; Zoosporen sind in feuchtem Milieu (Wasser, Sand) mindestens für viele Wochen infektiös
- Begünstigende Faktoren: Naivität (ohne vorherigen Erregerkontakt) einer Population, Abhängigkeit von Höhenlage oder Wasserverfügbarkeit, geringe Reproduktionsleistung, hohe Habitatspezialisierung, hoch empfindliche Arten (s. u.) in Amphibienpopulation vorhanden



Weiteres, an einer Bd-Infektion verendetes Exemplar der Geburtshelferkröte. Beachte die charakteristisch gefärbten, roten Unterseiten der Oberschenkel. Foto: F. Pasmans

- Empfängliche Amphibienarten (**hochempfindlich, Erkrankung, evtl. Populationsverluste**): z. B. **Geburtshelferkröten (*Alytes spp.*)**, **neotropische Stummelfußfrösche (*Atelopus spp.*)**; alle einheimischen Amphibien müssen als prinzipiell empfänglich (infizierbar) angesehen werden, erkranken aber oft nicht sichtbar, zumindest nicht im Adultstadium (Reservoirwirte)
- Wenig empfindliche Amphibienarten (**evtl. Überträger, Reservoir**): z. B. Nordamerikanischer Ochsenfrosch, Afrikanischer Krallenfrosch
- Erregerreservoir (ökologische Nischen, von denen erneute Infektionen ausgehen; **mit Vermehrung**): unbelebte (z. B. Wasser, Sand, Gegenstände) und belebte Vektoren



Histopathologischer Schnitt durch die Haut einer an einer Bd-Infektion gestorbenen Geburtshelferkröte. Als typische Veränderungen sind erkennbar: eine Verdickung der Haut und die verstärkte Verhornung. Foto: F. Pasmans

(Pflanzen, Moose, **Flusskrebse, Bd-infizierte Reservoirwirte und deren Larven**) mit Restfeuchte aus verseuchter Umgebung, Füße und **feuchte Federn** von Wassergefäß; **Amphibienhandel: direkte (von Tier zu Tier) und indirekte (über Vektoren) Infektionen möglich**

- Schädigungen im Organismus: Hautverdickung (Hyperplasie: Gewebevergrößerung, Hyperkeratose: übermäßige Hautverhornung), reduzierte Hautatmung, Schleimbildung), Herzversagen durch Wasser- und Elektrolytverluste, Zahnreihenverluste bei Kaulquappen
- Symptome: Lethargie, Verhaltensauffälligkeiten, Hautveränderungen, oft Hautrö-



Diese Chinesische Rotbauchunke (*Bombina orientalis*) ist Träger von Bd. Die Tiere werden immer noch in großer Zahl importiert und können Bd in naive, ursprünglich erregerfreie Gebiete übertragen. Foto: F. Pasmans

tungen (besonders auf der Unterseite der Gliedmaßen), aber auch Tiere ohne klinische Symptome

- Krankheitsverlauf: bei Neuinfektionen dramatische (teils vollständige) Populationsverluste (einzelner Spezies); heute oft abgemilderte Verläufe, dann zuweilen ohne klinische Symptome
- Labornachweis (Methode der Wahl): quantitative realtime-PCR für Bd
- Geeignetes Probenmaterial: **trockener** Hautputzer (ohne Transportmedium), Probenahme von Hautabstrichen am besten von stark verhornten Körperregionen (Bauchseite, Zwischenschenkelbereich, Fußsohlen), ggf. vom Randbereich sichtbarer Läsionen,



Färberfrosch (*Dendrobates tinctorius*) mit Chytridiomycose. Neben dem schlechten Ernährungszustand des Frosches sind nur wenige äußere Symptome erkennbar. Dieser Frosch starb zwei Tage später. Foto: F. Pasmans

möglichst schneller Transport zum Labor, notfalls einfrieren. Falls nötig (kein Labor zeitlich erreichbar), sollte das gesamte Tier in 70%iges Ethanol (notfalls Formalin) eingelegt werden. Dadurch wird die Zersetzung gestoppt und wenigstens eine feingewebliche Untersuchung (Histologie) bleibt möglich.

