

# Amphibienkrankheiten im Freiland und deren Eindämmung

## Inhalt

	Einführung .....	2
1	Chytridiomycose durch <i>Batrachochytrium dendrobatidis</i> (Bd) .....	4
2	Chytridiomycose durch <i>Batrachochytrium salamandrivorans</i> (Bsal) .....	6
3	Ranaviren .....	8
4	Myiasis .....	9
5	Chromomykosen .....	10
6	Literatur .....	11

## Impressum

<i>Herausgeber:</i>	Landesverband für Amphibien- und Reptilienschutz in Bayern e.V. (LARS e.V.)
<i>Text:</i>	Amadeus Plewnia
<i>Karte:</i>	mit freundlicher Genehmigung aus LÖTTERS et al. 2020a
<i>Bildnachweis:</i>	Amadeus Plewnia, Frank Pasmans, Andreas Zahn
<i>Endredaktion und Layout:</i>	Thomas Dürst

Die Symbole  und  weisen auf anklickbare Querverweise und Links hin.

Stand: 12. Februar 2021 (leicht verändert 19. Feb. 2022)

## Einführung

Während die klassischen Gefährdungsfaktoren für Amphibien, von Lebensraumverlust bis zum Straßentod, schon lange bekannt sind und weitgehend Berücksichtigung im Artenschutz finden, rücken Krankheiten mit seuchenhaftem Verlauf zumindest in Bayern erst in den letzten Jahren in den Fokus des Betrachters. Invasive Pathogene stellen jedoch eine immense Bedrohung für die heimische Herpetofauna, insbesondere für Amphibien, dar und lassen sich dabei kaum durch menschliche Aktivitäten aufhalten (LÖTTERS et al. 2009). Vielmehr besteht oftmals ein großes Risiko, dass Erreger vom Menschen unbewusst über große Distanzen verschleppt werden und in der Folge die neu infizierten Populationen unaufhaltsam an den Rand des Aussterbens gebracht werden.

Der folgende Abschnitt soll daher die naturschutzfachlich relevantesten Erkrankungen (sogenannte Emerging Infectious Diseases) der Amphibien vorstellen und auch aufzeigen, wie man selbst mit einfachen Hygieneregeln deren anthropogene Ausbreitung effektiv verhindern kann.

Bereits in den 1980er Jahren kam es zu überregionalen Massensterben der Amphibienfauna Mittelamerikas und Australiens. Obwohl sich diese innerhalb weniger Jahre nahezu global wiederholten und auch Populationen in unberührten Lebensräumen betroffen waren, blieben die Gründe lange unklar. Erst Ende der 1990er Jahre konnte dann ein Pathogen aus der Haut sterbender Frösche isoliert werden: Der Chytridpilz *Batrachochytrium dendrobatidis* (LONGCORE et al. 1999).

***Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd)** (siehe S. 4 ) ist heute auf allen von Amphibien bewohnten Kontinenten nachgewiesen und kann außerhalb seines natürlichen Verbreitungsgebiets in Teilen Asiens als invasives Pathogen betrachtet werden, wo es bereits zum völligen Aussterben oder massiven Bestandseinbrüchen bei mehreren hundert Amphibienarten geführt hat (SCHEELE et al. 2019).

Während *Bd* seine verheerende Wirkung vor allem in den Tropen zeigt, ist Deutschland inzwischen zum internationalen Hotspot eines zweiten amphibienpathogenen Chytridpilzes geworden: ***Batrachochytrium salamandri-***

***vorans* (*Bsal*)** (siehe S. 6 ) (MARTEL et al. 2013) stammt auch aus Asien und befällt vornehmlich Schwanzlurche. Inzwischen weiß man, dass *Bsal* mindestens seit 2004 in Deutschland vorkommt (LÖTTERS et al. 2020b). Bis vor kurzem war die allochthone Verbreitung des Pathogens auf die Eifel, das Ruhrgebiet sowie die grenznahen Regionen Belgiens und der Niederlande beschränkt (DALBECK et al. 2018); jüngst liegen jedoch auch Nachweise aus Bayern vor: Aus dem Steigerwald nördlich von Ebrach (THEIN et al. 2020) und aus der Region westlich von Mindelheim (SCHMELLER et al. 2020).

Eine Infektion mit *Bsal* führt bei heimischen Schwanzlurchen meist innerhalb kurzer Zeit zum Tod, auch wenn sich die heimischen Arten hinsichtlich ihrer Widerstandsfähigkeit unterscheiden.

Neben den beiden Chytridpilzen werden Amphibien von einer Vielzahl weiterer Krankheitserreger befallen, die aber nur selten eine Bedrohung für ganze Populationen darstellen. Größere Massensterben wurden allerdings auch in Deutschland durch die global verbreiteten **Ranaviren** (siehe S. 8 ) ausgelöst.

Untersuchungen aus Spanien lassen vermuten, dass Ranaviren in freier Wildbahn auch von Amphibien auf Reptilien übertragen werden können (ALLAIN & DUFFUS 2019).