- Prophylaxe (Feldherpetologie und Terraristik): s. allgemeingültige Hygienemaßnahmen
- Behandlungsmöglichkeiten: s. Tabelle 1
- Desinfektionsmöglichkeiten: s. Tabelle 2
- Nationale und internationale rechtliche Rahmenbedingungen: nach Weltorganisation für Tiergesundheit (OIE) gelisteter Erreger



Dieser *Dendrobates tinctorius* ist an Tuberkulose gestorben. Aufgrund der klinischen Symptome ist es unmöglich, zwischen den Todesursachen zu unterscheiden. Eine Laboruntersuchung ist hierfür unumgänglich. Foto: F. Pasmans

Chytridpilz Bsal

- Wissenschaftlicher Name: *Batrachochytrium salamandrivorans*
- Deutsche Namen: **Salamanderpilz, Salamanderpest**, Salamanderfresser, Chytrid, Bsal
- Name der Erkrankung: Chytridiomykose
- Erregergruppe: Tüpfchen-Pilze (Chytridiomycota), s. Chytridpilz Bd
- Wissenschaftliche Erstbeschreibung: 2013, seit den 2000er-Jahren mit Massensterben in Europa assoziiert
- Vermutetes ursprüngliches Verbreitungsgebietes des Pilzes in Asien (dort lebende Schwanzlurche erkranken nicht)
- Nachweis in Biotopen in Deutschland (Eifel ab 2015, Ruhrgebiet ab 2017), bis 2019 keine Nachweise in der Schweiz und Österreich



Feuersalamander (Ausschnitt) mit den typischen Hautläsionen einer Bsal-Infektion. Beachte die vielen kleinen Geschwüre mit schwarzem Rand. Foto: M. Vences

- Nachweis in der Terraristik vereinzelt in Deutschland, keine Nachweise in der Schweiz
- Temperaturoptimum: 10–15 °C
- Begünstigende Faktoren: Naivität einer Population, s. Chytridpilz Bd
- Dauerstadium/Überlebensfähigkeit: ja (enzystierte infektiöse Zoosporen)
- Empfängliche Amphibienarten (**hochempfindlich, Erkrankung, auch Populationsverluste**): **Feuersalamander** (u. a. Urodelen der Gattungen *Salamandra*, *Chioglossa*, *Lyciasalamandra*, *Triturus marmoratus*), vermutlich sind alle einheimischen Schwanzlurche infizierbar
- Wenig empfängliche Amphibienarten (evtl. Überträger, Reservoir): z. B. asiatische



Nach Entfernen der Haut eines mit Bsal infizierten Feuersalamanders (*Salamandra salamandra*) werden die kleinen „Löcher“ deutlich. Foto: F. Pasmans

- Schwanzlurche; manche Froschlurche (Geburtshelferkröte, Hubei-Rotbauchunken) können sich infizieren, erkranken aber nicht
- Erregerreservoir (ökologische Nischen, von denen erneute Infektionen ausgehen; **mit Vermehrung**): unbelebte (z.B. Wasser, Sand, Gegenstände) und belebte (Pflanzen, Moose, **Bsal-infizierte Reservoirwirte und deren Larven**) Vektoren mit Restfeuchte aus verseuchter Umgebung, Füße von Wassergeflügel, **Amphibienhandel (asiatische Salamandriden): umweltresistente, unbewegliche Zoosporen, direkte (von Tier zu Tier) und indirekte (Vektoren) Infektionen möglich**
- Betroffenes Organsystem: Haut
- Symptome: Lethargie, untypisches Verhalten



Feuersalamander, die mit Bsal infiziert sind, neigen zu übermäßigen Häutungen. Foto: F. Pasmans

(tagaktiv), kraterförmige Hautgeschwüre („Löcher“), aber auch ohne klinische Symptome

- Krankheitsverlauf: dramatische (nahezu vollständige) Populationsverluste bei Feuersalamandern in Deutschland, den Niederlanden und Belgien; in der Terraristik bei *Salamandra* hoch infizierte Tiere, die sterben, und manche, die dennoch nicht sichtbar erkranken und lange überleben



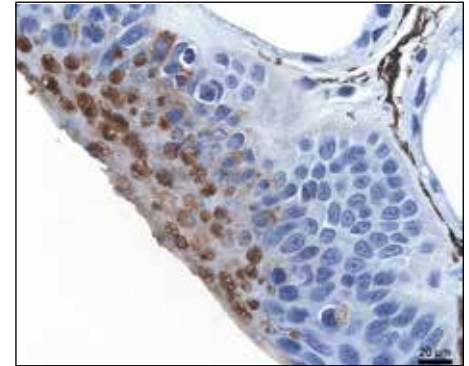
Von Bsal infizierte Schwanzlurche (hier: Bergmolch, *Ichthyosaura alpestris*) zeigen häufig ein abweichendes Verhalten. Dieses Tier hält sich auch in hellem Licht an der Plastikwand seines Behälters auf. Foto: F. Pasmans