Reptilien werden jedoch nicht nur durch Ranaviren bedroht: Auch von Schlangen konnte ein Pilz isoliert werden, der die Haut befällt. Diese als **Snake Fungal Disease** bekannte Krankheit wird von *Ophidiomyces ophiodiicola* hervorgerufen und ist vornehmlich aus Nordamerika bekannt. In den letzten Jahren konnte sie jedoch auch von Ringelnattern (*Natrix natrix*), Kreuzottern (*Vipera berus*) und Würfelnattern (*Natrix tessellata*) in Europa nachgewiesen werden, auch wenn es noch keinen Freiland-Nachweis aus Deutschland gibt. Molekulargenetische Untersuchungen zeigen jedoch ein langsames Wachstum des europäischen Stamms (FRANKLINOS et al. 2017). Symptome umfassen braune Verfärbungen und Verdickungen der Haut, Häutungsprobleme und Nekrosen sowie Verformungen der Schuppen. Betroffene Exemplare magern oft ab und es zeigt sich eine erhöhte Mortalität (MEIER et al.

2018). Über den Effekt auf Populationsebene sowie die Übertragungswege bei heimischen Arten ist jedoch kaum etwas bekannt. Letztlich bleibt abzuwarten, ob sich die Krankheit überhaupt in Bayern nachweisen lässt und welche Maßnahmen gegen ihre Verbreitung getroffen werden können.

Weitere Erkrankungen:

- ◇ **Myiasis** (siehe S. 9 [↗](#))
- ◇ **Chromomykose** (siehe S. 10 [↗](#))

### Hygiene in der Feldherpetologie

Um nun selbst, sei es als Feldherpetologe, ehrenamtlicher im Naturschutz oder Naturbeobachter, nicht dazu beizutragen, diese Pathogene zu verbreiten, sollten sämtliche Ausrüstungsgegenstände, die Kontakt zu Amphibienlebensräumen hatten, desinfiziert werden. Hierzu zählen beispielsweise Schuhe, Kescher, Froschzäune und Fangeimer etc.

Zum Abtöten der Sporen von *Bd* reicht es theoretisch aus, diese vollständig trocknen zu lassen wie auch im Hygieneprotokoll des Bayerischen Landesamtes für Umwelt (LfU) beschrieben. Da dies aber nur *Bd* und nicht die trockenheitstoleranten Sporen des *Bsal* (siehe unten) abtötet, ist zum aktuellen Zeitpunkt eine Desinfektion mit z.B. Virkon® S deutlich sinnvoller. Detaillierte Desinfektions-

regime finden sich unter den unten angegebenen Links.

Beim direkten Umgang mit Amphibien (wenn dieser nicht vermieden werden kann) sollten grundsätzlich Einweghandschuhe getragen werden, die nach jedem einzelnen Individuum gewechselt werden müssen. Eine Desinfektion sollte auch bei Ortswechseln über nur geringe Distanzen durchgeführt werden, da neueste Studien zeigen, dass sich Chytridpilze nicht zwingend in direkt benachbarte (Sub-) Populationen ausbreiten (LÖTTERS et al. 2020a). Besonders bewährt hat es sich, die Desinfektionslösung in Sprühflaschen zu füllen, um auch Autoreifen und Schuhprofile ausreichend benetzen zu können.



**Strikte Desinfektion scheint derzeit die beste Lösung, die anthropogene Pathogenausbreitung zu unterbinden** (Foto: Amadeus Plewnia)

#### Links zu Hygieneprotokollen:

- [↗ Bayerisches Landesamt für Umwelt](#)
- [↗ Gemeinsames Protokoll verschiedener Organisationen](#)
- [↗ Universität Trier und Landesamt für Natur, Umwelt und Verbraucherschutz NRW](#)
- [↗ Anhang hierzu](#)

Wer selbst (tropische) Amphibien hält, sollte diese regelmäßig veterinärmedizinisch testen lassen und alle Abfälle und Wasser aus den Terrarien desinfizieren.

## 1 Chytridiomycose durch *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd)

*Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) ist heute auf allen von Amphibien bewohnten Kontinenten nachgewiesen und kann außerhalb seines natürlichen Verbreitungsgebiets in Teilen Asiens als invasives Pathogen betrachtet werden, wo es bereits zum völligen Aussterben (z. B. der Goldkröte, *Incilius periglenes*, oder *Atelopus senex*; beide Costa Rica) oder massiven Bestandseinbrüchen (z. B. nahezu alle rund 100 Vertreter der Mittel- und Südamerikanischen Harlequin-kröten der Gattung *Atelopus*) bei mehreren hundert Amphibienarten geführt hat (SCHEELE et al. 2019).



**Der Panama-Stummelfußfrosch (*Atelopus zeteki*) aus Panama ist eine von vielen Arten, die durch Chytridiomycose inzwischen in freier Wildbahn vollständig ausgestorben sind** (Foto: Amadeus Plewnia).