- Labornachweis (Methode der Wahl): quantitative realtime-PCR für Bsal
- Geeignetes Probenmaterial: **trockener** Hauttupfer ohne Transportmedium, Abstriche ggf. vom Randbereich sichtbarer Läsionen, möglichst schneller Transport zum Labor, notfalls einfrieren
- Prophylaxe (Feldherpetologie und Terraristik): s. allgemeingültige Hygienemaßnahmen
- Behandlungsmöglichkeiten: s. Tabelle 1
- Desinfektionsmöglichkeiten: s. Tabelle 2
- Nationale und internationale rechtliche Rahmenbedingungen: nach Weltorganisation für Tiergesundheit (OIE) gelisteter Erreger; Importvorgaben in die EU/innergemeinschaftlicher Handel gemäß Durchführungsbeschluss (EU) 2018/320 der Kommission vom 28. Februar 2018 über bestimmte Maßnahmen zum Schutz der Tiergesundheit beim Handel mit Salamandern innerhalb der Union und bei der



Ostasiatische Salamander und Molche gelten als Überträger von Bsal. Diese Art (*Paramesotriton hongkongensis*) ist häufig infiziert, ohne klinische Anzeichen zu zeigen. Foto: F. Pasmans

Verbringung solcher Tiere in die Union im Hinblick auf den Pilz *Batrachochytrium salamandrivorans*



Histopathologischer Schnitt durch die Haut eines an Bsal verendeten Feuersalamanders (immun-histochemische Färbung). Die braunen Strukturen sind die Pilze in der oberen Hautschicht. Foto: F. Pasmans



Dieser Bergmolch mit fortgeschrittener Bsal-Infektion zeigt gravierende Hautgeschwüre. Foto: F. Pasmans

Ranaviren

- Wissenschaftliche Namen relevanter Ranaviren: **FV3** (frog virus 3), CMTV (common midwife toad virus), ATV (Ambystoma tigrinum virus) und einige andere
- Deutscher Name: Gattung: *Ranavirus*
- Name der Erkrankung: Ranavirus-Infektion
- Erregergruppe: Familie Iridoviridae (tierklassenüberschreitend, s. u.)
- Wissenschaftliche Erstbeschreibung: 1966
- Nachweis auf konserviertem Material: nicht untersucht
- Nachweis in deutschen Biotopen sporadisch, in der Schweiz nachgewiesen, aber keine Massensterben dokumentiert.



Chinesischer Riesensalamander (*Andrias davidianus*) aus illegalem Handel. Dieses Tier starb an Ranavirose. Foto: F. Pasmans

- Nachweis in deutschen Terrarien: ja
- Temperaturoptimum: 12–32 °C
- Begünstigende Umweltfaktoren: Extremklimalagen (Sommer) und hohe Populationsdichten können einen negativen Bestandseinfluss haben, weiterhin Entwicklungsstadium (Alter) des Wirts, Immunstatus gegenüber betreffender Virusspezies, Infektionsdosis, Wasserqualität, Anwesenheit umweltschädlicher Substanzen, Koinfektion mit anderen Krankheitserregern
- Dauerstadium/Überlebensfähigkeit: Viren sind unbelebte organische Strukturen, die ohne Desinfektion als infektiös betrachtet werden müssen; Ranaviren sind außerhalb des Wirts mindestens für mehrere Monate infektiös, abhängig von den Umgebungsbedingungen; Kälte und Feuchtigkeit schützen die Viren, Wärme und UV-Licht helfen bei der Inaktivierung
- Empfängliche Amphibienspezies: alle einheimischen Amphibienarten, Tigersalamander u. a.
- Erregerreservoir (teilweise mit Vermehrung): unbelebte (z. B. Wasser, Gegenstände) und belebte (Pflanzen, Moose, Amphibien) Natur
- Vektoren (Überträger): Amphibien/-larven (auch bei Kannibalismus oder Amphibien als Nahrung), Knochenfische; Reptilien, Schreitvögel auch nach vollständiger Abtrocknung aus verseuchter Umgebung; **Amphibienhandel: hier direkte (von Tier zu Tier) und indirekte (Vektoren) Infektionen möglich**
- Betroffene Organsysteme: Haut, Leber, Niere, Milz
- Symptome: akut: innerlich oder äußerlich sichtbare Blutungen, Hautrötungen und -ablösungen, Lethargie, geschwollene Schenkel; chronisch: Geschwüre, u. U. Durchfall
- Krankheitsverlauf: hohe Tierverluste (plötzliches Massensterben, auch von Amphibienlarven, aktuell aber keine Hinweise auf Aussterbeprozesse), auch Tiere ohne klinische Symptome
- Labornachweis (Methode der Wahl): Ranavirus-PCR, am besten kombiniert mit feingeweblicher Untersuchung (Histologie) und Virus-Anzucht