Auch in Bayern bzw. ganz Deutschland ist Bd inzwischen flächendeckend verbreitet und hier konnte auch der besonders virulente BdGPL-Stamm (global panzootic Lineage) dokumentiert werden (BÖLL et al. 2014). Glücklicherweise scheint jedoch ein Großteil der heimischen Arten Infektionen mit Bd zu überleben, auch wenn z. B. bei der Geburtshelferkröte (*Alytes obstetricans*) Massensterben in den Pyrenäen bekannt geworden sind und auch Bd-induzierte Mortalität in Deutschland dokumentiert ist (OHST et al. 2013; BOSCH et al. 2001). Das Fehlen großflächiger Massensterben durch Bd in Bayern soll aber nicht über seine populationsgefährdende Wirkung hinwegtäuschen; es wird vermutet, dass Bd vor allem frisch metamorphosierte Amphibien (WADDLE et al. 2019) oder Tiere während der Hibernation abtötet, wie sich auch in semi-natürlicher Haltung von Wechselkröten (*Bufo viridis*) und Gelbbauchunken (*Bombina variegata*) bestätigte (eigene Beobachtungen). Gerade in diesen Lebensabschnitten sind verstorbene Individuen

besonders schwer nachweisbar, vielleicht ein Grund, warum zwar Bestandsrückgänge (SACHS et al. 2020), nicht jedoch auffällige Amphibiensterben bei Bd-Infektionen in Deutschland beobachtet wurden.



**Bd-positives Jungtier der Geburtshelferkröte (*Alytes obstetricans*): Mortalitätsereignisse im Freiland bleiben vermutlich oft unentdeckt, da tote Jungtiere innerhalb kürzester Zeit zersetzt werden** (Foto: Amadeus Plewnia).

Andere Arten, die relativ Bd-resistent sind, können wiederum den Pilz langfristig auf ihrer Haut tragen und dabei lokal weiterverbreiten. Die Zoosporen von Bd sind begeißelt und können daher aktiv neue Wirte infizieren. Da die Zoosporen ein vollständiges Austrocknen nicht überleben, überträgt sich Bd v. a. im Wasser oder über direkten Kontakt mit infizierten Tieren oder feuchtem, sporenbelastetem Bodenmaterial (z. B. an Froschzäunen!). Problematisch ist in diesem Zusammenhang die hohe Toleranz von Grünfröschen (*Pelophylax*), die mit ihrer semiaquatischen Lebensweise ein dauerhaftes Reservoir darstellen könnten (MUTSCHMANN 2007). Überregionale Ausbreitung ist vermutlich größtenteils anthropogen (und auch durch Wasservögel) bedingt durch den direkten Transport erkrankter Tiere im Rahmen des Tierhandels und mit Sporen kontaminierter Gegenstände (Kescher, Schuhe, Autoreifen etc.).

Klinisch manifestiert sich eine Bd-Infektion oftmals als Hyperkeratose (Verdickung und Verhornung der Haut), farbliche Veränderungen der Haut, apathisches Verhalten oder Krämpfe und Einblutungen in der Haut (meist



Typische Hautveränderungen und Einblutungen einer Bd-Infektion bei einem Laubfrosch (*Hyloscirtus phyllonathus*) aus Ecuador; rechts daneben ein gesundes Tier derselben Art zum Vergleich (Fotos: Amadeus Plewnia).

🔗 [https://amphibiaweb.org/chytrid/swab\\_protocol.html](https://amphibiaweb.org/chytrid/swab_protocol.html).

Die Diagnose ist beispielsweise beim Landesbetrieb Hessisches Landeslabor oder Exomed

(🔗 <http://www.exomed.de/home/Information?id=46>) möglich.

in Phalangen). Erkrankte Tiere häuten sich sehr oft und suchen in fortgeschrittenem Stadium vermehrt Wasser auf, wodurch die Zoosporenausbreitung noch weiter begünstigt wird. Regelmäßig sind auch bakterielle Sekundärinfektionen bei durch *Bd* geschwächten Tieren zu verzeichnen. Sehr häufig ist der Verlauf jedoch asymptomatisch, weshalb auch beim Handling von scheinbar gesunden Amphibien grundsätzlich grundlegende Hygieneregeln beachtet werden sollten. Da die Chytridiomycose das Keratin der Amphibienhaut zersetzt, sind Amphibienlarven kaum von *Bd* betroffen, weil ihnen das für den Pilz nötige Keratin weitgehend fehlt. Allerdings sind die Mundpartien von Kaulquappen keratinisiert und der Pilz kann hier überleben, um dann mit beginnender Keratinisierung (Verhornung der Haut) zum Zeitpunkt der Metamorphose schnell auf das gesamte Tier überzugreifen. Durch das Wachstum der Chytridpilze in der empfindlichen Schleimhaut erkrankter Amphibien wird schließlich die osmotische Aktivität (also der Ionen-transport) dieser gestört, was zum Tod des Tieres führt (MUTSCHMANN 2010).

Eine Diagnose des Pathogens ist relativ einfach und zuverlässig mittels PCR möglich. Dazu werden Hautabstriche ohne Nährmedium benötigt. Eine detaillierte Vorgehensweise ist im folgenden Link beschrieben:



Probenahme zum Chytrid-Nachweis (Foto: Amadeus Plewnia)

Konservierte, verendete Tiere ermöglichen auch einen histopathologischen Nachweis.