Die meisten infizierten Tiere weisen keine typischen Krankheitsanzeichen auf. Diese *Salamandra atra* befand sich in schlechter körperlicher Verfassung, zeigte aber keine weiteren Symptome. Hier war eine Chlamydieninfektion die Ursache. Foto: F. Pasmans

- Geeignetes Probenmaterial: Organmaterial von Leber oder Niere, (Haut)-Gewebeproben; weniger sicher: **trockener** Kloaken- oder Hauttupfer (ohne Transportmedium);

- möglichst schneller Transport zum Labor, notfalls einfrieren
- Prophylaxe (Feldherpetologie und Terraristik): s. allgemeingültige Hygienemaßnahmen

- Behandlungsmöglichkeiten: keine
- Desinfektionsmöglichkeiten: s. Tabelle 2
- Nationale und internationale rechtliche Rahmenbedingungen: nach Weltorganisation für Tiergesundheit (OIE) gelisteter Erreger



Wenn eine schwere Infektionskrankheit Populationen bedrohter Taxa erreicht (hier *Salamandra atra prejnensis* mit Ranavirose, beachte die Geschwüre auf dem Rücken), kann dies eine Art oder Unterart weiter schwächen. Foto: F. Pasmans

Allgemeingültige Hygienemaßnahmen für Frosch-, Salamanderpilz- und Ranavirus-Infektionen

Es würde den Rahmen sprengen, hier neben den Frosch-, Salamanderpilz- und Ranavirus-Infektionen einen vollständigen Überblick aller bekannten Krankheitserreger der Amphibien abzubilden. Seuchenartige, verlustreiche oder sporadische Erkrankungen durch weitere Viren (ranides Herpesvirus 3) oder Bakterien wie Aeromonaden („Molchpest“, „red leg disease“ [oft fehldiagnostiziert als Ranavirose]), Mykobakterien, Chlamydien und Brucellen können gelegentlich nachgewiesen werden, sind bisher aber in der Regel nicht mit Massensterben in freier Wildbahn aufgetreten.

Tupferprobennahme für eine Untersuchung auf Froschpilz.
Foto: M. Eisenberg



Ein ausführliches Hygieneprotokoll finden Sie z. B. auf http://www.lanuv.nrw.de/fi-leadmin/lanuv/natur/dokumente/Hygiene-protokoll_Amphibien_und_Praxistipps_April_2019.pdf

Eine Video-Anleitung zur Probenahme (sog. Swabbing) finden Sie auf http://amphibia-web.org/chytrid/swab_protocol.html

Eine Übersicht über Untersuchungslabors und weitere Ansprechpartner finden Sie in Tabelle 3.

Prophylaktische Hygienemaßnahmen im Freiland (Feldherpetologie, Amphibienschutzmaßnahmen):

Prophylaktische Hygienemaßnahmen dürfen kein Grund sein, auf Amphibienschutzaktionen zu verzichten (z. B. Rettungsmaßnahmen an Straßen). Das wichtigste Ziel der Hygienemaßnahmen ist es, die Verschleppung der Erreger von Population zu Population zu verhindern.