Letztlich ist der aktuelle Wissenstand über die Auswirkungen von *Bd* auf die Bayerische Herpetofauna nach wie vor extrem lückenhaft. Ein Blick in andere Länder zeigt aber, dass das Thema höchste Beachtung verdient und Eindämmungsmaßnahmen einer weiteren anthropogenen Verschleppung sollten somit als selbstverständlich angesehen werden (siehe Kasten auf Seite 3 📄).

Einige der wegen *Bd* für ausgestorben gehaltenen Arten der Tropen konnten dort zwar wiederentdeckt werden. Studien zeigen aber, dass auch in diesen Reliktpopulationen keine Resistenzen entstanden sind, sondern geringe Infektionsraten und ein schneller Generationswechsel das mittelfristige Überleben ermöglichen (LAMPO 2017). Das Fehlen von Resistenzbildungen führt auch dazu, dass Wiederansiedlungen von ex-situ gezüchteten, *Bd*-sensitiven Arten langfristig bisher nicht wirklich vielversprechend sind.

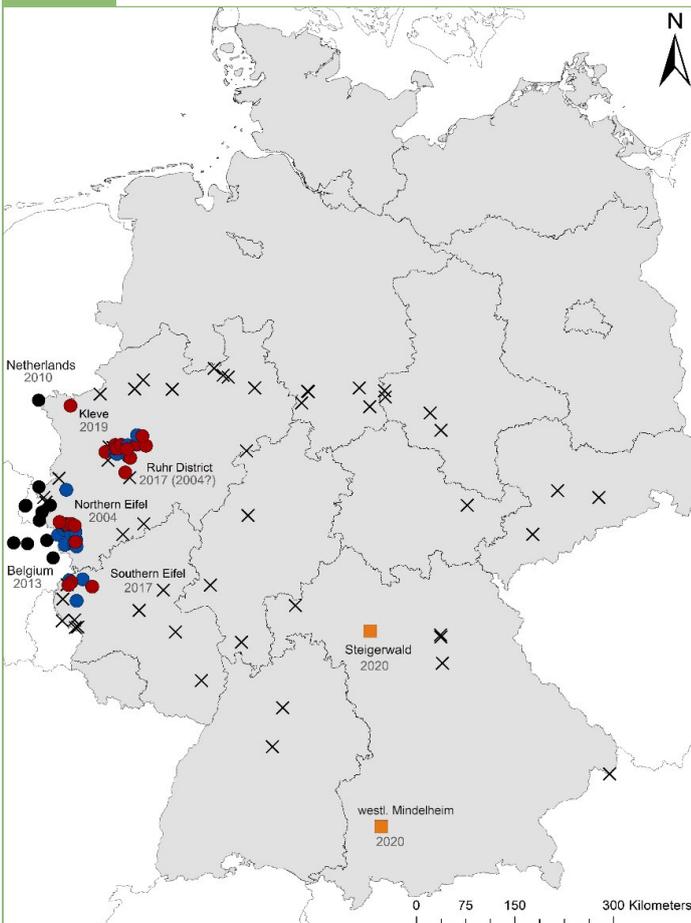


Ex-situ Artenschutz scheint die letzte Hoffnung für die Arten zu sein, die durch Chytridiomycose in freier Wildbahn ausgerottet wurden. Zukünftige Wiederansiedlungen versprechen jedoch kaum Erfolg, solange *Bd* im Lebensraum vorkommt (Foto: Amadeus Plewnia)

## 2 Chytridiomycose durch *Batrachochytrium salamandrivorans* (*Bsal*)

Während *Bd* seine verheerende Wirkung vor allem in den Tropen zeigt, ist Deutschland inzwischen zum internationalen Hotspot eines zweiten amphibienpathogenen Chytridpilzes geworden: ***Batrachochytrium salamandrivorans* (*Bsal*)** (MARTEL et al. 2013) stammt auch aus Asien und befällt vornehmlich Schwanzlurche. Inzwischen weiß man, dass *Bsal* mindestens seit 2004 in Deutschland vorkommt (LÖTTERS et al. 2020b). Bis vor kurzem war die allochthone Verbreitung des Pathogens auf die Eifel, das Ruhrgebiet sowie die grenznahen Regionen Belgiens und der Niederlande beschränkt (DALBECK et al. 2018), jüngst liegen jedoch auch Nachweise aus Bayern vor: Aus dem Steigerwald nördlich von Ebrach (THEIN et al. 2020) und aus der Region westlich von Mindelheim (SCHMELLER et al. 2020).