Entscheidend ist die einheitliche Kommunikation der folgenden Maßnahmen von und mit staatlichen Stellen bzw. allen potentiell mit Amphibien befassten Personen und Institutionen, z. B. Naturschutzvereine (in Nordrhein-Westfalen: www.herpetofauna-nrw.de), biologische Stati-

onen (www.biostationen-nrw.com), zuständige Naturschutzämter und Landesämter bzw. -anstalten (www.lanuv.nrw.de) oder Forschungseinrichtungen:

- Tiere nur in die Hand nehmen, wenn absolut notwendig (z. B. bei Rettungsmaßnahmen an Straßen)
- alkoholische Händedesinfektion oder Nitril-Einweghandschuhe tragen
- Fließgewässer immer stromabwärts begehen
- möglichst nicht mehrere unterschiedliche Lebensräume oder Schutzzäune am selben Tag aufsuchen
- bei Wechsel zwischen zwei oder mehreren Standorten möglichst mehrere Ausrüstungssätze vorhalten, nachfolgend reinigen und desinfizieren (Stiefel, Kescher, Eimer etc.) – wo immer möglich, Einwegutensilien verwenden
- vor Ort gründliche Reinigung der Schuhsohlen, Stiefel, Kescher etc. von grobem Schmutz, danach Desinfektion (mindestens zwei Minuten Einwirkzeit), z. B. durch 70%ige Alkohollösung (Brennspiritus) (siehe Tabelle 2)
- Zwischendesinfektion gemäß Tabelle 2, ggf. auch von Fahrzeugreifen
- besondere Vorsicht bei der Amphibienwanderung, spätestens beim Nachweis kranker oder toter Tiere Nitrilhandschuhe (nicht aus

Latex) tragen, Fangeimer ggf. zuerst desinfizieren, dann ausspülen, dabei Spülflüssigkeit und/oder Desinfektionsmittel nicht in die Landschaft verteilen

- kranke und tote Tiere in Absprache mit den Naturschutzbehörden einer Therapie/Diagnostik zuführen (s. Tabelle 3): tote Tiere möglichst nicht einfrieren, sondern bevorzugt frisch und gekühlt per Express schicken; falls die Tiere nicht entsprechend gelagert werden können, ggf. mit eröffneter Leibeshöhle in 70%igem Ethanol einsenden (im Gegensatz zu formalin- bleiben ethanol-konservierte Tiere für molekularbiologische Untersuchungen [PCR] verwendbar), allerdings sind dann viele weitere Untersuchungen nicht mehr möglich
- invasive Managementmaßnahmen (nur mit tierschutzrechtlicher Genehmigung) wie Transponder, „toe clipping“ etc. erfordern eine sorgfältige Reinigung und Wundversorgung, um das Eindringen von Krankheitserregern zu verhindern
- Meldung von Auffälligkeiten: Ort mit Koordinaten, Datum und Uhrzeit, Name und Kontakt des Finders, ggf. Belegbilder
- Umsiedlungsaktionen nur in Absprache mit den Naturschutzbehörden und unter Kenntnis des Infektionsstatus der Ursprungs- und Zielpopulation

Begleitende Hygienemaßnahmen nach Seuchenausbruch (Feldherpetologie):

Informationsarbeit, Schulung von Feldherpetologen, Forstarbeitern, hygienischer Umgang mit erkrankten oder verendeten Tieren (Gefahr der Erregerverschleppung!), Etablierung einer Informationskaskade, s. u.

Prophylaktische Hygienemaßnahmen in der Terraristik:

- Ziel: Erregerfreiheit in allen Terrarien!
- im Idealfall Handel mit Labornachweis (zertifizierte Erregerfreiheit)
- mindestens sechs (besser zwölf oder noch länger) Wochen Quarantäne bei Neuzugängen mit Labornachweis (Versorgung dieser Tiere außerhalb des übrigen Bestands und/oder immer zuletzt, also am Ende eines Versorgungszyklus)
- Terrarien möglichst getrennt halten
- grundsätzlich Händedesinfektion bei Wechsel zwischen unterschiedlichen Terrarien
- keine Verbindung zwischen Abwassersystemen
- getrennte (desinfizierte) Nutzung von Gerätschaften
- regelmäßige Umgebungs- und Abwasserdesinfektionen
- niemals Amphibien in der Natur aussetzen (auch nicht in Gartenteiche)
- keinesfalls benutzte Terrarieneinrichtung oder -gegenstände in die Natur entsorgen

- trockene Hitze im Backofen (eine Stunde bei 70 °C) tötet an Gegenständen zuverlässig Chytrid-, Ranavirus- und fast alle bakteriellen Erreger; die meisten Gegenstände auch aus Plastik überstehen die Prozedur

Begleitende Hygienemaßnahmen nach Seuchenausbruch (Terraristik):

Tierärztliche Bestandsbetreuung, Quarantäne infizierter Tiere (Versorgung am besten außerhalb des übrigen Bestands oder zuletzt, am Ende eines Versorgungszyklus), unverzügliche Behandlung nach tierärztlicher Verschreibung, Labornachweis bei übrigem Bestand, alkoholische Händedesinfektion zwischen unterschiedlichen Terrarien mit 70%igem Ethanol, keine Verbindung zwischen Abwassersystemen, getrennte (desinfizierte) Gerätschaften, Umgebungs- und Abwasserdesinfektion (s. Tabelle 2)



Viele Infektionskrankheiten können in Amphibiengruppen Probleme verursachen, wie hier die Tuberkulose bei Afrikanischen Krallenfröschen (*Xenopus laevis*). Foto: F. Pasmans



Erkrankter *Agalychnis annae* mit stumpfer Haut und Abmagerung nach einer Infektion mit Bd. Foto: T. Eisenberg



Dieser *Rhacophorus dennysi* ist kerngesund, die weißlichen Hautstellen sind verheilte Abschürfungen, keine Krankheitssymptome. Foto: A. Kwet

Wirkstoff	Wirkweise	Anwendung(skonzentration/-temperatur mindestens)	(Einwirk-)Zeit	Bemerkung	Indikation	Quelle
Vorikonazol-Spray	medikamentös	1,25 µg/ml (in Wasser)		1 x täglich für 7 Tage einsprühen; evtl. Anwendung wiederholen	Bd (nicht sicher gegen Bsal!)	MARTEL et al. 2011
Itrakonazol	medikamentös	0,01% (in 0,6% Kochsalzlösung.)	5 min	1 x täglich für 11 Tage; Itrakonazol kann bei Amphibienlarven zu Depigmentierung führen	Bd (nicht sicher gegen Bsal!)	NICHOLS & LAMIRANDE 2000, UNE et al. 2012
Itrakonazol	medikamentös	0,0025% (in Wasser)	5 min	1 x täglich für 6 Tage; Depigmentierung, s.o.	Bd (nicht sicher gegen Bsal!)	BRANELLY et al. 2011
Polymyxin-E-Tauchbäder, danach Vorikonazol-Spray	medikamentös	2.000 IE/ml (Polymyxin E) 12,5 µg/ml (Vorikonazol) nur wirksam bei 20 °C!	10 min	2 x täglich	Bsal	BLOOI et al. 2015a, EU 2018/320
entfällt	thermisch	25 °C	12 Tage		Bsal	BLOOI et al. 2015b, EU 2018/320
entfällt	thermisch	37 °C	16 Stunden	nur sehr wenige, hitzetolerante Arten, evtl. unsicher (Nachweis erfolgte nur histologisch)	Bd	WOODHAMS et al. 2003

Tabelle 1: Publierte Therapieverfahren bei Frosch- und Salamanderpilz-Infektionen. Nach einer Behandlung muss der Therapieerfolg kontrolliert werden. Eine Behandlung der Ranavirus-Infektion kann lediglich symptomatisch erfolgen (Bd: Froschpilz; Bsal: Salamanderpilz).

In natürlichen Amphibienpopulationen (besonders bei Endemiten mit kleinen Vorkommen wie *Salamandra lanzai*) ist stets auf angemessene Hygienemaßnahmen zu achten. Foto: F. Pasmans



Präparat	Wirkweise	Anwendung(s-konzentration/-temperatur mindestens)	Einwirkzeit	Bemerkung	Indikation	Quelle
Virkon S* (Kaliumperoxymono-sulfat; Bezug: Apotheke, Internet)	chemisch	10 g/Liter	5 min (vollständig eingetaucht)	Klarspülung nach Desinfektion, toxisch für Wasserorganismen, nach Anmischung eine Woche verwendbar	Bd/Bsal/Rana	VAN ROOIJ et al. 2017
Biocidal* Chloramine-T* Dettol medical* Disolol* F10* Hibiscrub* Safe4* Ethanol (Hände) Natriumhypochlorit Kaliumpermanganat	chemisch	unverdünnt 0,5 % 1:20 unverdünnt 1:1000 0,25 % unverdünnt 70 % 4 % 1 %	30 s 5 min 30 s/5 min* 30 s 1 min/30 s* 1 min/30 s* 30 s 1 min 1 min 10 min	<u>keine</u> desinfizierende Wirkung von: - Kochsalzlösung ≤5% - Peressigsäure 0,01% - Kupfersulfat ≤1% - Wasserstoffperoxid - UV-Licht (JOHNSON et al. 2003 für Bd)	Bd+Bsal Bd+Bsal Bd/Bsal* Bd+Bsal Bd/Bsal* Bd/Bsal* Bd+Bsal Bd+Bsal+Rana Bd+Bsal+Rana Bd+Bsal	VAN ROOIJ et al. 2017
TriGene* F10*	chemisch	0,01 % 0,03 %	1 min 1 min		Bd Bd	WEBB et al. 2007
vollständiges Austrocknen	physikalisch	entfällt	entfällt	<u>vollständige</u> Trocknung!	nur Bd	
Wärme/Hitze	thermisch	100 °C 60 °C 47 °C 37 °C vollständige Trocknung 60 °C	1 min 5–30 min 30 min 4–8 h >3 h 15 min		Bd Bd Bd Bd Bd Rana	SPEARE & BERGER 2003, OIE-Manual 2018