Eine Infektion mit *Bsal* führt bei heimischen Schwanzlurchen meist innerhalb kurzer Zeit zum Tod, auch wenn sich die heimischen Arten hinsichtlich ihrer Widerstandsfähigkeit unterscheiden. Am verheerendsten wirkt sich *Bsal* auf den Feuersalamander (*Salamandra salamandra*) aus, bei welchem wiederholt Massensterben bekannt wurden, sodass nun ein Großteil der von *Bsal* befallenen Regionen kaum noch Feuersalamander beheimaten. Zwar überleben oftmals Einzelindividuen die Massensterben zufällig. Größere Populationen können sich aber nicht mehr aufbauen, solange *Bsal* auf anderen Schwanzlurcharten im Gebiet überdauert, sondern erlöschen meist langfristig völlig. Damit nimmt *Bsal* in Deutschland zunehmend Ausmaße an, wie die oben beschriebenen *Bd*-induzierten Aussterbewellen der Amphibien Mittel- und Südamerikas. Auch die heimischen Molche erleiden Bestands-einbrüche durch *Bsal*. Besonders betroffen scheint hier der Kammmolch (*Triturus cristatus*) zu sein, während Berg- und Fadenmolch (*Ichthyosaura alpestris* und *Lissotriton helveticus*) geringfügige Infektionslasten überleben und dabei als Vektoren der *Bsal*-Ausbreitung fungieren können (LÖTTERS et al. 2020a). Auch bei Froschlurchen konnte *Bsal* schon nachgewiesen werden, wodurch auch eine Übertragung durch diese wahrscheinlich wird: Ein Exemplar des Grasfrosches (*Rana temporaria*) wurde positiv getestet, sowie asiatische Unken (*Bombina microdeladigitora*) aus dem Tierhandel (NGUYEN et al. 2017, LÖTTERS et al. 2020a). Weitere Untersuchungen haben gezeigt, dass *Bsal* bei asiatischen Molchen in Gefangenschaft langfristig keine Mortalität hervorruft, was die Rolle dieser Tiere bei der Einschleppung des Pathogens aus Asien unterstreicht (SABINO-PINTO et al. 2018). Da *Bsal* bisher ausschließlich auf Asien und einen Teil Mitteleuropas (sowie ein Nachweis aus Spanien) beschränkt ist, ist die Einhaltung strikter Hygieneregeln hier noch obligatorischer als bei *Bd* und es kann genauso, wie bei *Bd* beschrieben (siehe S. 4 ☞), vorgegangen werden. Die Besonderheit, dass die Zoosporen von *Bsal* auch längere Trockenperioden überdauern und die hohe Virulenz sollten uns dazu veranlassen, grundsätzlich jegliche Feldausrüstung zu desinfizieren (siehe Kasten auf Seite 3 ☞), vor allem, wenn man in einem der *Bsal*-Endemiegebiete unterwegs war (STEGEN et al. 2017).



**Aktuelle Verbreitung von *Bsal* in Deutschland: Kreise zeigen Nachweise außerhalb Bayerns (blau 2018 und rot 2019; schwarz außerhalb Deutschlands); X gibt *Bsal*-negativ getestete Standorte an; orange Quadrate verorten bayerische *Bsal*-Nachweise (mit freundlicher Genehmigung aus LÖTTERS et al. 2020a, verändert).**

Auch *Bsal* verbreitet sich innerhalb der Population hauptsächlich über Tier-Tier-Kontakte oder über das Wasser. Dies, zusammen mit der Tatsache, dass das Pathogen am besten bei niedrigen Temperaturen wächst, bedingt, dass Massensterben meist im Frühjahr nach der Überwinterung und beim Absetzen der Larven auftreten (LÖTTERS et al. 2020a). Zu dieser Zeit sollte also besonders auf tote oder sterbende Salamander geachtet werden, um auch die weitere Krankheitsausbreitung besser dokumentieren zu können. Auffällige tote

Salamander (ausgenommen Straßenopfer u.ä.) sollten daher unbedingt an die *Bsal*-Koordinationsstelle der Universität Trier und die lokalen Behörden gemeldet werden.

Das klinische Bild einer *Bsal*-Infektion ist meist deutlich spezifischer als bei *Bd*: Meist zeigen sich kreisrunde Fraßstellen bzw. Löcher in der Haut betroffener Tiere, die sich zu zunehmend größeren Hautläsionen ausweiten (MARTEL et al. 2013).



**Feuersalamander mit den *Bsal*-typischen Hautläsionen** (Foto: Frank Pasmans)



**Ein gesundes Tier zum Vergleich** (Foto: Amadeus Plewnia)



**Da sich *Bsal* vornehmlich im Wasser ausbreitet, stellt das Absetzen der Larven durch Feuersalamanderweibchen ein besonderes Risiko der Infektion oder des Sporeneintrags dar.** (Foto: Amadeus Plewnia).



**Ein an *Bsal* verstorbener Feuersalamander aus der Eifel** (Foto: Amadeus Plewnia)

### Mischinfektionen

Inzwischen konnten auch Mischinfektionen von *Bsal* und *Bd* dokumentiert werden, die die Entstehung noch virulenterer Chytrid-Stämme durch horizontalen Gentransfer ermöglichen könnten – ein weiterer Grund, warum die Ausbreitung beider Pathogene in die Areale

des jeweils anderen verhindert werden sollten (LÖTTERS et al 2018).

Weitere Informationen unter:  
[www.salamanderfungus.org](http://www.salamanderfungus.org)

### 3 Ranaviren

Diese Vertreter der *Iridoviridae* befallen eine Vielzahl an wechselwarmen Wirbeltieren in all ihren Altersstadien. Wichtigste Übertragungswege sind auch hier direkter Kontakt erkrankter Tiere und mit Viren kontaminiertes Wasser. Allerdings können Virionen (vollständige Viruspartikel außerhalb von Körperzellen) mehrere Wochen im Substrat überleben, was uns erneut zu strikter Hygiene und Desinfektion, wie bereits bei *Bd* und *Bsal* beschrieben, veranlassen sollte (ALLAIN & DUFFUS 2019; MUTSCHMANN 2010).