Tabelle 2: Publierte Desinfektionsverfahren bei Frosch-, Salamanderpilz- und Ranavirusinfektionen (Bd: Froschpilz; Bsal: Salamanderpilz; Rana: Ranavirus)

Untersuchungseinrichtung	Bundesland/Land	Ansprechpartner	E-Mail-Adresse	Telefon	Internet	Angebotspektrum
Hessisches Landeslabor, Gießen	Hessen	PD Dr. Tobias Eisenberg	tobias.eisenberg@lhl.hessen.de	0641-48005219	www.lhl.hessen.de	Bd/Bsal/Rana/Patho
Universität Trier**	Rheinland-Pfalz	Prof. Dr. Stefan Lötters	loetters@uni-trier.de	0651-2014174	https://www.uni-trier.de	Bd/Bsal
Universität Leipzig**	Sachsen	Prof. Dr. Sebastian Steinfartz	steinfartz@uni-leipzig.de	0341-9736725	https://biologie.lw.uni-leipzig.de/institut/ag/spzoo/	Bd/Bsal
Technische Universität Braunschweig**	Niedersachsen	Prof. Dr. Miguel Vences	m.vences@tu-braunschweig.de	0531-39013237	https://www.tu-braunschweig.de/zoology/forschung/evolutionsbiologie/ag-vences	Bd/Bsal
IVD GmbH	Niedersachsen	Dr. Sebastian Fischer	fischer@ivd-gmbh.de	0511-2200290	http://www.ivd-gmbh.de	Bd
Laboklin	Bayern	PD Dr. Rachel Marschang	marschang@laboklin.com	0971-72020	https://laboklin.com/de/startseite	Bd/Bsal/Rana/Patho
Chemisches und Veterinäruntersuchungsamt Ostwestfalen-Lippe	Nordrhein-Westfalen	Dr. Silvia Blahak	silvia.blahak@cvua-owl.de	05231-911640	www.cvua-owl.de	Bd*/Bsal*/Rana/Patho
Exomed	Berlin	Malek Hallinger	labor@exomed.de	030-51067701	www.exomed.de	Bd*/Bsal*/Rana*/Patho
Universität Gent, Wildlife Health Ghent	Belgien	Prof. Dr. An Martel	An.martel@ugent.be	0032-92647441	–	Bd/Bsal/Rana/Patho

Tabelle 3: Übersicht über Untersuchungslabors, die Amphibienseuchenerreger nachweisen können (Bd: Froschpilz; Bsal: Salamanderpilz; Rana: Ranavirus; Patho: Möglichkeit zur Ein-sendung toter Amphibien an Pathologie/Histologie zum Erregernachweis/Klärung der Todesursache; * Probenweiterleitung; ** Universitätsinstitute arbeiten auf der Grundlage von Forschungsprojekten und können daher nicht oder nur begrenzt prophylaktische Untersuchungen an Terrarientieren durchführen, wohl aber begründete Verdachtsfälle (insbesondere Bsal) überprüfen.)