Es gibt eine Vielzahl verschiedener Ranavirus-Stämme mit dem Frog Virus 3 als bekanntestem. Gerade deshalb scheint eine anthropogene Verschleppung besonders gefährlich, da Amphibienbestände einer Region zwar teilweise autochthone Virenstämme überleben, gegenüber neu eingeschleppten jedoch eine meist stark erhöhte Mortalität zeigen. Den meisten gemein sind Hautnekrosen, Ödeme

und Hämorrhagien der Haut sowie eine pathologische Vergrößerung der Leber als häufigste Symptome. Das Krankheitsbild kann aber oft durch bakterielle Sekundärinfektionen verzerrt sein, sodass häufig Symptome des Red-leg Syndroms erkennbar werden. Eine Diagnose ist histologisch an konservierten Tierkörpern möglich (GRAY et al. 2009).

Da es derzeit auch bei Tieren in Gefangenschaft keine Möglichkeit gibt, Ranaviren zu therapieren, muss auf die Gefährlichkeit des Pathogens für ex-situ Projekte hingewiesen werden.

Weitere Informationen unter:

 [www.ranavirus.org](http://www.ranavirus.org)

## 4 Myiasis

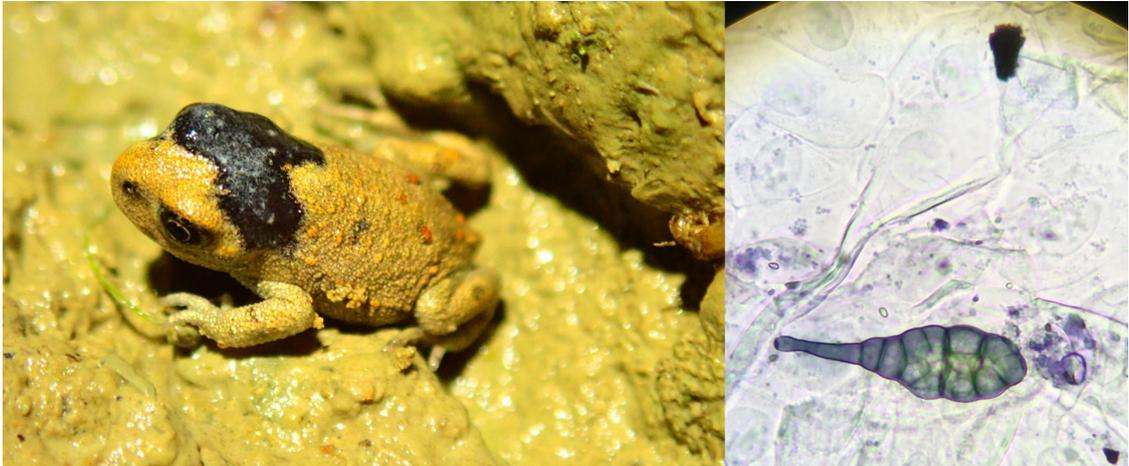
Eine wegen ihres für befallene Amphibien recht grausamen Verlaufs viel beachtete, einheimische Parasitose ist die Myiasis. Hierbei legen Schmeißfliegen (Calliphoridae, meist die Krötengoldfliege *Lucilia bufonivora*) ihre Eier auf Kopfoberseite oder Rücken der Tiere. Die daraus schlüpfenden Larven wandern durch die Nasenlöcher ein und fressen sich unter Zerstörung von Gewebe und Knochen bis ins Gehirn, was nach einigen Tagen zum Tod der Tiere führt (MUTSCHMANN 2010). Mortalitätsraten befallener Tiere liegen bei nahezu 100 % und in Ausnahmefällen konnten sogar Befallsintensitäten von 70 % aller untersuchten großen, weiblichen Erdkröten, welche

bevorzugt parasitiert werden, dokumentiert werden (WEDDELING 2014). Die Erdkröte ist die am häufigsten betroffene Art, jedoch wurde Myiasis vielfach bei anderen Froschlurchen sowie beim Feuersalamander nachgewiesen (MUTSCHMANN 2010). Trotz des auffälligen, weit verbreiteten Krankheitsbildes ist kaum etwas über die Auswirkungen auf Populationsebene bekannt. Erwähnt werden muss aber, dass die Krötengoldfliege und die durch sie hervorgerufene Myiasis in Bayern einheimisch ist und das Krankheitsbild somit nicht zu den z. T. populationsgefährdenden, invasiven Emerging Infectious Diseases gezählt werden kann.



**Erdkröte mit Eiern der Krötengoldfliege**  
(Foto: Andreas Zahn)

## 5 Chromomykosen



**Kreuzkröte (*Epidalea calamita*) mit typischen Symptomen einer Chromomykoseinfektion; rechts daneben ein Schwärzepilz der Gattung *Alternaria* von der Haut einer Gelbbauchunke (*Bombina variegata*) (Fotos: Amadeus Plewnia)**

Abschließend möchte ich noch die Chromomykosen erwähnen, da diese sehr häufig bei juvenilen Amphibien vorkommen. Ubiquitär verbreitete Schwärzepilze verschiedenster Art können dieses Krankheitsbild hervorrufen und befallen dabei die Haut und inneren Organe der Amphibien. Dabei kommt es meist zu schwärzlichen Verfärbungen und Ulzera (Geschwüren) der Haut und zu Knoten in inneren Organen. Die Krankheit wird vor allem von hohen Temperaturen begünstigt und kann dann über die Hälfte aller Metamorphlinge

eines Gewässers befallen. Eine deutlich erhöhte Mortalität befallener Tiere zeigte sich in Gefangenschaft; über die Auswirkungen auf wildlebende Populationen ist jedoch zu wenig bekannt. Betont werden muss aber, dass manche Chromomykose-Erreger potenziell humanpathogen sind, weshalb erkrankte Tiere ausschließlich mit Einweghandschuhen berührt werden sollten (Mutschmann pers. Mitteilung; eigene Beobachtungen).

## 6 Literatur

- ALLAIN, S. J. R. & DUFFUS, A. L. J. (2019): Emerging infectious disease threats to European herpetofauna. – *Herpetologica Journal*, 29: 189–206.
- BÖLL, S., TOBLER, U., GEIGER, C. C., HANSBAUER, G. & SCHMIDT, B. R. (2014): Unterschiedliche *Bd*-Prävalenzen und -Befallsstärken verschiedener Amphibienarten und Entwicklungsstadien an einem Chytridpilz belasteten Standort in der bayerischen Rhön. – *Zeitschrift für Feldherpetologie*, 21: 183–194.
- BOSCH, J., MARTINEZ-SOLANO, I. & GARCIA-PARIS, M. (2001): Evidence of a chytrid fungus infection involved in the decline of the common midwife toad (*Alytes obstetricans*) in protected areas of central Spain. – *Biological Conservation*, 97: 331–337.
- DALBECK, L., DÜSSEL-SIEBERT, H., KERRES, A., KIRST, K., KOCH, A., LÖTTERS, S., OHLHOFF, D., SABINO-PINTO, J., PREISSLER, K., SCHULTE, U., SCHULZ, V., STEINFARTZ, S., VEITH, M., VENCES, M., WAGNER & N. WEGGE, J. (2018): Die Salamanderpest und ihr Erreger *Batrachochytrium salamandrivorans* (*Bsal*): aktueller Stand in Deutschland. – *Zeitschrift für Feldherpetologie*, 25: 1–22.
- FRANKLINOS, L. H. V., LORCH, J. M., BOHUSKI, E., RODRIGUEZ-RAMOS FERNANDEZ, J., WRIGHT, O. N., FITZPATRICK, L., PETROVAN, S., DURRANT, C., LINTON, C., BALÁZ, V., CUNNINGHAM, A. A. & LAWSON, B. (2017): Emerging fungal pathogen *Ophidiomyces ophiodiicola* in wild European snakes. – *Scientific Reports*, 7(3844): 1–7.
- GRAY, M., MILLER, D. & HOVERMAN, J. (2009): Ecology and pathology of amphibian ranaviruses. – *Diseases of Aquatic Organisms*, 87: 243–266.
- LAMPO, M., SEÑARIS, C., GARCÍA, C. Z. (2017): Population dynamics of the critically endangered toad *Atelopus cruciger* and the fungal disease chytridiomycosis. – *PLoS ONE*, 12(6): e0179007.
- LONGCORE, J.E., PESSIER, A.P. & NICHOLS, D. K. (1999): *Batrachochytrium dendrobatidis* gen. et sp. nov., a chytrid pathogenic to amphibians. – *Mycologia*, 91(2): 219.
- LÖTTERS, S., KIELGAST, J., BIELBY, J., SCHMIDTLEIN, S., BOSCH, J., VEITH, M., WALKER, S. F., FISHER, M. C. & RÖDDER, D. (2009): The Link Between Rapid Enigmatic Amphibian Decline and the Globally Emerging Chytrid Fungus. – *EcoHealth*, 6: 358–372.
- LÖTTERS, S., WAGNER, N., KERRES, A., VENCES, M., STEINFARTZ, S., SABINO-PINTO, J., SEUFER, L., PREISSLER, K., SCHULZ, V. & VEITH, M. (2018): First report of host co-infection of parasitic amphibian chytrid fungi. – *Salamandra*, 54: 287–290.
- LÖTTERS, S., WAGNER, N., ALBALADEJO, G., BÖNING, P., DALBECK, L., DÜSSEL, H., FELDMEIER, S., GUSCHAL, M., KIRST, K., OHLHOFF, D., PREISSLER, K., REINHARDT, T., SCHLÜPMANN, M., SCHULTE, U., SCHULZ, V., STEINFARTZ, S., TWIETMEYER, S., VEITH, M., VENCES & M., WEGGE, J. (2020A): The amphibian pathogen *Batrachochytrium salamandrivorans* in the hotspot of its European invasive range: past – present – future. – *Salamandra*, 56: 173–188.
- LÖTTERS, S., VEITH, M., WAGNER, N., MARTEL, A. & PASMANS, F. (2020B): *Bsal*-driven salamander mortality pre-dates the European index outbreak. – *Salamandra*, 56: 239–242.
- MARTEL, A., SPITZEN-VAN DER SLUIJS, A., BLOOI, M., BERT, W., DUCATELLE, R. & FISHER, M. C. (2013): *Batrachochytrium salamandrivorans* sp. nov. causes lethal chytridiomycosis in amphibians. – *Proceedings of the National Academy of Sciences of the USA*, 110: 15325–15329.
- MEIER, G., NOTOMISTA, T., MARINI, D. & FERRI, V. (2018): First case of Snake Fungal Disease affecting a free-ranging *Natrix natrix* (Linnaeus, 1758) in Ticino Canton, Switzerland. – *Herpetology Notes*, 11: 885–891.
- MUTSCHMANN, F. (2007): Chytridiomycosis in Germany – an overview. In: SEYBOLD, J. & MUTSCHMANN, F. (Hrsg.): *Proceedings of the 7th International Symposium on Pathology and Medicine in Reptiles and Amphibians*, Berlin 2004. – Edition Chimaira, 2007: 130–133.
- MUTSCHMANN, F. (2010): *Erkrankungen der Amphibien*, 2. Aufl. – Enke, Stuttgart.