Ansprechpartner in Österreich und der Schweiz:


Österreichische Gesellschaft für Herpetologie (ÖGH), Dr. Andreas Maletzky, E-Mail: Andreas.Maletzky@sbg.ac.at, Web: www.herpetozoa.at
 Koordinationsstelle für Amphibien- & Reptilienschutz in der Schweiz (info fauna – karch), Dr. Benedikt Schmidt, E-Mail: Benedikt.Schmidt@unine.ch,
 Web: www.karch.ch



Nicht alle Hautveränderungen sind pathologisch: ästivierender (Sommerruhe) Schmuckhornfrosch im Trockenkokon und nach dem Erwachen Fotos: A. Kwet

Quellen zu Tabelle 1 und Tabelle 2

- BLOOI M, PASMANS F, ROUFFAER L, HAESEBROUCK F, VERCAMMEN F, MARTEL A (2015a): Successful treatment of *Batrachochytrium salamandrivorans* infections in salamanders requires synergy between voriconazole, polymyxin E and temperature. – Scientific Reports 5: 11788.
- BLOOI M, MARTEL A, VERCAMMEN F, HAESEBROUCK F, PASMANS F (2015b): Treatment of urodelans based on temperature dependent infection dynamics of *Batrachochytrium salamandrivorans*. – Scientific Reports 5: 8037.
- BRANNELLY LA, RICHARDS-ZAWACKI CL, PESSIER AP (2012): Clinical trials with itraconazole as a treatment for chytrid fungal infections in amphibians. – Dis. Aquat. Org. 101(2):95-104. doi: 10.3354/dao02521.
- EU (2018): 2018/320: <http://eur-lex.europa.eu/legal-content/DE/TX-T/?uri=CELEX%3A32018D0320>
- JOHNSON ML, BERGER L, PHILLIPS L, SPEARE R (2003): Fungicidal effects of chemical disinfectants, UV light, desiccation and heat on the amphibian chytrid *Batrachochytrium dendrobatidis*. – Dis. Aquat. Org. 57: 255-260.
- JONG MS, VAN DYK R, WELDON C (2018): Antifungal efficacy of F10SC veterinary disinfectant against *Batrachochytrium dendrobatidis*. – Medical Mycology 56:60-68. doi: 10.1093/mmy/myx023.
- MARTEL A, VAN ROOIJ P, VERCAUTEREN G, BAERT K, VAN WAEBENBERGHE L, DEBACKER P, GARNER TW, WOELTJES T, DUCATELLE R, HAESEBROUCK F, PASMANS F (2011): Developing a safe antifungal treatment protocol to eliminate *Batrachochytrium dendrobatidis* from amphibians. – Medical Mycology 49(2):143-149. doi: 10.3109/13693786.2010.508185.
- NICHOLS & LAMIRANDE (2000): <http://www.amphibianark.org/wp-content/uploads/2018/07/Successful-Treatment-of-Chytridiomycosis.pdf>
- OIE-Manual (aquatic animals) (2018): <http://www.oie.int/en/standard-setting/aquatic-code/access-online>.
- UNE Y, MATSUI K, TAMUKAI K, GOKA K (2012): Eradication of the chytrid fungus *Batrachochytrium dendrobatidis* in the Japanese giant salamander *Andrias japonicus*. – Dis. Aquat. Org. 98(3):243-247. doi: 10.3354/dao02442.
- VAN ROOIJ P, PASMANS F, COEN Y, MARTEL A. (2017): Efficacy of chemical disinfectants for the containment of the salamander chytrid fungus *Batrachochytrium salamandrivorans*. – PLoS One. 12(10):e0186269. doi: 10.1371/journal.pone.0186269.
- WEBB R, MENDEZ D, BERGER L, SPEARE R (2007): Additional disinfectants effective against the amphibian chytrid fungus *Batrachochytrium dendrobatidis*. – Dis. Aquat. Org. 74(1):13-16.
- WOODHAMS DC, ALFORD RA, MARANTELLI G (2003): Emerging disease of amphibians cured by elevated body temperature. – Dis. Aquat. Org. 55(1):65-67.



Bolitoglossa cerroensis
Foto: T. Eisenberg

Impressum

Herausgeber der Broschüre

Deutsche Gesellschaft für Herpetologie und
Terrarienkunde e. V. (DGHT)

Text: PD Dr. Tobias Eisenberg, Prof. Dr. Stefan
Lötters, Prof. Dr. Frank Pasmans

Redaktion: Dr. Axel Kwet

Fotos: Frank Pasmans, Tobias Eisenberg, Axel
Kwet, Miguel Vences

Layout: Mirko Barts

Kontakt DGHT

DGHT-Geschäftsstelle, Vogelsang 27,
D-31020 Salzhemmendorf

E-Mail: gs@dght.de

Web: www.dght.de, www.feldherpetologie.de