- NGUYEN, T. T., NGUYEN, T. V., ZIEGLER, T., PASMANS, F. & MARTEL, A. (2017): Trade in wild anurans vectors the urodelan pathogen *Batrachochytrium salamandrivorans* into Europe. – *Amphibia-Reptilia*, 38: 554–556.
- OHST, T., GRÄSER, Y. & PLÖTNER, J. (2013): *Batrachochytrium dendrobatidis* in Germany: distribution, prevalences, and prediction of high risk areas. – *Diseases of Aquatic Organisms* 107: 49–59.
- SABINO-PINTO, J., VEITH, M., VENCES, M., STEINFARTZ, S. (2018): Asymptomatic infection of the fungal pathogen *Batrachochytrium salamandrivorans* in captivity. – *Scientific Reports*, 8: 11767.
- SACHS, M., SCHLÜCKEBIER, R., POLL, K., SCHULZ, V., SABINO-PINTO, J., SCHMIDT, E., SIMON, K., KÜNZEL, S., ZIEGLER, T., ARNDT, H. & VENCES, M. (2020): Evidence of *Batrachochytrium dendrobatidis* and other amphibian parasites in the Green toad (*Bufo viridis*), syntopic amphibians and environment in the Cologne Bay, Germany. – *Salamandra*, 56: 275–284.
- SCHEELE, B. C., PASMANS, F., SKERRATT, L. F., BERGER, L., MARTEL, A., BEUKEMA, W., ACEVEDO, A. A., BURROWES, P. A., CARVALHO, T., CATENAZZI, A., DE LA RIVA, I., FISHER, M. C., FLECHAS, S. V., FOSTER, C. N., FRIAS-ÁLVAREZ, P., GARNER, T. W. J., GRATWICKE, B., GUAYASAMIN, J. M., HIRSCHFELD, M., KOLBY, J. E., KOSCH, T. A., LA MARCA, E., LINDENMAYER, D. B., LIPS, K. R., LONGO, A. V. ET AL. (2019): Amphibian fungal panzootic causes catastrophic and ongoing loss of biodiversity. – *Science*, 363: 1459–1463.
- SCHMELLER, D. S., UTZEL, R., PASMANS, F. & MARTEL, A. (2020): *Batrachochytrium salamandrivorans* kills alpine newts (*Ichthyosaura alpestris*) in southernmost Germany. – *Salamandra*, 56: 230–232.
- STEGEN, G., PASMANS, F., SCHMIDT, B. R., ROUFFAER, L. O., VAN PRAET, S., SCHAUB, M., CANESSA, S., LAUDELOUT, A., KINET, T., ADRIAENSEN, C., HAESBROUCK, F., BERT, W., BOSSUYT, F. & MARTEL, A. (2017): Drivers of salamander extirpation mediated by *Batrachochytrium salamandrivorans*. – *Nature*, 544: 353–356.
- THEIN, J., RECK, U., DITTRICH, C., MARTEL, A., SCHULZ, V. & HANSBAUER, G. (2020): Preliminary report on the occurrence of *Batrachochytrium salamandrivorans* in the Steigerwald, Bavaria, Germany. – *Salamandra*, 56: 227–229.
- WADDLE, A. W., LEVY, J. E., RIVERA, R., VAN BREUKELEN, F., NASH, M. & JAEGER, J. R. (2019): Population-Level Resistance to Chytridiomycosis is Life-Stage Dependent in an Imperiled Anuran. *EcoHealth*, <https://doi.org/10.1007/s10393-019-01446-y>.
- WEDDELING, K. (2014): Von Fliegen und Erdkröten: Myiasis bei Anuren im Drachenfelder Ländchen bei Bonn – Fliegenarten, Phänologie, Schlupferfolg und Dichteeffekte im Amphibienkadaver. – *Zeitschrift für Feldherpetologie*, 21: 165–182.